

Control biológico de plagas en horticultura

Experiencias argentinas de las últimas tres décadas

Luis Andrés Polack, Roberto Eduardo Lecuona y Silvia Noemí López
Compiladores





Control biológico de plagas en horticultura

Experiencias argentinas de las últimas tres décadas

Compiladores

Luis Andrés Polack, Roberto Eduardo Lecuona y

Silvia Noemí López



Ministerio de Agricultura,
Ganadería y Pesca
Argentina

INTA Ediciones

Instituto de Microbiología y Zoología Agrícola – IMYZA – CICVyA - CNIA

2020

Control biológico de plagas en horticultura : experiencias argentinas de las últimas tres décadas / Luis Andres Polack ... [et al.] ; compilado por Luis Andres Polack ; Roberto Eduardo Lecuona ; Silvia N. López ; editado por Lorena La Fuente ; Claudio Galamarino ; prólogo de Claudio Galmarino... [et al.].- 1a ed.- Ciudad Autónoma de Buenos Aires : Ediciones INTA, 2020. Libro digital, PDF

Archivo Digital: descarga y online
ISBN 978-987-8333-43-4

1. Hortaliza. 2. Control Biológico. 3. Control de Plagas. I. Polack, Luis Andres, comp. II. Lecuona, Roberto Eduardo, comp. III. López, Silvia N., comp. IV. La Fuente, Lorena, ed. V. Galamarino, Claudio, ed.
CDD 632.96

Este documento es resultado del financiamiento otorgado por el Estado Nacional, por lo tanto, queda sujeto al cumplimiento de la Ley N° 26.899.

Compiladores:

Luis Andrés Polack, Roberto Eduardo Lecuona y Silvia Noemí López

Diseño:

Lorena La Fuente

*Este libro
cuenta con licencia:*



Participantes

ACHINELLY, María Fernanda. Centro de Estudios Parasitológicos y de Vectores (CEPAVE, CONICET-UNLP). Boulevard 120 e/ 61 y 62 s/n (1900), La Plata, Buenos Aires, Argentina. E-mail: fachinelly@cepave.edu.ar

AGUIRRE, Alcides Máximo Raúl. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA). Estación Experimental Agropecuaria Bella Vista. Corrientes, Argentina. E-mail: aguirre.maximo@inta.gob.ar

ALONSO, Mariángeles. Centro de Estudios Parasitológicos y de Vectores (CEPAVE, CONICET-UNLP). Boulevard 120 e/ 61 y 62 s/n (1900), La Plata, Buenos Aires, Argentina. E-mail: mariangelesalonso88@gmail.com

ANDORNO, Andrea. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA). Centro Nacional de Investigaciones Agropecuarias (CNIA). Instituto de Microbiología y Zoología Agrícola (IMYZA). C. C. 25, (1712), Castelar, Buenos Aires, Argentina. E-mail: andorno.andrea@inta.gob.ar

BARRERA, Viviana. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA). Centro Nacional de Investigaciones Agropecuarias (CNIA). Instituto de Microbiología y Zoología Agrícola (IMYZA). C. C. 25, (1712), Castelar, Buenos Aires, Argentina. E-mail: barrera.viviana@inta.gob.ar

BENINTENDE, Graciela. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA). Centro Nacional de Investigaciones Agropecuarias (CNIA). Instituto de Microbiología y Zoología Agrícola (IMYZA). C. C. 25, (1712), Castelar, Buenos Aires, Argentina. E-mail: benintende.graciela@inta.gob.ar

CÁCERES, Sara. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA). Estación Experimental Agropecuaria Bella Vista. Corrientes, Argentina. E-mail: caceres.sara@inta.gob.ar

CEDOLA, Claudia. Centro de Estudios Parasitológicos y de Vectores (CEPAVE, CONICET-UNLP). Boulevard 120 e/ 61 y 62 s/n (1900), La Plata, Buenos Aires, Argentina. E-mail: claudia.cedola@gmail.com

CINGOLANI, María Fernanda. Centro de Estudios Parasitológicos y de Vectores (CEPAVE, CONICET-UNLP). Boulevard 120 e/ 61 y 62 s/n (1900), La Plata, Buenos Aires, Argentina. E-mail: fernandacingolani@cepave.edu.ar

COVIELLA, Carlos Eduardo. Programa de Ecología Terrestre, Departamento de Ciencias Básicas e INEDES (CONICET-UNLu). Universidad Nacional de Lujan, C. C. 221 (6700), Lujan, Buenos Aires. E-mail: carlosecoviella@yahoo.com

D'ALESSANDRO, Celeste Paola. Escola Superior de Agricultura "Luiz de Queiroz" (ESALQ). Universidade de São Paulo (USP). Av. Pádua Dias 11 CP 9, Piracicaba, São Paulo, CEP: (13418-900), Brasil. E-mail: celed1881@gmail.com.

D'AURO, Franco. Centro de Estudios Parasitológicos y de Vectores (CEPAVE, CONICET-UNLP). Boulevard 120 e/ 61 y 62 s/n (1900), La Plata, Buenos Aires, Argentina. E-mail: francodauro@gmail.com

DÍAZ, Beatriz María. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA). Estación Experimental Agropecuaria INTA Concordia. Entre Ríos, Argentina. E-mail: diaz.beatriz@inta.gob.ar

ELICECHE, Daiana. Centro de Estudios Parasitológicos y de Vectores (CEPAVE, CONICET-UNLP). Boulevard 120 e/ 61 y 62 s/n (1900), La Plata, Buenos Aires, Argentina. E-mail: eliceche@cepave.edu.ar

ESPINOZA GAVILANEZ, Rosita. Grupo de investigación Cultura, Alimentación y Agricultura, Universidad Politécnica Salesiana; Av. 12 de octubre N24-22 y Wilson Quito-Ecuador. E-mail: gespinozag@ups.edu.ec

FERNÁNDEZ, Celina Andrea. Cátedra de Zoología Agrícola, Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad Nacional de Rosario. C. C. 14, S2125ZAA, Zavalla, Santa Fe, Argentina. E-mail: celinafernandez_8@hotmail.com

FOGEL, Marilina Noelia. Centro de Estudios Parasitológicos y de Vectores (CEPAVE, CONICET-UNLP). Boulevard 120 e/ 61 y 62 s/n (1900), La Plata, Buenos Aires. Argentina. E-mail: marilinafogel@cepave.edu.ar

FRANCESENA, Natalia. Centro de Estudios Parasitológicos y de Vectores (CEPAVE, CONICET-UNLP). Boulevard 120 e/ 61 y 62 s/n (1900), La Plata, Buenos Aires. Argentina. E-mail: nfrancesena@cepave.edu.ar

GARCÍA, Julia. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA). Centro Nacional de Investigaciones Agropecuarias (CNIA). Instituto de Microbiología y Zoología Agrícola (IMYZA). C. C. 25, (1712), Castelar, Buenos Aires, Argentina. E-mail: garcia.julia@inta.gob.ar

GRECO, Nancy. Centro de Estudios Parasitológicos y de Vectores (CEPAVE, CONICET-UNLP). Boulevard 120 e/ 61 y 62 s/n (1900), La Plata, Buenos Aires. Argentina. E-mail: ngreco@cepave.edu.ar

GRILLI, Mariano Pablo. Centro de Relevamiento y Evaluación de Recursos Agrícolas y Naturales (CREAN-IMBIV), CONICET, Universidad Nacional de Córdoba, Córdoba, Argentina. E-mail: mariano.grilli@unc.edu.ar

GUGOLE OTTAVIANO, María Fernanda. Departamento de Evaluación Sensorial de Alimentos (DESA-ISETA), 9 de Julio, Buenos Aires, Argentina. E-mail: fergugole@hotmail.com

LA ROSSA, Francisco Rubén. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA). Centro Nacional de Investigaciones Agropecuarias (CNIA). Instituto de Microbiología y Zoología Agrícola (IMYZA). C. C. 25, (1712), Castelar, Buenos Aires, Argentina. E-mail: larossa.francisco@inta.gob.ar

LECUONA, Roberto Eduardo. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA). Centro Nacional de Investigaciones Agropecuarias (CNIA). Instituto de Microbiología y Zoología Agrícola (IMYZA). C. C. 25, (1712), Castelar, Buenos Aires, Argentina. E-mail: lecuona.roberto@inta.gob.ar

LIETTI, Marcela María. Cátedra de Zoología Agrícola, Consejo de Investigaciones UNR, Instituto de Investigaciones en Ciencias Agrarias (IICAR-CONICET-UNR), Universidad Nacional de Rosario. C. C. 14, S2125ZAA, Zavalla, Santa Fe, Argentina. E-mail: marcelalietti@gmail.com

LÓPEZ LASTRA, Claudia Cristina. Centro de Estudios Parasitológicos y de Vectores (CEPAVE, CONICET-UNLP). Boulevard 120 e/ 61 y 62 s/n (1900), La Plata, Buenos Aires, Argentina. E-mail: claudia@cepave.edu.ar

LÓPEZ, Silvia Noemí. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA). Centro Nacional de Investigaciones Agropecuarias (CNIA). Instituto de Microbiología y Zoología Agrícola (IMYZA). C. C. 25, (1712), Castelar, Buenos Aires, Argentina. E-mail: lopez.silvia@inta.gob.ar

LUNA, María Gabriela. Centro de Estudios Parasitológicos y de Vectores (CEPAVE, CONICET-UNLP). Boulevard 120 e/ 61 y 62 s/n (1900), La Plata, Buenos Aires, Argentina. E-mail: lunam@cepave.edu.ar

MANFRINO, Romina Guadalupe. Centro de Estudios Parasitológicos y de Vectores (CEPAVE, CONICET-UNLP). Boulevard 120 e/ 61 y 62 s/n (1900), La Plata, Buenos Aires, Argentina. E-mail: manfrino@cepave.edu.ar

MARTÍN, Mara. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA). Centro Nacional de Investigaciones Agropecuarias (CNIA). Instituto de Microbiología y Zoología Agrícola (IMYZA). C. C. 25, (1712), Castelar, Buenos Aires, Argentina. E-mail: martin.mara@inta.gob.ar

MAZA, Noelia. Cátedra de Zoología Agrícola, Facultad de Agronomía y Zootecnia, Universidad Nacional de Tucumán (FAZ, UNT) - CONICET. Florentino Ameghino s/n. Bº Mercantil (4105) El Manantial, Tucumán, Argentina. E-mail: mazanoelia@gmail.com

MEMA, Vanesa. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA). Centro Nacional de Investigaciones Agropecuarias (CNIA). Instituto de Microbiología y Zoología Agrícola (IMYZA). C. C. 25, (1712), Castelar, Buenos Aires, Argentina. E-mail: mema.vanesa@inta.gob.ar

PASCUA, Mariana. Centro de Estudios Parasitológicos y de Vectores (CEPAVE, CONICET-UNLP). Boulevard 120 e/ 61 y 62 s/n (1900), La Plata, Buenos Aires, Argentina. E-mail: marianas Pascua@gmail.com

PEREYRA, Patricia. Centro de Estudios Parasitológicos y de Vectores (CEPAVE, CONICET-UNLP). Boulevard 120 e/ 61 y 62 s/n (1900), La Plata, Buenos Aires, Argentina. E-mail: ppereyra@cepave.edu.ar

POLACK, Luis Andrés. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA). Estación Experimental Agropecuaria AMBA. Ituzaingó, Buenos Aires, Argentina. E-mail: polack.luis@inta.gob.ar

PUENTE, Mariana. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA). Centro Nacional de Investigaciones Agropecuarias (CNIA). Instituto de Microbiología y Zoología Agrícola (IMYZA). C. C. 25, (1712), Castelar, Buenos Aires, Argentina. E-mail: puente.mariana@inta.gob.ar

QUINTANA, Graciela. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA). Centro Nacional de Investigaciones Agropecuarias (CNIA). Instituto de Microbiología y Zoología Agrícola (IMYZA). C. C. 25, (1712), Castelar, Buenos Aires, Argentina. E-mail: quintana.graciela@inta.gob.ar

RIMOLDI, Federico. Centro de Investigaciones del Medio Ambiente (CIM, CONICET-UNLP), Boulevard 120 nro. 14651/2 e/ 61 y 64, (1900), La Plata, Buenos Aires, Argentina. E-mail: frimoldi@quimica.unlp.edu.ar

ROCCA, Margarita. Centro de Estudios Parasitológicos y de Vectores (CEPAVE, CONICET-UNLP). Boulevard 120 e/ 61 y 62 s/n (1900), La Plata, Buenos Aires, Argentina. E-mail: mrocca@cepave.edu.ar

SALAS GERVAISSIO, Nadia Gisela. Centro de Estudios Parasitológicos y de Vectores (CEPAVE, CONICET-UNLP). Boulevard 120 e/ 61 y 62 s/n (1900), La Plata, Buenos Aires, Argentina. E-mail: salas@cepave.edu.ar

SALVADOR, Ricardo. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA). Centro Nacional de Investigaciones Agropecuarias (CNIA). Instituto de Microbiología y Zoología Agrícola (IMYZA). C. C. 25, (1712), Castelar, Buenos Aires, Argentina. E-mail: salvador.ricardo@inta.gob.ar

SÁNCHEZ, Norma Elba. Centro de Estudios Parasitológicos y de Vectores (CEPAVE, CONICET-UNLP). Boulevard 120 e/ 61 y 62 s/n (1900), La Plata, Buenos Aires, Argentina. E-mail: nsanchez@cepave.edu.ar

SARANDÓN, Santiago. CIC- Laboratorio de Investigación y Reflexión en Agroecología (LIRA), Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales, UNLP, CC 31, 1900, La Plata, Buenos Aires, Argentina. E-mail: sarandon@agro.unlp.edu.ar

SAUKA, Diego. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA). Centro Nacional de Investigaciones Agropecuarias (CNIA). Instituto de Microbiología y Zoología Agrícola (IMYZA). C. C. 25, (1712), Castelar, Buenos Aires, Argentina. E-mail: sauka.diego@inta.gob.ar

SCHNEIDER, Marcela Inés. Centro de Estudios Parasitológicos y de Vectores (CEPAVE, CONICET-UNLP). Boulevard 120 e/ 61 y 62 s/n (1900), La Plata, Buenos Aires, Argentina. E-mail: mschneider@cepave.edu.ar

SILVESTRE, Carlos. Brometan SRL. Sistemas Biológicos. E-mail: csilvestre@brometan.com.ar

STRASSERA, María Eugenia. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA). Estación Experimental Agropecuaria AMBA. Ituzaingó, Buenos Aires, Argentina. E-mail: strasera.maria@inta.gob.ar

VALLEJO, Daniela. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA). Centro Nacional de Investigaciones Agropecuarias (CNIA). Instituto de Microbiología y Zoología Agrícola (IMYZA). C. C. 25, (1712), Castelar, Buenos Aires, Argentina. E-mail: vallejo.daniela@inta.gob.ar

VALLINA, Consuelo. Centro de Estudios Parasitológicos y de Vectores (CEPAVE, CONICET-UNLP). Boulevard 120 e/ 61 y 62 s/n (1900), La Plata, Buenos Aires, Argentina. E-mail: cvallina@cepave.edu.ar ; consuelovallina@gmail.com

VIGLIANCHINO, Liliana. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA). Estación Experimental Agropecuaria Balcarce. Agencia de Extensión Rural Mar del Plata. Dorrego 2583. Plata Alta, (7600), Buenos Aires, Argentina. E-mail: viglianchino.liliana@inta.gob.ar

VISCARRET, Mariana. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA). Centro Nacional de Investigaciones Agropecuarias (CNIA). Instituto de Microbiología y Zoología Agrícola (IMYZA). C. C. 25, (1712), Castelar, Buenos Aires, Argentina. E-mail: viscarret.mariana@inta.gob.ar

ÍNDICE

INTRODUCCIÓN..... 14

CONTROL BIOLÓGICO, MARCO CONCEPTUAL Y CONTEXTO PRODUCTIVO

Luis Andrés POLACK, Patricia PEREYRA y Santiago SARANDÓN

SECCIÓN I. CONTROL BIOLÓGICO CON ENTOMÓFAGOS

CAPÍTULO 1 33

DEPREDADORES

Nancy GRECO y Margarita ROCCA

CAPÍTULO 2 75

PARASITOIDES

María Gabriela LUNA

CAPÍTULO 3 89

PRODUCCIÓN MASIVA Y LIBERACIÓN DE ENTOMÓFAGOS

Mariana VISCARRET y Silvia LÓPEZ

CAPÍTULO 4 107

CONTROL BIOLÓGICO CLÁSICO

Luis Andrés POLACK

CAPÍTULO 5 113

CONTROL BIOLÓGICO POR CONSERVACIÓN

Beatriz DÍAZ, Andrea ANDORNO y Celina FERNANDEZ

CAPÍTULO 6 140

**COMPATIBILIDAD ENTRE EL CONTROL QUÍMICO Y EL BIOLÓGICO.
EVALUACIÓN DE LA TOXICIDAD DE PLAGUICIDAS SOBRE ENEMIGOS
NATURALES**

*Marcela SCHNEIDER, Andrea ANDORNO, Marilina FOGEL, Federico RIMOLDI,
María Eugenia STRASSERA y Silvia LÓPEZ*

SECCIÓN II. CONTROL BIOLÓGICO DE ARTRÓPODOS PLAGA CON ENTOMOPATÓGENOS

CAPÍTULO 7 188

**USO DE HONGOS ENTOMOPATÓGENOS PARA EL CONTROL MICROBIANO
DE ARTRÓPODOS EN CULTIVOS HORTÍCOLAS**

*Romina MANFRINO, Celeste D'ALESSANDRO, Roberto LECUONA y
Claudia C. LÓPEZ LASTRA*

CAPÍTULO 8 217

BACTERIAS ENTOMOPATÓGENAS

Diego SAUKA y Graciela BENINTENDE

CAPÍTULO 9	226
-------------------------	-----

VIRUS ENTOMOPATÓGENOS

Graciela QUINTANA y Ricardo SALVADOR

CAPÍTULO 10	249
--------------------------	-----

NEMATODOS ENTOMOPATÓGENOS

María Fernanda ACHINELLY y Daiana ELICECHE

SECCIÓN III. MICROORGANISMOS BENÉFICOS PARA SER USADOS EN CONTROL BIOLÓGICO DE FITOPATÓGENOS Y PROMOCION DEL CRECIMIENTO VEGETAL

CAPÍTULO 11	285
--------------------------	-----

HONGOS Y BACTERIAS ANTAGONISTAS DE FITOPATÓGENOS

Vanesa MEMA, Mara MARTÍN y Viviana BARRERA

CAPÍTULO 12	310
--------------------------	-----

BACTERIAS PROMOTORAS DEL CRECIMIENTO VEGETAL

Julia GARCÍA, Daniela VALLEJO y Mariana PUENTE

SECCIÓN IV. CONTROL BIOLÓGICO APLICADO DE PLAGAS HORTÍCOLAS

CAPÍTULO 13	341
--------------------------	-----

CONTROL BIOLÓGICO DE PULGONES

Beatriz DIAZ, Francisco Rubén LA ROSSA, Andrea ANDORNO, Silvia LÓPEZ y Noelia MAZA

CAPÍTULO 14	372
--------------------------	-----

CONTROL BIOLÓGICO DE MOSCAS BLANCAS

Silvia LÓPEZ, Celeste D´ALESSANDRO y Mariana VISCARRET

CAPÍTULO 15	409
--------------------------	-----

CONTROL BIOLÓGICO DE TRIPS

Liliana VIGLIANCHINO

CAPÍTULO 16	425
--------------------------	-----

CONTROL BIOLÓGICO DE LA POLILLA DEL TOMATE *Tuta absoluta*

María LUNA, Carlos COVIELLA, Nadia SALAS GERVASSIO, Patricia PEREYRA, Consuelo VALLINA, Franco D´AURO y Norma SANCHEZ

CAPÍTULO 17	444
--------------------------	-----

***Plutella xylostella*: BIOECOLOGÍA Y CONTROL BIOLÓGICO**

Marcela LIETTI, Mariano GRILLI, Celina FERNÁNDEZ y Rosita ESPINOZA GAVILANEZ

CAPÍTULO 18 484

CONTROL BIOLÓGICO DE ÁCAROS DE IMPORTANCIA HORTÍCOLA

Claudia CEDOLA

SECCIÓN V. APLICACIÓN DEL CONTROL BIOLÓGICO EN ALGUNOS CULTIVOS HORTÍCOLAS

CAPÍTULO 19 512

CONTROL BIOLÓGICO EN FRUTILLA

Nancy GRECO, María Fernanda GUGOLE OTTAVIANO, María Fernanda CINGOLANI, Natalia FRANCESENA, Mariana PASCUA, Mariángeles ALONSO, Norma SÁNCHEZ

CAPÍTULO 20 527

CONTROL BIOLÓGICO EN TOMATE

Luis Andrés POLACK

CAPÍTULO 21 540

EL CONTROL BIOLÓGICO COMO COMPONENTE DEL MANEJO INTEGRADO DE PLAGAS EN PIMIENTO

Sara CÁCERES, Máximo ALCIDES AGUIRRE y Carlos SILVESTRE

Agradecimientos del Dr. Luis Andrés Polack

A los profesionales de la actividad privada que apoyaron y fomentaron el desarrollo de la tecnología del Control Biológico, en especial al Ing. Agr. Carlos Silvestre, por su empuje y compromiso, al Ing. Agr. Alberto Iezzi, referente de los profesionales del Cinturón Hortícola Platense y al Ing. Agr. Enrique Manzo, de Mar del Plata.

A la empresa Brometán S.R.L. que contribuyó y sigue apoyando, a través del Convenio de Colaboración con INTA, al desarrollo del Control Biológico con artrópodos benéficos en Argentina.

A los productores que apoyaron el desarrollo del Control Biológico apostando por una producción hortícola que minimice el impacto ambiental. Confiaron en la tecnología cuando aún requería de ajustes en el campo y prestaron generosamente sus cultivos para hacer esos ajustes. Se mencionan especialmente a Bruno Simonetti y su hijo Livio, Larino y su hijo Damián Simonetti y Bruno Simonetti (hermano de Larino), Pablo Coltrinari y Ricardo Fernández.

Finalmente, quiero hacer un reconocimiento a los investigadores del INTA y de las Universidades que iniciaron el camino del Control Biológico en Argentina, que apoyaron y fueron parte de la elaboración de este Libro.

Dedicado

A los pioneros fundadores del INTA, en particular al Ing. Agr. Don Ubaldo García que me alentó a desarrollar mi carrera en esta Institución.

Agradecimientos de Silvia N. López y Roberto E. Lecuona

Es importante reconocer y agradecer el trabajo constante y a veces silencioso de colegas dedicados al control biológico, tanto con entomófagos como con entomopatógenos, demostrando las ventajas de esta táctica de control menos contaminante; muchos de ellos participan de este libro.

Con el correr de los años, hemos encontrado productores pioneros que han colaborado para hacer realidad al control biológico en diferentes cultivos; también, va hacia ellos nuestro agradecimiento.

Prólogo de los Compiladores

Existe una demanda creciente tanto a nivel local como mundial de consumir alimentos más sanos e inocuos. Esta demanda está acompañada también por una preocupación de la sociedad en relación a los riesgos ambientales que conllevan ciertas prácticas agrícolas como el control de plagas (artrópodos, enfermedades y malezas) mediante el uso de agroquímicos. La horticultura intensiva está particularmente sometida a esta mirada inquisidora por desarrollarse principalmente en áreas periurbanas lindantes con el asentamiento de altos niveles poblacionales. Esto ha llevado a legislaciones más estrictas en las intersecciones urbano-rurales. En ese sentido, el control de plagas en estos sistemas, bajo las premisas de inocuidad y sostenibilidad ambiental, ha sido siempre uno de los desafíos más grandes desde el punto de vista del desarrollo de tecnología menos contaminante. Este libro refleja el esfuerzo y dedicación llevado adelante en nuestro país durante más de 30 años de investigaciones en relación al control biológico de invertebrados plagas en cultivos hortícolas. Es un esfuerzo compartido por investigadores del INTA, CONICET y Universidades el que ha permitido compilar y sistematizar la información disponible en relación a esta temática. La publicación está pensada como un camino para adentrarse en el conocimiento del control biológico de plagas que pueda ser aprovechado por estudiantes, profesionales asesores, extensionistas y productores. Se describen en los capítulos iniciales los diferentes agentes de control biológico disponibles, tanto macro como microorganismos, para continuar con ejemplos concretos de aplicación en campo para el control de distintas plagas en los principales cultivos hortícolas. Un valor que tiene este libro es que la mayoría de la información ha sido generada en la Argentina y, por lo tanto, lejos de teorizar sobre el control biológico, es información con un alto grado de aplicabilidad dentro del país. También, el libro deja un espacio a interrogantes y planteos de necesidades de estudios futuros para estimular la curiosidad de nuevos investigadores. Esperamos que esta publicación sea un aporte enriquecedor que contribuya a una horticultura más sostenible.

Prólogo del Dr. Claudio Galmarini

La horticultura es una actividad intensiva que aporta gran valor agregado. La superficie cultivada con hortalizas representa solo el 2 % de la superficie dedicada a la agricultura en Argentina, sin embargo, contribuye con alrededor del 11 % del producto bruto agrícola del país. La horticultura nacional ocupa alrededor de 10 millones de jornales por año, lo que la transforma en una de las actividades de mayor valor social. Especies como ajo, batata, cebolla, garbanzo, lechuga, papa, pimiento, poroto seco, tomate, zanahoria y zapallo, concentran más del 85 % del valor de la producción. El 93 % de la producción se destina al mercado interno. En la última década se verifica una tendencia mundial de incremento del consumo de hortalizas por su asociación con efectos benéficos para la salud. En Argentina se estima una ingesta diaria de 140 g de hortalizas por habitante, lejos de lo aconsejado por la Organización Mundial para la Salud (OMS), que recomienda 400 g por habitante y por día. Si nuestro país acompaña esa tendencia mundial, existe una excelente oportunidad de por lo menos duplicar lo consumido en el mercado interno, con el consiguiente beneficio para el productor y el consumidor. Por otra parte, subsisten problemas de trazabilidad e inocuidad en la producción de hortalizas, lo cual conspira contra el incremento del consumo. De allí la necesidad de desarrollar e implementar protocolos de buenas prácticas y sistemas de producción integrada, entre otras alternativas. Plagas como pulgones, trips, mosca blanca, entre otras, causan importantes pérdidas en la producción. La presente publicación, referida al control biológico de plagas en horticultura, es una excelente contribución para alcanzar el objetivo de disminuir el uso de plaguicidas y por ende mejorar la calidad de las hortalizas que se consumen.

Quiero resaltar el esfuerzo y la dedicación de especialistas del INTA, de Universidades Nacionales, del CONICET y de todos aquellos que han participado en la concreción de esta publicación, que permite sistematizar la información disponible en relación a esta temática. Esperamos que estos aportes sean de utilidad a estudiantes, profesionales asesores, extensionistas y productores, y contribuyan a lograr una producción más eficiente y sostenible desde el punto de vista económico, social y ambiental.

Dr. Claudio Galmarini

*Excoordinador del Programa Nacional de Hortalizas,
Flores, Aromáticas y Medicinales del INTA*

INTRODUCCIÓN

CONTROL BIOLÓGICO, MARCO CONCEPTUAL Y CONTEXTO PRODUCTIVO

Polack, L. A., Pereyra, P. y Sarandón, S.

LOS PROBLEMAS DE LA AGRICULTURA MODERNA

La agricultura ha ido evolucionando al compás de los cambios sociales y tecnológicos a lo largo de la historia de la humanidad. Pero, desde mediados del siglo XX hasta el presente, se produjeron cambios profundos y radicales. El punto de partida fue la denominada Revolución Verde que comienza en 1944, cuando la Fundación Rockefeller y el gobierno de México establecieron el Programa Cooperativo de Producción e Investigación de Trigo, con el fin de erradicar el hambre en el mundo. En los países “en vías de desarrollo”, el impacto de las nuevas variedades de trigo (asociado a las correspondientes prácticas agrícolas) fue enorme, sobre todo en India, Pakistán, China y países de Latinoamérica. Algunos de estos países como el mencionado México, pasaron de ser importadores a ser exportadores de grano (Borlaug, 1970). El llamado “padre de la Revolución Verde”, Norman Borlaug recibió el premio Nobel de la Paz en 1970.

Uno de los pilares de la Revolución Verde fue el mejoramiento genético. En poco tiempo se reemplazaron un gran número de cultivares locales, de baja productividad, pero de gran variabilidad genética, por un reducido número de cultivares uniformes de alto potencial de rendimiento (FAO, 1967). Para aprovechar ese alto potencial productivo se desarrolló paralelamente una tecnología (“paquete tecnológico”) más acorde a los requerimientos de estos nuevos cultivares que a la diversidad de condiciones de los diferentes ambientes donde iban a ser sembrados.

Cuando el insecticida DDT apareció en el mercado en 1942, se lo consideró la panacea para erradicar las plagas agrícolas, que en algunos países llegaban a destruir cosechas enteras. El espectacular éxito de la aplicación del DDT estimuló el desarrollo de muchos otros insecticidas. Estos plaguicidas se convirtieron en los socios ideales de los nuevos cultivares mejorados.

El número de plaguicidas en los Estados Unidos registrados aumentó de unos 30 en 1936 a más de 900 en 1971 (*Pesticide Review*, citado por Luckman y Metcalf, 1975). En 1948, Paul Müller, descubridor de las propiedades insecticidas del DDT, recibió el premio Nobel de Fisiología y Medicina.

El uso de estas nuevas variedades también generalizó el empleo de fertilizantes químicos, de maquinaria pesada y del riego. Desde 1945 a 1980 el consumo anual mundial de fertilizantes NPK (nitrógeno-fósforo-potasio) pasó de 7,3 a 117,2 millones de toneladas con una tasa de incremento del 100 % por década.

Rápidamente quedó delineado un nuevo paradigma que puede sintetizarse en la siguiente ecuación (Altieri, 1992):

Variedades Mejoradas + Fertilizantes + Plaguicidas = Altos Rendimientos
--

En la década del '60 la euforia inicial acerca de las bondades de los insecticidas, fue mutando a duda e inquietud. Comenzaron a ponerse en evidencia tanto el deterioro y la contaminación de los recursos naturales, como los riesgos para la salud humana (Nieto Caraveo, 1999). Los sistemas productivos emergentes se hicieron altamente dependientes de insumos externos (fertilizantes, plaguicidas, riego, etc.) para que los cultivos expresaran todo su potencial de rendimiento. Sin embargo, estos cultivos mejorados no crecían bien en suelos marginales y eran muy vulnerables a artrópodos plagas y enfermedades. Aparecieron como consecuencia nuevos problemas como la salinización y el agotamiento de los acuíferos.

Las explotaciones basadas en este tipo de agricultura requirieron de nuevas condiciones de producción (insumos externos, capacitación de los productores, grandes extensiones de tierra, etc.) fuera del alcance de los pequeños productores.

La nueva agricultura derivada de la Revolución Verde simplificó de manera reduccionista el sistema productivo. Se ignoraron los complejos procesos que tienen lugar en los agroecosistemas. Se subestimó la función de los recursos naturales y los servicios ecosistémicos (reciclado y fijación de nutrientes, control biológico natural de plagas, etc.) y se los consideró prescindentes y sustituibles por

insumos externos. La pérdida o deterioro de los recursos naturales volvió a muchos agroecosistemas cada vez más frágiles, inestables y dependientes de subsidios externos para continuar produciendo.

En relación con los artrópodos plagas, ya en 1946 apareció el primer informe sobre la resistencia de la mosca doméstica al DDT. Durante la década del '50 se iban a documentar una larga lista de casos de resistencia. Pero este no fue el único problema causado por los nuevos plaguicidas. En el Valle de San Joaquín, EEUU, la cochinilla acanalada de Australia alcanzó el estatus de plaga cuando el uso generalizado de DDT eliminó a su principal enemigo natural *Rodolia cardinalis* (Stern *et al.*, 1959).

En 1962 Rachel Carson publica el libro "Primavera Silenciosa" (Carson, 1962) con más de 500 referencias bibliográficas sobre los efectos no deseados de los plaguicidas. Refiriéndose al masivo uso de plaguicidas en la postguerra, Smith y Huffaker (1973) señalaron que nunca antes se había impuesto un disturbio tal sobre el equilibrio natural de los agroecosistemas. Este modelo de agricultura persiste hasta la actualidad con innovaciones tecnológicas como los organismos transgénicos que se inscriben todavía bajo el mismo paradigma.

AGRICULTURA SUSTENTABLE:

LA NECESIDAD DE UN NUEVO PARADIGMA

La espiral descendente en la que se ingresó con el paradigma de la Revolución Verde fue motivo de preocupación desde los propios inicios de este drástico cambio. Esta perspectiva netamente productivista, que centraba sus objetivos en los altos rendimientos, comenzó a ser confrontada con otros enfoques alternativos. No se trataba ya de poner el foco exclusivamente en el rendimiento sino también en la conservación de recursos, la contaminación del ambiente y la salud pública.

El 27 de abril de 1987, la Comisión Mundial del Ambiente y el Desarrollo, también conocida como Comisión Brundtland, presentó su informe "Nuestro Futuro Común" a las Naciones Unidas. En este informe se acuñó el concepto de sustentabilidad definido como la satisfacción de *"las necesidades del presente sin comprometer la capacidad de las generaciones futuras para satisfacer sus propias necesidades"*.

Desde entonces, ha existido una creciente ponderación de la agricultura sustentable en respuesta a los problemas relacionados con el impacto económico y ambiental adverso de la agricultura convencional, derivada de la revolución verde (Rasul y Thapa, 2004). La agricultura sustentable persigue equilibrar la calidad ambiental, la equidad social y la viabilidad económica entre todos los sectores de la sociedad, incluyendo comunidades internacionales y las generaciones futuras (Lockeretz, 1991). En esta línea, el mantenimiento de la base de los recursos naturales y la sensible reducción de la dependencia de insumos externos se presentan como dos objetivos fundamentales.

La compatibilización de los fines económico productivos con los sociales y ecológicos no puede realizarse bajo la óptica reduccionista del paradigma de la Revolución Verde. Si se pretende abordar la producción de alimentos, fibras y forrajes con un enfoque integral, disciplinas como la Agroecología, brindan un marco teórico adecuado (Sarandón, 2002).

La Agroecología nace en la década del '70 como la disciplina que analiza los fenómenos ecológicos que ocurren en un agroecosistema (Gliessman, 1998) como, por ejemplo, la relación entre las malezas, los artrópodos plaga y las plantas cultivadas. Progresivamente, dicho término se fue ampliando para aludir a una concepción particular de la actividad agrícola. En la esencia de la Agroecología reside la idea de que un campo de cultivo es un tipo particular de ecosistema donde ocurren procesos ecológicos, tales como los ciclos de nutrientes, las interacciones entre diferentes niveles tróficos (herbívoro-planta, predador-presa, etc.) competencia, comensalismo y sucesiones, entre otros (Hecht, 1999).

La Agroecología se basa en un enfoque holístico y sistémico que busca la multicausalidad dinámica y la interrelación entre sus componentes, dependiente de los procesos que tienen lugar en el agroecosistema (González de Molina Navarro, 1992). El otro aspecto relevante de la Agroecología es que incluye las dimensiones sociales, culturales y económicas, como componentes inseparables de las dimensiones productivas y ecológico-ambientales (Norgaard y Sikor, 1999), esenciales para el mencionado abordaje holístico.

LA HORTICULTURA EN ARGENTINA

A mediados de la década del '80 se inició la producción bajo invernáculo en la zona de La Plata (García y Miérez, 2006) con las consecuentes ventajas en la uniformidad, calidad y precocidad del producto que brindan estos sistemas. Los cambios tecnológicos que acompañaron a la producción hortícola bajo invernáculo constituyeron una suerte de Revolución Verde tardía: se generalizó el uso de cultivares híbridos de gran rendimiento, el uso de altos niveles de fertilizantes a través del riego por goteo (fertirrigación) y el desmedido uso de plaguicidas, incluido el de bromuro de metilo para desinfectar periódicamente los suelos (Fortunato, 2015; Machado *et al.*, 2017).

Las consecuencias de este manejo impactaron en diversos niveles de la producción. Por efecto del manejo inadecuado de la fertilización, la calidad del agua de riego y la falta de infiltración del agua de lluvia, los suelos tendieron a aumentar el pH, las sales, el sodio, la conductividad eléctrica y el magnesio, a la vez que disminuyó la materia orgánica y el nitrógeno (Balcaza, 1999; 2006).

El escaso número de cultivos rentables en estos sistemas productivos, altamente costosos, llevó a una reducción en la diversidad de especies cultivadas, tanto a escala espacial como temporal. En consecuencia, aumentó y se prolongó en el tiempo la disponibilidad de un cultivo para una determinada plaga. Por otra parte, las condiciones ambientales para las plagas mejoraron con el aumento de la temperatura dentro de los invernáculos.

La repetición de cultivos hizo que aumentara la cantidad de inóculo de enfermedades, generándose una dependencia cada vez más fuerte de la desinfección del suelo. El uso de bromuro de metilo como desinfectante creó un vacío biológico en el suelo, situación en la que generalmente los patógenos son los primeros organismos en recolonizar.

Finalmente, en relación a los artrópodos plaga, se observó que las aplicaciones de plaguicidas sin diagnóstico ni monitoreos previos, utilizando productos de amplio espectro, pudieron haber generado fenómenos de resistencia y la reducción de la abundancia y la diversidad de enemigos naturales, con el consecuente agravamiento del problema de las plagas (Defensor del Pueblo, 2015; Sarandón *et al.*, 2015).

DESARROLLO DEL CONCEPTO DE MANEJO INTEGRADO DE PLAGAS (MIP)

El surgimiento de un nuevo enfoque para abordar los problemas de la agricultura tuvo su particular desarrollo en el campo de la sanidad de los cultivos (Khouli *et al.*, 2004). La aparición de problemas derivados del uso masivo de los primeros plaguicidas generó rápidamente una reacción en el campo científico. Stern *et al.* (1959) señalaban que cualquiera fuera la razón para el aumento de las plagas, era cada vez más evidente que debía desarrollarse un enfoque integrado, utilizando tanto el control biológico como el químico, para rectificar los errores del pasado y evitarlos en el futuro.

El término “Control Integrado” definido en el mencionado trabajo como una integración entre el control químico y el biológico, evolucionó en poco tiempo a un concepto más amplio: el Manejo Integrado de Plagas (MIP). El MIP fue definido en 1965 en el Simposio auspiciado por FAO en Roma, como *“un sistema de manejo de plagas que, en el contexto del ambiente asociado y las dinámicas poblacionales de las especies plaga, utiliza todas las técnicas y métodos convenientes en forma tan compatible como sea posible y mantiene los niveles de las poblaciones de plagas por debajo de los que causaren daño económico”* (FAO, citado por Bajwa y Kogan, 2002). Esta definición encierra un nuevo concepto de plaga. Una plaga es cualquier organismo cuyas actividades interfieren con la salud humana, el confort o intereses económicos (Horn, 1988) pero, fundamentalmente, esa condición de plaga está asociada a una población que debe exceder algún valor arbitrario e inaceptable que cause daño económico y no a individuos aislados. En consecuencia, este término será utilizado haciendo referencia a los artrópodos plaga, fitopatógenos y malezas.

El MIP nació en un período de fuerte cuestionamiento a la tecnología vigente. Sin embargo, es importante señalar que muchas ideas y conceptos tuvieron su origen antes de la propia Revolución Verde (Kogan, 1998). Forbes, de la Universidad de Illinois, en la década de 1880, ya hablaba de estudios ecológicos aplicados de insectos de los cultivos agrícolas (BICONET, 2006). Woodworth (1908) y Michelbacher (1945), ambos de la Universidad de California, remarcaron la importancia de la ecología en el control de insectos (Kogan, 1998). En 1920 se desarrolló un sistema altamente sofisticado para el control del picudo del algodón y

fueron identificados los umbrales económicos para iniciar las aplicaciones con arseniato de calcio (Carpio *et al.*, 2001).

El MIP propuso un enfoque del problema de las plagas desde otra perspectiva que puede resumirse en dos ideas. La primera es compatibilizar todas las técnicas y métodos convenientes, tanto como sea posible, disminuir la importancia del control químico, herramienta casi exclusiva en la agricultura moderna, y explorar alternativas novedosas en el control de plagas. La segunda es mantener los niveles de las poblaciones plaga por debajo de los niveles de daño económico. Esto lleva implícito un concepto de plaga más dinámico, donde un organismo pasa a ser una plaga solo si su población está provocando efectivamente un daño económico al cultivo. Es decir, si sobrepasa un umbral de abundancia por encima del cual puede ocasionar daño económico y por debajo del cual, no justifica en términos económicos llevar a cabo una medida de control. Este concepto de daño económico debería ser analizado con un enfoque superador al de los costos-beneficio de la economía neoclásica incluyendo los costos ocultos de contaminación y pérdida de biodiversidad que se evitarían con la reducción del uso de plaguicidas (Sarandón, 2002).

Bajo la visión originaria del MIP, los agroecosistemas tenían que ser diversificados, el manejo debía favorecer el control natural y los plaguicidas solamente tenían que ser usados en “situaciones de emergencia” (Altieri *et al.*, 1997). Aunque tanto el control biológico como la resistencia de la planta hospedera son actualmente considerados componentes claves del MIP, en la práctica, esta valoración ha sido tomada poco en cuenta (Thomas, 1999). La estrategia prevaleciente para el control de artrópodos plaga en los últimos 50 años ha sido el enfoque terapéutico para matar insectos con agroquímicos tóxicos (Lewis *et al.*, 1997). Dentro de este contexto, el MIP se ha limitado a racionalizar el uso de plaguicidas a través de la implementación de muestreos, umbrales de intervención y manejo de la resistencia (Palumbo *et al.*, 2001). La Figura 1 representa esquemáticamente ese paradigma actual del manejo de plagas (Naranjo, 2001). El problema es que, al no cuestionarse la estructura de monocultivos de los agroecosistemas con su inherente carencia de mecanismos ecológicos de defensa, los problemas de plagas continuamente sobrepasan los niveles tolerables y requieren entonces constantes intervenciones de control (Altieri *et al.*, 1997). Tanto el control biológico con entomófagos (cría y liberación) como el uso

de plaguicidas microbiológicos (*Bacillus thuringiensis*, por ejemplo) y naturales, han sido utilizados dentro de una estrategia de sustitución de insumos sin cuestionar en esencia el paradigma actual del manejo de plagas. Altieri y Nicholls (2018) señalan que todavía prevalece una visión estrecha de que la única forma de superar las plagas es el uso de insumos externos; incluso muchos agricultores orgánicos dependen de la compra de productos biológicos para atacar a las plagas. En España, principal productor de tomate bajo invernáculo de Europa, por ejemplo, el MIP se limita al uso de enemigos naturales comerciales y de plaguicidas selectivos (Stansly *et al.*, 2004).



Figura 1. Componentes de un programa MIP de acuerdo al paradigma de manejo aún vigente, según Naranjo (2001).

Desde una perspectiva holística, debe ser considerado también el enfoque *bottom-up* (control desde el nivel trófico inferior). Bajo determinadas situaciones de manejo, las plantas cultivadas pueden verse afectadas en su calidad nutricional o bien en su resistencia frente a los herbívoros. Este enfoque es de suma importancia desde el punto de vista agronómico, ya que diferentes prácticas de manejo pueden afectar la relación entre cultivos, plagas y enemigos naturales.

El estado fisiológico y morfológico de la planta hospedera, determinará la predisposición a sostener ciertas poblaciones de insectos (p. ej. pulgones) (Bethke *et al.*, 1998). Entre los factores que pueden alterar la fisiología de las plantas y, por ende, su susceptibilidad frente a los herbívoros, merecen una mención especial aquellos que causan estrés. Los insectos fitófagos dependen de las plantas para sobrevivir y están sujetos a todas las alteraciones que resultan de las interacciones entre estas y el ambiente. La “hipótesis del estrés de las plantas” planteado por White (1974) predice que las plantas fisiológicamente estresadas serán más atacadas por los herbívoros que las plantas sanas, ya que la energía destinada a la defensa debe ser invertida en supervivencia.

Desde el punto de vista agronómico, el estrés, entendido como una condición subóptima de crecimiento, puede estar generado por prácticas de manejo habituales, no necesariamente consideradas deficientes. Esto cobra una enorme importancia en la interacción entre el cultivo y los insectos fitófagos, ya que puede determinar que estos alcancen o no el estatus de plaga (Polack, 2008).

Cuando se habla de “resistencia de la planta hospedera”, se pone un mayor énfasis en el componente genético de la resistencia (Sharma *et al.*, 2000; Sarfraz *et al.*, 2006; Talekar *et al.*, 2006), pasible de incorporarse al “paquete tecnológico” a través de un insumo, la semilla mejorada o modificada genéticamente. En comparación, son muy pocos los trabajos que han explorado el manejo de la resistencia a través de prácticas agrícolas comunes. La posibilidad de disminuir la susceptibilidad de los cultivos a las plagas está relegada a un segundo plano. En el marco de los cultivos hortícolas, existe un importante grupo de variables que pueden afectar la susceptibilidad de la planta a las plagas (Figura 2) y que pueden ser corregidas con prácticas en el sentido definido por van Emden (2003) como medidas de manejo práctica y económicamente viables.

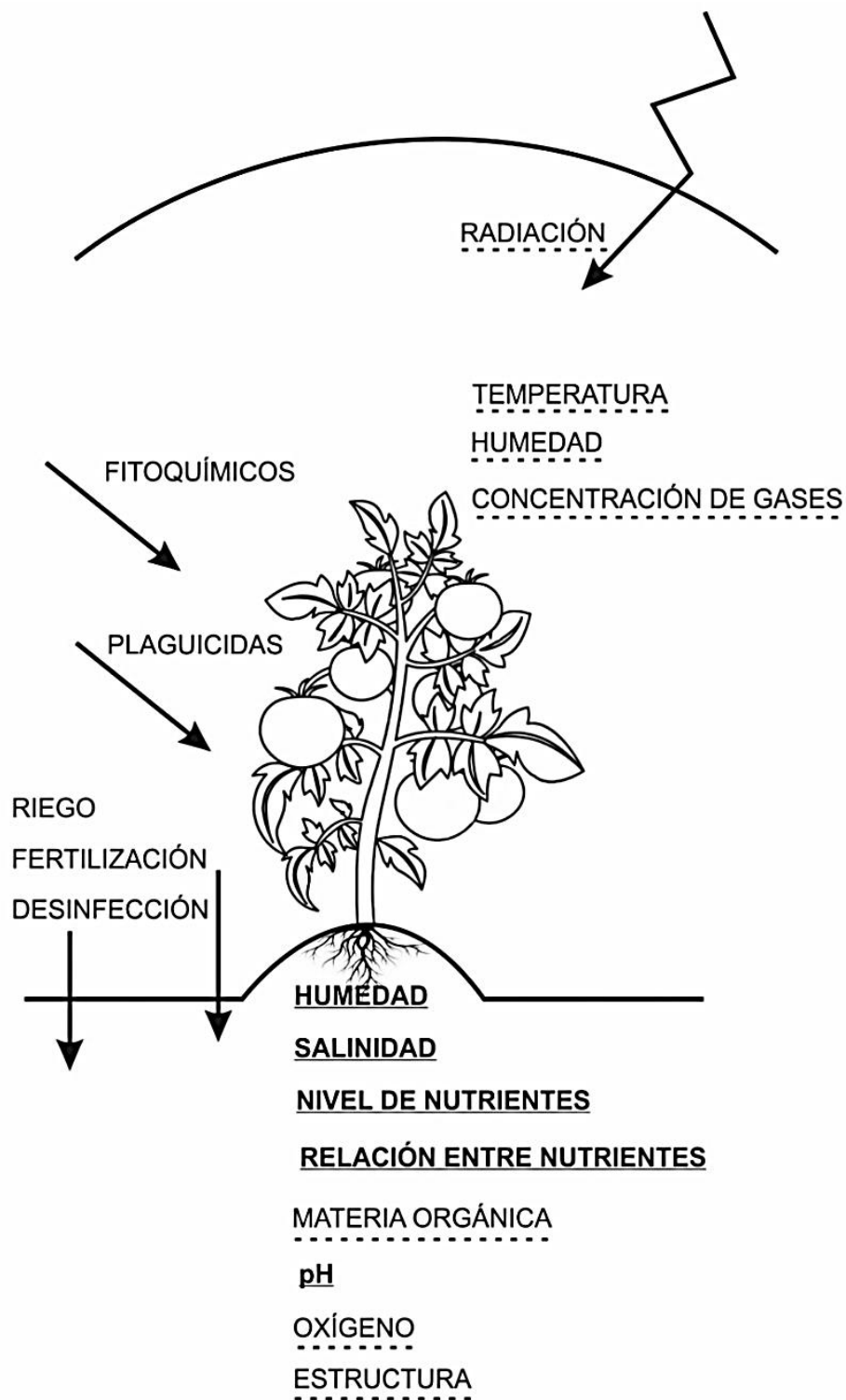


Figura 2. Principales factores abióticos que influyen sobre el estado fisiológico del cultivo. El subrayado con línea entera significa mayor capacidad de modificación con el manejo, mientras que la línea punteada, significa menor capacidad de modificación.

CONTROL BIOLÓGICO

Van den Bosch (1971) se refirió al control biológico como la manipulación de los enemigos naturales por el ser humano para controlar los artrópodos plaga y lo diferenció del control natural que ocurre, según este autor, sin intervención humana. Dentro del control biológico se distinguen: 1- la importación e introducción de un enemigo natural para controlar una plaga exótica (control biológico clásico) o nativa (control biológico neoclásico), 2- la cría artificial de un enemigo natural para su liberación en el cultivo en forma inoculativa o inundativa y 3- la conservación de enemigos naturales por medio de manipulaciones ambientales para proteger y aumentar su abundancia, diversidad y efectividad (De Bach, 1964; van Emden, 2003; Kean *et al.*, 2003; Landis *et al.*, 2005).

Todas las alternativas de control biológico serán abordadas en capítulos específicos de este libro y pueden coexistir y compatibilizarse en un esquema de manejo integrado particular. Para diseñar sistemas hortícolas sustentables, el control biológico por conservación es la alternativa que se presenta como el mayor desafío desde una perspectiva ecológica y agronómica. En efecto, se basa en un aprovechamiento más eficiente de recursos existentes, pero requiere de un profundo conocimiento de las interrelaciones de los componentes de un agroecosistema para manipular el ambiente en favor de los enemigos naturales. Esto debería traducirse en prácticas que remuevan o mitiguen los factores adversos, como por ejemplo, la aplicación de plaguicidas no selectivos. Pero también, prácticas que contribuyan a aportar los recursos complementarios necesarios para los enemigos naturales como la incorporación de vegetación acompañante en los sistemas de cultivo.

Sin embargo, la manipulación de la diversidad vegetal, con el consiguiente aumento de disponibilidad y accesibilidad a fuentes de alimento, debe realizarse conociendo no solo el efecto beneficioso sobre los enemigos naturales, sino también las consecuencias que puede tener sobre los artrópodos plaga (Lavandero *et al.*, 2006). En efecto, el subsidio de recursos aportados puede también beneficiar a los insectos fitófagos, es decir, las plantas incorporadas pueden ser una potencial fuente de inóculo de plagas del cultivo (Baggen y Gurr, 1998). Estas también pueden beneficiarse cuando las plantas incorporadas proveen alimento a

los adultos (Lavadero *et al.*, 2006). Es necesaria una estrategia alternativa basada en el uso de los principios ecológicos para aprovechar al máximo los beneficios de la biodiversidad en la agricultura (Altieri y Nicholls, 2018).

LA VISIÓN DEL MIP DESDE UNA PERSPECTIVA ECOLÓGICA

Los ecólogos han debatido por años la importancia de los controles *top-down* (control desde el nivel trófico superior) y *bottom-up* sobre las dinámicas de la población y la comunidad (Matson y Hunter, 1992). Walker y Jones (2001), realizando un análisis sobre trabajos que estudiaron el tema concluyeron en aceptar un enfoque conceptual más pluralista que reconoce la importancia de ambos tipos de fuerzas en determinar la abundancia de insectos herbívoros. En línea con este pensamiento, Hunter y Price (1992), unos años antes plantearon que no pueden imaginar un sistema en el que las fuerzas *bottom-up* y *top-down* actúen por separado. En función de esta idea proponen un modelo superador al de un efecto “cascada hacia arriba” desde el nivel trófico inferior (Figura 3a), consistente en un modelo de “escaleras” y “vertederos” donde cada nivel trófico influye y es influido por sus niveles tróficos vecinos y permanentemente se crean ciclos de retroalimentación (Figura 3b). La otra contribución importante de este modelo es la incorporación de la heterogeneidad, entendida como 1- diferencias entre especies dentro de un nivel trófico, 2- diferencias en las interacciones entre especies en un ambiente cambiante o 3- aun cambios en la calidad de la población con la densidad poblacional.

Dentro de los sistemas agroecológicos, el efecto del cultivo como recurso dominante es innegable. Sin embargo, existen numerosas situaciones donde los cambios que condicionan la futura composición de la comunidad pueden provenir de niveles tróficos superiores, como una enfermedad.

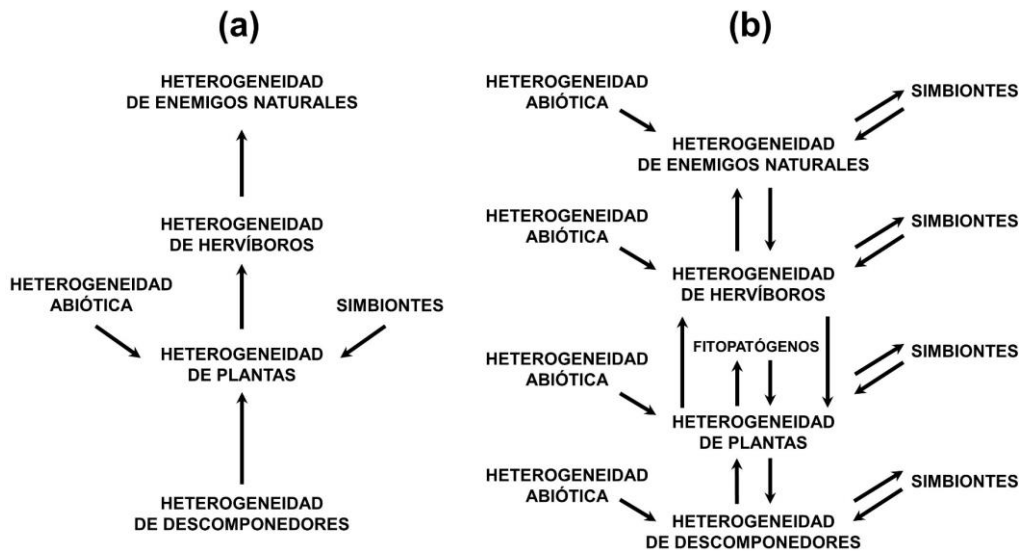


Figura 3. Factores que influyen las dinámicas poblacionales y la estructura de la comunidad en sistemas naturales. (a) Un modelo simple en el cual la variación entre productores primarios determinada por el clima, parámetros de suelo y simbiontes inicia un efecto cascada hacia arriba al sistema trófico que determina la heterogeneidad entre herbívoros y sus enemigos naturales. (b) Con la adición de ciclos de retroalimentación, los organismos en cualquier nivel trófico pueden influenciar la heterogeneidad a cualquier otro nivel por efectos cascada hacia arriba y hacia abajo del sistema. Extractado de Hunter y Price (1992).

La Figura 4, basada en esquemas de Naranjo (2001) y Ellsworth y Martínez-Carrillo (2001) representa la propuesta de un nuevo modelo de manejo de plagas. Dicho modelo pone un particular énfasis en las prácticas preventivas representadas en la base del triángulo. El conjunto de prácticas preventivas fue dividido en tres grupos. El primer grupo es el que se denominó “gestión de la resistencia” e involucra toda la tecnología y prácticas que sean posible realizar para aumentar la antibiosis y antixenosis del cultivo a los artrópodos plaga. Este aspecto tiene un innegable componente genético, pero debe ser incorporado el manejo que incluye las prácticas habituales tales como la incorporación de enmiendas (abonos orgánicos, encalado, entre otros), riego y fertilización. En el segundo grupo están ubicadas las medidas de saneamiento donde se incluyen todas las prácticas culturales tendientes a la reducción de inóculo (p. ej. desinfección de estructuras, rápido levantamiento y eliminación de los cultivos finalizados). El tercer grupo de medidas se denominó “gestión de la biodiversidad”. En este grupo están incluidas todas las prácticas de manipulación del hábitat para aumentar la acción de enemigos naturales, pero incluye también la reducción de especies vegetales en la que los potenciales efectos nocivos, por ser reservorio de plagas y virus, superan a los beneficiosos.



Figura 4. Esquema de un programa MIP haciendo énfasis en el componente de prevención como propuesta para el desarrollo de sistemas de manejo de plagas sostenibles. Basado en los esquemas propuestos por Naranjo (2001) y Ellsworth y Martínez Carrillo (2001) modificado por Polack (2008).

Con el uso generalizado de invernaderos en la producción hortícola en la Argentina, se instaló una idea equivocada en productores y muchos asesores técnicos acerca de que no era posible producir con niveles aceptables de rentabilidad sin un alto grado de utilización de plaguicidas (Polack *et al.*, 2003). Esa idea se ha modificado en los últimos años gracias a muchas experiencias exitosas que se relatan en capítulos de este libro.

BIBLIOGRAFÍA

- Altieri, M. (1992). Biodiversidad, agroecología y manejo de plagas. Valparaíso, Chile: Cetal, 162 p.
- Altieri, M.A., Rosset, P.M. & Nicholls, C.I. (1997). Biological control and agricultural modernization: Towards resolution of some contradictions. *Agr. Human Values*, 14, 303-310.
- Altieri, M.A. & Nicholls, C.I. (2018). Agroecología: ciencia fundamental para el diseño de fincas resilientes a plagas. *LEISA, Revista de Agroecología*, 34(1), 5-8.
- Baggen, L.R. & Gurr, G.M. (1998). The influence of food on *Copidosoma koehleri* (Hymenoptera: Encyrtidae), and the use of flowering plants as a habitat management tool to enhance biological control of potato moth, *Phthorimaea operculella* (Lepidoptera: Gelechiidae). *Biol. Control*, 11, 9-17.
- Balcaza, L.F. (1999). Degradación de suelos de invernáculos. *Boletín Horticola*, 24, 15-22.
- Balcaza, L.F. (2006). Fertilización de pimiento bajo cubierta en la región platense. *Boletín Horticola*, 34, 13-18.
- Bethke, J.A., Redak, R.A. & Schuch, U.K. (1998). Melon aphid performance on chrysanthemum as mediated by cultivar, and differential levels of fertilization and irrigation. *Entomol. Exp. Appl.*, 88, 41-47.
- Bajwa, W.I. & Kogan, M. (2002). Compendium of IPM Definitions (CID) - What is IPM and how is it defined in the Worldwide Literature? IPPC Publication No. 998, Integrated Plant Protection Center (IPPC), Oregon State University, Corvallis, OR 97331, USA.
- BICONET. (2006). The history of integrated pest management (IPM). Recuperado de: <http://www.biconet.com/reference/IPMhistory.html>
- Borlaug, N. (1970). The Green Revolution, Peace, and Humanity. Nobel Lecture, December 11, 1970. http://nobelprize.org/nobel_prizes/peace/laureates/1970/borlaug-lecture.html
- Carpio, C., Ramírez, O. & Armstrong, S. (2001). Economics of the cotton boll weevil control in the Texas high plains. Reimpreso de *Proceedings of the Beltwide Cotton Conference*, National Cotton Council, Memphis TN, 1, 256-262.
- Carson, R. (1962). *Silent Spring*, 158-161, Houghton Mifflin New York, USA. 355 p.
- De Bach, P. (1964). The scope of biological control. In: De Bach, P. (Ed.). *Biological control of insect pests and weeds* (pp 3-20). Londres, Inglaterra, Chapman & Hall, London.
- Defensor del Pueblo de la Provincia de Buenos Aires, Universidad Nacional de La Plata. (2015). Relevamiento de la Utilización de Agroquímicos en la Provincia de Buenos Aires. Mapa de Situación e Incidencia sobre la Salud. Sarandón, S.J. & Colombo, J.C. (Dir.); Biblioteca Virtual del Defensor. 533 p.
- Ellsworth, P.C. & Martínez-Carrillo, J.L. (2001). IPM for *Bemisia tabaci*: a case study from North America. In: Naranjo, S.E. & Ellsworth, P.C. (Eds). Special Issue: Challenges and Opportunities for Pest Management in *Bemisia tabaci* in the New Century. *Crop. Prot.*, 20(9), 853-869.
- FAO (1967). Report of the first session of the FAO Panel of Experts on Integrated Pest Control. Roma, Italia. Sept. 18-22, 19 pp.

- Fortunato, N. (2015). *Prácticas y representaciones sobre el uso de plaguicidas. Un crisol de razones en el cinturón hortícola platense*. Trabajo de Tesis para ser presentado como requisito parcial para optar al título de Magister Scientiae en Procesos locales de innovación y desarrollo rural (PLIDER). UNLP, Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales, Departamento de Desarrollo Rural, carrera de Maestría. La Plata, Argentina. Septiembre 2015.
- García, M. & Miérez, L. (2006). Inicio, expansión y características de la tecnología del invernáculo en el Cinturón Hortícola Platense. *Boletín Hortícola*, 34, 4-10.
- Gliessman, S. R. (1998). *Agroecology: Ecological Processes in Sustainable Agriculture*. Ann Arbor Press. Chelsea, USA. p. 200-250.
- González de Molina Navarro, M. (1992). Agroecología: Bases Teóricas para una Historia Agraria Alternativa. *Agroecología y Desarrollo Revista de CLADES Número Especial 4 Diciembre 1992*. <http://www.clades.org/r4-3.htm>
- Hecht, S. (1999). La evolución del pensamiento agroecológico. En: Altieri, M. (Ed.). *Agroecología. Bases Científicas, Para una agricultura sustentable*. (pp. 15-30). Uruguay: Nordan-Comunidad.
- Horn, D.J. (1988). *Ecological Approach to pest management*. Elsevier Applied Science Publishers. 285 p.
- Hunter, M.D. & Price, P.W. (1992). Playing chutes and ladders: heterogeneity and the relative roles of bottom-up and top-down forces in natural communities. *Ecology*, 73, 724-732.
- Kean, J., Wratten, S., Tylianakis, J. & Barlow, N. (2003). The population consequences of natural enemy enhancement, and implications for conservation biological control. *Ecol. Lett.*, 6, 604-612.
- Khoul O., Dhaliwal G.S. & Cuperus, G.W. (2004). *Integrated pest management: potential, constraints and challenges*. CABI Publishing, Wallingford, UK. 336 p.
- Kogan, M. (1998). Integrated Pest Management: Historical Perspectives and Contemporary Developments. *Ann. Rev. Entomol.*, 43, 243-270.
- Landis, D.A., Menalled, F.D., Costamagna, A.C. & Wilkinson, T.K. (2005). Manipulating plant resources to enhance beneficial arthropods in agricultural landscapes. *Weed Science*, 53(6), 902-908.
- Lavandero, B., Wratten, S.D. & Didham, R.K. (2006). Increasing floral diversity for selective enhancement of biological control agents: a double-edged sword? *Basic Appl. Ecol.*, 7, 236-243.
- Lewis, W.J., van Lenteren, J.C., Phatak, S.C. & Tumlinson, J.H. (1997). A total system approach to sustainable pest management. *Proc. Nat. Acad. Sci. USA*, 94, 12243-12248.
- Lockeretz, W. (1991). Multidisciplinary research and sustainable agriculture. *Biol. Agric. Hortic.*, 8, 101-122.
- Luckman, W.H. & Metcalf, R.L. (1975). The pest management, In: Metcalf, R.L., Luckman, W.H. (Eds.), *Introduction to insect pest management*. Willey & Sons. New York, USA. p. 3-35.
- Machado, A.L., Butinof, M., Eandi, M.A., Portilla-Delgado, A.M., Fernandez, R.A., Soria, V. & Franchini, G. (2017). Vulnerabilidad y Riesgo por Plaguicidas en Horticultura del Cinturón Verde en Córdoba, Argentina. *Revista Facultad Nacional de Salud Pública*, 35(1), 99-110. <https://dx.doi.org/10.17533/udea.rfnsp.v35n1a11>.
- Matson, P.A. & Hunter, M.D. 1992. The relative contributions of top-down and bottom-up forces in population and community ecology. (Special feature introduction). *Ecology*, 73(3), 723.

- Michelbacher, A.E. (1945). The importance of ecology in insect control. *J. Econ. Entomol.*, 38, 129-130.
- Naranjo, S.E. (2001). Conservation and evaluation of natural enemies in IPM systems for *Bemisia tabaci*. *Crop Prot.*, 20, 835-852.
- Nieto-Caraveo, L.M. (1999). Agronomía y medio ambiente ¿Un siglo de revoluciones? *En: Revista Universitarios*, Vol. VII, No. 5, Nov-Dic 1999, Editorial Universitaria Potosina, México. Recuperado de <http://ambiental.uaslp.mx/docs/LMNC-AU-9911-AgronSiglo.pdf>
- Norgaard, R.B. & Sikor, T.O. (1999). Metodología y práctica de la agroecología. *En: Altieri, M.A. Agroecología, bases científicas para una agricultura sustentable*. Editorial Nordan-Comunidad: 31-46.
- Palumbo, J.C., Horowitz, A.R. & Prabhaker, N. (2001). Insecticidal control and resistance management for *Bemisia tabaci*. *Crop. Prot.*, 20, 739–765.
- Polack, L.A., Mitidieri, M. & Amma, A. (2003). Camino hacia la producción integrada de tomate. *IDIA XXI* 4, 147-150.
- Polack, L. (2008). *Interacciones tritróficas involucradas en el control de plagas de cultivos hortícolas*. (Tesis de Doctorado). Facultad de Ciencias Naturales y Museo, Universidad Nacional de La Plata, La Plata, Buenos Aires, Argentina. 172 p.
- Rasul, G. & Thapa, G.B. (2004). Sustainability of ecological and conventional agricultural systems in Bangladesh: an assessment based on environmental, economic and social perspectives. *Agricult. Syst.*, 79(3), 327-351.
- Sarandón, S.J. (2002). La agricultura como actividad transformadora del ambiente. El impacto de la Agricultura intensiva de la Revolución Verde. *En: Sarandón, S. (Ed). Agroecología. El camino hacia una agricultura sustentable*. Ed. Científicas Americanas, La Plata, Argentina. p. 23-47.
- Sarandón, S.J., Flores, C.C., Abbona, E., Iermanó, M.J., Blandi, M.L., Oyhhamburu, M. & Presutti, M. (2015). Análisis del uso de agroquímicos asociado a las actividades agropecuarias de la Provincia de Buenos Aires. Pp 18-495. *En: Relevamiento de la utilización de Agroquímicos en la Provincia de Buenos Aires. Mapa de Situación e incidencias sobre la salud. Defensor del Pueblo de la Provincia de Buenos Aires*. 533 p.
- Sarfraz, M., Dossdall, L.M. & Keddie, B.A. (2006). Diamondback moth–host plant interactions: Implications for pest management. *Crop Prot.*, 25, 625-639.
- Sharma, H.C., Sharma, K.K., Seetharama, N. *et al.* (2000). Prospects for using transgenic resistance to insects in crop improvement. *Electron. J. Biotechnol.*, 3(2), 21-22.
- Smith, R.F. & Huffaker, C.B. (1973). Integrated control strategy in the United States and its practical implication. *Europ. Plant Prot. Org. Bull.*, 3, 31-49.
- Stansly, P.A., Sanchez, P.A., Rodriguez, J.M., Canizares, F., Nieto, A., Lopez Leyva, M.J., Fajardo, M., Suarez, V. & Urbaneja, A. (2004). Prospects for biological control of *Bemisia tabaci* (Homoptera:Aleyrodidae) in greenhouse tomatoes of southern Spain. *Crop Prot.*, 23(8), 701-712.
- Stern, V.M., Smith, R.F., van den Bosch, R. & Hagen, K.S. (1959). The integration of chemical and biological control of the spotted alfalfa aphid. The Integrated Control concept. *Hilgardia*, 29, 81-101.
- Talekar, N.S., Opeña, R.T. & Hanson, P. (2006). *Helicoverpa armigera* management: a review of AVRDC's research on host plant resistance in tomato. *Crop Prot.*, 25, 461-467.

- Thomas, M.B. (1999). Ecological approaches and development of 'truly integrated' pest management. *Proc. Nat. Acad. Sci. U.S.A.*, 96, 5944-5951.
- van den Bosch, R. (1971). Biological control of insects. *Ann. Rev. Ecol. Syst.*, 2, 45-66.
- van Emden, H.F. (2003). Conservation biological control: from theory to practice. In: *Proceedings of the International Symposium on Biological Control of Arthropods, Honolulu, Hawaii, 14-18 January 2002* (Ed. Van Driesche, R.), USDA Forest Service, Morgantown, WV: 199-208.
- Walker, M. & Jones, T.H. (2001). Relative roles of top-down and bottom-up forces in terrestrial tri-trophic plant–insect herbivore–natural enemy systems. *Oikos*, 93,177-187.
- White, T.C.R. (1974). A hypothesis to explain outbreaks of looper caterpillars with special reference to populations of *Seidosema suavis* in a plantation of *Pinus radiata* in New Zealand. *Oecologia*, 16, 279-301.
- Woodworth, C.W. (1908). The theory of the parasitic control of insect pests. *Science*, 28(712), 227-230.



SECCIÓN I

CONTROL BIOLÓGICO CON ENTOMÓFAGOS



CAPÍTULO 1

DEPREDADORES

Greco, N. y Rocca, M.

INTRODUCCIÓN

La depredación puede definirse como el consumo de un organismo vivo por otro organismo y, en un sentido más estricto, una interacción en la cual un animal consume a otro animal. Los depredadores son animales que matan y consumen su presa, en parte o totalmente, y requieren muchas presas para completar su desarrollo (Price *et al.*, 2011).

Los artrópodos depredadores constituyen uno de los grupos más importantes de enemigos naturales de plagas agrícolas (Hagen *et al.*, 1999), y pertenecen principalmente a las clases Insecta y Arachnida.

La mayor parte de los artrópodos depredadores se comportan como tales durante todo su ciclo de desarrollo. Sin embargo, muchas especies son omnívoras ya que los adultos se alimentan de néctar floral o extra floral, polen, savia y otros materiales de las plantas, mientras que la depredación es exclusiva de los estados juveniles, como sucede en algunos dípteros Syrphidae y Cecidomyiidae. Por otra parte, algunos depredadores pueden alimentarse de plantas y presas en el mismo estado de desarrollo y se denominan depredadores facultativos (Albajes y Alomar, 2008) como, por ejemplo, algunos hemípteros Miridae.

La depredación es difícil de estudiar a campo debido a varios factores tales como el tamaño pequeño de los depredadores y de sus presas, en muchos casos su comportamiento críptico y actividad nocturna, así como la falta de evidencia luego de su ocurrencia (Naranjo y Hagler, 1998). Esto último, dificulta la estimación de las tasas de mortalidad causadas en la población de las presas, a diferencia de las ocasionadas por los parasitoides, cuyos hospedadores muestran signos de haber sido parasitados. Una excepción son los depredadores de presas sésiles, como las ninfas de moscas blancas (Naranjo *et al.*, 2004; Gordó, 2007), en las cuales pueden verse los efectos tanto de masticadores como de succionadores.

Una forma de estimar la mortalidad producida por los depredadores es a través del conocimiento de las tasas de consumo, en unidades experimentales bajo condiciones de laboratorio, que se utilizan además para conocer la preferencia por distintas presas en el caso de los generalistas. Para identificar la composición de la dieta se han desarrollado además técnicas serológicas y moleculares (Agustí *et al.*, 2000, 2003; Naranjo y Hagler, 1998, 2001; Symondson, 2002).

Por su menor especificidad en relación con los parasitoides fueron reconocidos más tarde que estos como buenos agentes de control. Son utilizados en distintas estrategias de control biológico, pero especialmente valorados en el control biológico por conservación, ya que la amplitud de su dieta les permite persistir en los sistemas agrícolas, aun cuando sus presas principales son escasas.

PRINCIPALES DEPREDADORES USADOS EN EL CONTROL BIOLÓGICO DE PLAGAS

Clase Insecta

Las especies de insectos más utilizados en control biológico pertenecen a los órdenes Coleoptera, Hemiptera, Diptera y Neuroptera.

Dentro del **orden Coleoptera** las familias Coccinellidae y Carabidae son las que poseen un mayor número de especies de enemigos naturales de plagas con potencialidad para el control.

Los coccinélidos han sido ampliamente estudiados (Hodek *et al.*, 2012) y muchas especies son utilizadas en programas de control biológico aumentativo a nivel mundial (van Lenteren, 2012). Presentan un amplio rango alimenticio, y si bien hay especies fitófagas (Tiebas *et al.*, 1992) y micófagas, la mayoría son entomófagas. Los coccinélidos depredadores se alimentan principalmente de los hemípteros Sternorrhyncha, áfidos (Aphidae), cochinillas (Coccoidea), moscas blancas (Aleyrodoidea) y psílidos (Psyllidae), pero también depredan ácaros fitófagos (Acari), trips (Thysanoptera) y estadios juveniles de insectos holometábolos (Evans, 2009). Tanto los adultos como las larvas consumen el mismo tipo de presas; el polen y el néctar les sirven a los adultos como fuente de alimento alternativo para sobrevivir cuando la densidad de presas es baja y, en algunos casos, a las larvas para completar su desarrollo (Hodek y Evans, 2012).

Además, los coccinélidos pueden depredar sobre otras especies de coccinélidos (depredación intragremio) o sobre individuos de su misma especie (canibalismo). Ambas interacciones, que pueden afectar el control biológico, se discutirán más adelante.

Los coccinélidos más conocidos son los depredadores de áfidos y suelen llamarse vulgarmente “vaquitas” o “mariquitas”. Alrededor de 6.000 especies de Coccinellidae han sido registradas a nivel mundial (Vandenberg, 2002), y aproximadamente 1.500 pertenecen a América del Sur (González, 2009). En la Argentina, las especies más estudiadas por su rol como agentes de control biológico son *Eriopis connexa* (Germar), *Cycloneda sanguinea* (L.), *Adalia bipunctata* (L.), *Hippodamia convergens* Guérin-Ménéville, *Hyperaspis festiva* Mulsant, aunque otras especies se encuentran frecuentemente asociadas a cultivos hortícolas, florícolas, frutícolas y ornamentales.

La familia Carabidae posee numerosas especies depredadoras, tanto los adultos como las larvas, estrictas o facultativas, y dentro de los agroecosistemas constituyen un elemento importante ya que actúan como agentes de control biológico natural. Pasan todo el estado larval en el suelo, y los adultos suelen permanecer la mayor parte del tiempo en él (Jacas *et al.*, 2008). En la Argentina, pueden mencionarse a *Scarites anthracinus* (Dejean), *Harpalus* sp. y *Calosoma* sp. como especies comunes en diferentes cultivos (Marasas *et al.*, 2001; Tulli *et al.*, 2009). Además, los carábidos son tenidos en cuenta en planes de control biológico por conservación, como por ejemplo *Pseudophonus rufipes* (DeGeer) y *H. distinguendus* (Duftschmid), las dos especies más abundantes en cítricos en España (Monzó *et al.*, 2005), que han sido citadas como depredadores de la mosca de la fruta *Ceratitis capitata* (Wiedemann) (Diptera: Tephritidae) (Urbaneja *et al.*, 2006).

Dentro del **Orden Diptera**, las dos familias que tienen mayor implicancia en el control biológico de plagas son Syrphidae y Cecidomyiidae. Los adultos de los sírfidos son florícolas, se alimentan de néctar, polen y miel, y juegan un papel muy importante para la polinización (Valenciano y Paravano, 2002). Las larvas, en cambio, son voraces depredadoras principalmente de pulgones, aunque también se alimentan de trips y moscas blancas (Driutti, 1999; Vázquez-Moreno, 2002; Andorno *et al.*, 2014). Liljesthröm y Bouvet (2014) mencionaron a los sírfidos como enemigos naturales de la chicharrita de los cítricos *Diaphorina citri* Kuwayama

(Sternorrhyncha: Psyllidae) en nuestro país. Hasta el momento solo se encuentra comercialmente disponible el sírfido *Episyrphus balteatus* DeGeer para el control de pulgones en invernadero en Europa (Pineda y Marcos-García, 2008a). Son también utilizados en programas de control biológico por conservación en varios cultivos, en los cuales la provisión de recursos extra florales para atraerlos y mejorar el control de áfidos es un método utilizado con éxito (Cowgill *et al.*, 1993; White *et al.*, 1995; Hickman y Wratten, 1996; Fitzgerald y Solomon, 2004). Pineda y Marcos-García (2008b) demostraron que la adición de plantas con flores de cilantro, *Coriandrum sativum* L. y de aliso, *Lobularia maritima* (L.), propició mayores densidades de sírfidos en cultivos de pimiento bajo invernadero.

El **orden Hemiptera** posee especies que se caracterizan por su peculiar aparato bucal picador-suctor, el cual les permite una amplia diversidad trófica (Cohen, 1990). Todas las especies pertenecientes a los subórdenes Sternorrhyncha y Auchenorrhyncha son fitófagos, mientras que las del suborden Heteroptera pueden ser fitófagas, hematófagas, depredadoras u omnívoras (Schuh y Slater, 1995; Grimaldi y Engel, 2005).

Varias especies del género *Orius* (Anthocoridae) se comercializan en Europa, Estados Unidos, norte de África, Asia, Australia y América Latina. Si bien son depredadores generalistas de huevos de insectos y pequeños artrópodos como áfidos, trips y ácaros, se utilizan principalmente para el control de trips en cultivos hortícolas y ornamentales. En la Argentina, la empresa Biobest Argentina S.A., asociada con la empresa Brometán S.R.L., comercializa *O. insidiosus* (Say) como agente de control biológico (Polack *et al.*, 2017).

Los míridos en su mayoría presentan hábitos fitófagos, pero existen especies depredadoras de origen paleártico occidental, como *Nesidiocoris tenuis* (Reuter) y *Macrolophus caliginosus* Wagner que se comercializan en Europa para el control biológico de moscas blancas en horticultura. Un aspecto muy importante de estas especies es que al ser depredadores facultativos zoofitófagos además de alimentarse de presas pueden provocar daños en los cultivos derivados de las picaduras ocasionadas por alimentación u oviposición. Los daños por *N. tenuis* se caracterizan por la formación de anillos necróticos alrededor de tallos, nervaduras de hojas o folíolos y en los pedúnculos de la flor (Calvo y Urbaneja, 2003). *M. caliginosus* puede producir también daños económicos en los cultivos mediterráneos cuando coinciden una muy elevada densidad poblacional

(100-150 individuos/planta), una escasa o nula presencia de presas, pobre fructificación del cultivo en inviernos largos, aunque estas condiciones son muy poco probables (Carlos de Liñán, 2002). Actualmente, *Tupiocoris cucurbitaceus* (Hemiptera: Miridae) está siendo producido por Biobest Argentina S. A. para evaluar experimentalmente su efectividad y otras características de la especie (Polack *et al.*, 2017).

Las chinches del género *Podisus* (Pentatomidae) se usan principalmente en invernaderos para controlar orugas, especialmente el gusano medidor. En cultivos al aire libre, se han utilizado de forma eficaz contra varias orugas, larvas de escarabajos, el escarabajo de la patata (doríforas), las chinches *Lygus* spp. y muchos otros insectos plaga (Biobest, 2017).

Dentro del **orden Neuroptera** se encuentran las especies comúnmente conocidas como crisopas, cuyas larvas se alimentan de varias plagas, principalmente áfidos, mientras que los adultos pueden depredar o ser palino-glicófagos, consumiendo néctar y polen o sustancias azucaradas que excretan los hemípteros (“*honeydew*”).

Tienen aparato bucal masticador tanto los adultos como las larvas, aunque en estas, las piezas bucales están modificadas para perforar y succionar el contenido de sus presas, a las cuales previamente le inyectan enzimas digestivas. Se alimentan de una gran variedad de artrópodos tales como áfidos, moscas blancas, cochinillas, trips y lepidópteros. Se utilizan en control biológico en Europa, Asia, África del Norte, Australia, Nueva Zelanda, América del Norte y Latinoamérica. *Chrysoperla carnea* (Stephens) y *C. rufilabris* (Burmeister) (Neuroptera: Chrysopidae) han sido las especies más estudiadas y son actualmente utilizadas en programas de control biológico de varias plagas, especialmente áfidos (Saljoqi *et al.*, 2016; Shrestha y Enkegaard, 2013; Sultan *et al.*, 2017). En la Argentina, las especies que más se han estudiado son *C. externa* (Hagen) y *C. argentina* González Olazo & Reguilón (Haramboure *et al.*, 2014; González Olazo y Reguilón, 2002; Reguilón *et al.*, 2014).

Se han llevado a cabo una gran variedad de estudios relacionados al uso de las crisopas como agentes de control, ya sea en control biológico aumentativo como por conservación, tales como el uso de dietas artificiales, presas o alimentos suplementarios y utilización de plantas específicas como recurso alimenticio y

para oviposición. El uso de dietas artificiales es ventajoso cuando se necesita realizar crías masivas. Rahman *et al.* (2017) encontraron que *Mallada boninensis* (Okamoto) mostró resultados significativamente superiores en términos de fecundidad, éxito de eclosión, supervivencia de larvas y emergencia de adultos cuando se la crió con dieta artificial en comparación a criada sobre *Helopeltis theivora* Waterhouse (Hemiptera: Miridae) y *Oligonychus coffeae* (Nietner) (Acari: Tetranychidae), principales artrópodos plaga del té. Bezerra *et al.* (2016) realizaron una dieta artificial eficaz y de bajo costo para *C. externa*, que minimiza el uso de huevos de *Ephestia kuehniella* Zeller (Lepidoptera: Pyralidae) que es un insumo de muy alto costo. Haramboure *et al.* (2016) también desarrollaron una dieta artificial semilíquida de bajo costo para *C. externa*, que resultó un excelente complemento a la dieta basada en *Rhopalosiphum padi* L. (Hemiptera: Aphididae). Otro factor importante es el uso de presas o alimentos suplementarios de diferente calidad y su efecto sobre el control biológico. Messelink *et al.* (2016) encontraron que el control biológico de *Planococcus citri* (Risso) (Hemiptera: Pseudococcidae) por larvas de *C. lucasina* (Lacroix) fue fuertemente afectado por la calidad nutricional de la fuente de alimento suplementario. Las larvas de crisopa mostraron un mejor control de la cochinilla en invernadero cuando se las suplementó con ácaros (presas de baja calidad) en lugar de huevos de *E. kuehniella* (presas de alta calidad).

Clase Arachnida

La mayoría de los Arachnidae son depredadores, y las especies más importantes como controladores biológicos, pertenecen a las subclases Araneae y Acari.

La subclase **Araneae** presenta 87 familias, de las cuales 10 contienen especies involucradas en estudios sobre control biológico (Hagen *et al.*, 1999). Las arañas son depredadoras, principalmente de insectos, y sus efectos sobre las poblaciones de las plagas son poco conocidos. Esto se debe, probablemente, a la complejidad de su comportamiento y la dificultad de evaluar el impacto que tienen sobre la población de la plaga. Además, las arañas poseen pocas de las características usualmente consideradas importantes para un enemigo natural. Presentan ciclos de vida largos en relación a las plagas, son muy generalistas, y presentan

comportamiento territorial, por lo que es poco probable que tengan una respuesta denso-dependiente a través de la migración. El impacto de las arañas sobre los insectos fue demostrado por Riechert y Bishop (1990), quienes realizaron un experimento con cubierta plástica y plantas con flores en algunas parcelas, y removiendo las arañas en otras. En el primer caso el ensamble de arañas aumentó y el daño producido por los insectos disminuyó, mientras que donde las arañas fueron removidas, el daño ocasionado por los insectos aumentó. Gardiner *et al.* (2010) investigaron la influencia de la heterogeneidad y composición del paisaje en la captura de arañas, a través de trampas de caída, y encontraron que la densidad aumentó en los cultivos de soja ubicados en paisajes más heterogéneos, con abundancia de bosques y praderas.

Las familias Therididae, Linyphiidae, Araneidae y Tetragnathidae son tejedoras de telas y comprenden muchas de las especies comunes en los agroecosistemas. Si bien, se ha observado que varias especies depredan sobre insectos plaga, hay muy pocos estudios experimentales sobre su eficiencia como agentes de control biológico en los cultivos. La familia Lycosidae, llamadas también arañas lobo, son primariamente cazadoras y habitan el suelo. Un ejemplo es *Pardosa crassipalpus* (Purcell), considerada uno de los enemigos naturales más importante del ácaro *Tetranychus cinnabarinus* (Boisduval), plaga de la frutilla en Sudáfrica (Coates, 1974). Los Oxyopidae son especies cazadoras comunes en las partes bajas de la vegetación. Las especies del género *Oxyopus* son comunes en los agroecosistemas de todo el mundo. La familia Salticidae, arañas saltadoras, son comunes también en los agroecosistemas y depredan sobre varias plagas. Son diurnas y cazan visualmente. Especies de esta familia son conocidas depredadoras de psílidos en cítricos de Sud África (Van den Berg *et al.*, 1992). La familia Thomisidae, a la que pertenecen las llamadas arañas cangrejo, es mencionada con potencialidad para el control de plagas. Putman y Herne (1966) encontraron que *Pliodromus praelustrus* Keyserling mostró una respuesta funcional a incrementos de la densidad de las arañuelas *Panonychus ulmi* (Koch) y *Bryobia rubrioculus* (Scheuten) en el cultivo de durazno, en Ontario.

Los **ácaros** depredadores pertenecen a la familia Phytoseiidae y son importantes agentes de control de otros grupos de ácaros, trips y moscas blancas. Han sido utilizados, y se utilizan en la actualidad, en programas de control biológico clásico y aumentativo en todo el mundo (Helle y Sabelis, 1985;

Lindquist *et al.*, 1996; Sabelis y Van Rijn, 1997; McMurtry y Croft, 1997; Gerson *et al.*, 2003). La mayoría de los fitoseidos se alimentan además de hongos, exudados de las plantas, polen, etc., y algunos de ellos son capaces de extraer líquidos de las células de las hojas (McMurtry *et al.*, 2013).

La especificidad de la dieta en los ácaros depredadores es bastante variable, aunque es posible identificar un patrón de estilos de vida relacionando la dieta con los diferentes microhábitats donde se encuentran. La clasificación propuesta por McMurtry y Croft (1997) fue luego actualizada con nuevos conocimientos para hacerla más detallada (McMurtry y de Moraes, 2012; McMurtry *et al.*, 2013) (Tabla 1).

Los ácaros más usados como agentes de control en el mundo, principalmente en Europa, son *Phytoseiulus persimilis* (Athias-Henriot) (estilo de vida Tipo I) y *Neoseiulus californicus* (McGregor) (estilo de vida Tipo II) para el control de la arañuela de las dos manchas *Tetranychus urticae* (Koch), y *Amblyseius swirskii* Athias-Henriot (estilo de vida Tipo III) para el control de trips y moscas blancas en invernáculos (Bolckmans *et al.*, 2005; Messelink *et al.*, 2005, 2006; Kutuk *et al.*, 2011).

DEPREDADORES USADOS EN DISTINTAS ESTRATEGIAS DE CONTROL BIOLÓGICO

Control biológico clásico. Mediante programas de control biológico clásico han sido introducidas al país hasta la fecha ocho especies de depredadores (Greco *et al.*, 2020) (Tabla 2). Algunas de ellas fueron importadas de otros países, aunque ya estaban presentes en la Argentina, tales como *O. insidiosus* y *N. californicus*. Estos casos no serían considerados como control biológico clásico, ya que no se trata de especies exóticas para la región de destino. Sin embargo, las poblaciones provenientes de otras regiones del mundo deberían ser consideradas como poblaciones o líneas genéticas exóticas y evaluar los potenciales riesgos ambientales y económicos de su liberación aumentativa.

Control biológico aumentativo. Varias especies de enemigos naturales son comercializadas para su uso en control biológico aumentativo en otros países del mundo (Tabla 3). La mayoría de ellas se producen en un número bajo o medio (cientos a miles por semana) ya que se utilizan en situaciones donde no es necesario hacer liberaciones inundativas, como por ejemplo para el control de plagas en cultivos hortícolas. Se comercializan alrededor de 100 especies de depredadores, pero los utilizados comercialmente con mayor frecuencia son 12, principalmente en cultivos bajo invernadero en Holanda, Reino Unido, Francia y España, seguido por Estados Unidos (Tabla 3) (van Lenteren, 2012). Según van Lenteren (2012, 2018), si bien los parasitoides Hymenoptera son los agentes más utilizados, les siguen en importancia los depredadores de los órdenes Acari, Coleoptera y Heteroptera (Figura 1 a y b).

Los ácaros que más se utilizan mediante esta táctica pertenecen a la familia Phytoseiidae y se usan para controlar plagas en cultivos hortícolas y ornamentales. Las familias de insectos Heteroptera que poseen depredadores comercializados en la actualidad como agentes de control, alrededor de 26 especies, son Anthocoridae, Geocoridae, Miridae, Nabidae y Pentatomidae (Tabla 3) (van Lenteren, 2012, 2018) y se comercializan unas 21 especies de Neuroptera, 12 de las cuales pertenecen a la familia Chrysopidae, 7 a la familia Hemerobiidae y dos a la familia Coniopterygidae.

El control biológico aumentativo tiene un desarrollo muy escaso e incipiente en la Argentina, y como se ha mencionado antes, la especie *O. insidiosus* es la única que se comercializa en la actualidad. El INTA, junto con la empresa Brometán S.R.L., ha evaluado la eficacia de *O. insidiosus* para el control de *Frankliniella occidentalis* (Pergande) en frutilla (Lefebvre *et al.*, 2013) y en pimiento (Polack *et al.*, 2008; Viglianchino *et al.*, 2013). En este último cultivo es liberado actualmente en lotes del cinturón hortícola de La Plata. Por otra parte, *N. californicus* fue liberado en producciones de pimiento de la provincia de Corrientes (Cáceres, 2011) y en lotes de frutilla en Tucumán para controlar a *T. urticae*. En el último caso, estas liberaciones no se consideraron exitosas (Kirschbaum, D. INTA Famaillá, Tucumán, *comunicación personal*). Tanto *O. insidiosus* como *N. californicus* fueron importados durante 2007 y 2008 desde Holanda (SENASA, 2017), aunque estaban presentes en la Argentina.

El INTA ha realizado también, liberaciones experimentales de *C. externa* para el control de *Cydia pomonella* (L.) en la provincia de Río Negro (Garrido *et al.*, 2007), y Flores *et al.* (2015) realizaron una liberación experimental de *Chrysoperla argentina* para el control de *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) (Hemiptera: Aleyrodidae) en pimiento bajo invernáculo en Tucumán, obteniendo resultados satisfactorios.

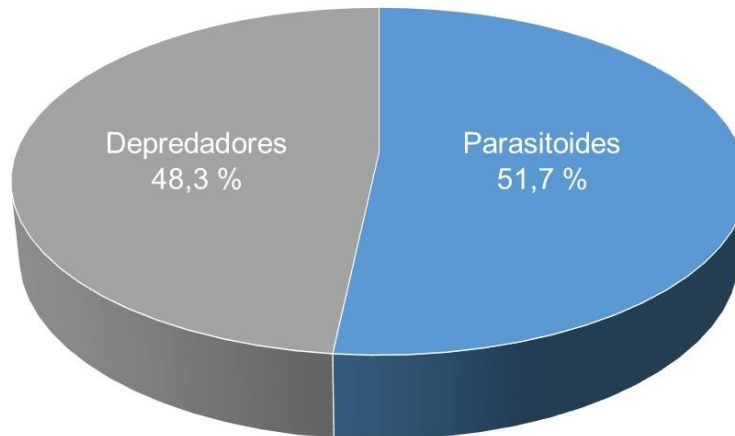


Figura 1a. Porcentaje de especies de depredadores y parasitoides usadas como agentes de control biológico (según van Lenteren, 2012, 2018).

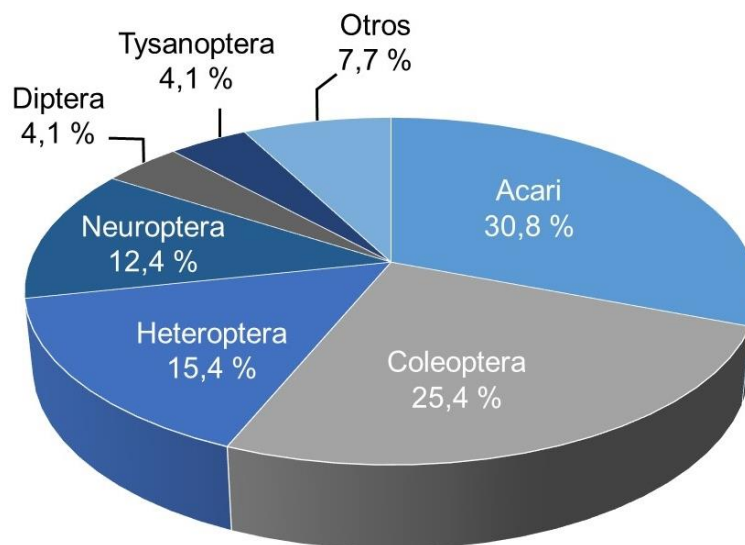


Figura 1b. Porcentaje de depredadores pertenecientes a distintos grupos (ácaros y órdenes de insectos), usados como agentes de control biológico (según van Lenteren, 2012, 2018).

Control biológico por conservación. En relación con el control biológico por conservación de depredadores, existen tres principales áreas de interés: 1- conocer la diversidad vegetal que es útil para el desarrollo, supervivencia y fecundidad de los artrópodos depredadores en diferentes sistemas agrícolas; 2- explorar alimentos alternativos y/o suplementarios; 3- conocer la selectividad química y ecológica de los plaguicidas de síntesis a nivel específico. Existen varias estrategias para la conservación de agentes de control biológico que se utilizan principalmente en cultivos bajo cubierta (Messelink *et al.*, 2014).

Resende *et al.* (2017) demostraron que los adultos de *C. externa* pueden sobrevivir y reproducirse hasta la tercera generación alimentándose solo de los recursos proporcionados por las flores del eneldo, cilantro e hinojo. Estas tres especies de apiáceas funcionaron bien como plantas insectarias y, por lo tanto, se recomendó su uso en programas de control biológico por conservación dirigidos a usar *C. externa* para el control de plagas. Villa *et al.* (2016) encontraron que el “honeydew” de dos especies de plagas secundarias del olivo y varias especies de plantas silvestres, que florecían a lo largo del año, mejoraron la supervivencia de adultos de *C. carnea*, y que el consumo de polen parecería ser esencial para la reproducción. Por otra parte, Koczor *et al.* (2016) hallaron que con una combinación de estímulos químicos, táctiles y visuales la oviposición de *C. carnea* puede concentrarse en un sitio elegido, donde las larvas, luego de la eclosión, tendrán alimento en las proximidades. La provisión de suplementos nutricionales ha sido también probada, experimentalmente, para neurópteros asociados a cultivos de pera en Río Negro (Garrido *et al.*, 2015) mediante soluciones azucaradas y levadura de cerveza con buenos resultados.

En la Argentina existen estudios en relación con el manejo del hábitat, en los cuales se han identificado en la vegetación natural aledaña a los cultivos, especies vegetales importantes para la persistencia de los depredadores en el sistema agrícola. Por ejemplo, para el control del áfido de los cereales y de *Helicoverpa zea* (Boddie) en maíz, se encontró que un diseño de bordes con plantas con flores y aromáticas podría mejorar la supervivencia del coccinélido *E. connexa* (Tulli *et al.*, 2015). Otros estudios indican también que los parasitoides y depredadores son favorecidos por la presencia de coberturas vegetales en manzanos (Fernández *et al.*, 2008) y por vegetación natural adyacente en olivos (Holgado *et al.*, 2005).

En cultivos hortícolas de la Argentina también hay evidencias del valor de ciertas plantas de crecimiento espontáneo dentro y fuera de los invernáculos para la conservación de depredadores. Experiencias con plantas como reservorios (p. ej. *Avena sativa* L., *Calendula officinalis* L., *Matricaria chamomilla* L.), demostraron el potencial de las mismas para el manejo de entomófagos en sistemas hortícolas (Andorno *et al.*, 2015). En pimiento, *Portulaca oleracea* L., *Cynodon dactylon* (L.) Pers. y *Anoda cristata* L. son potenciales hospedadoras de *O. insidiosus* (Viglianichino *et al.*, 2015). Por otra parte, Gugole Ottaviano *et al.* (2015) encontraron que en otoño e invierno *Urtica urens* L., *Lamium amplexicaule* L. y *Sonchus oleraceus* L. promoverían la persistencia de *N. californicus* en frutilla cuando la densidad de su presa, la plaga *T. urticae*, es muy baja. Estas plantas le ofrecen al depredador trips y polen como alimentos alternativos. En verano, *Convolvulus arvensis* L. y *Galega officinalis* L. serían las plantas que favorecen la supervivencia del depredador cuando el ciclo del cultivo está finalizando y la plaga es escasa.

En relación a cambios en la frecuencia en el uso de plaguicidas para la conservación de depredadores, es necesario contar con conocimientos específicos de cada sistema. Un programa de manejo de *T. urticae* con el depredador *N. californicus* fue desarrollado con tal fin en frutilla para el cinturón hortícola de La Plata (Greco *et al.*, 2011) (*Ver Capítulo 19*).

La selectividad de algunos insecticidas ha sido evaluada a través de sus efectos letales y subletales sobre varios enemigos naturales. Barbosa *et al.* (2017) evaluaron los efectos letales y subletales de tres aficidas sobre larvas y adultos de *C. carnea*, y encontraron que Flonicamid no tuvo efectos sobre larvas y adultos, mientras que las larvas fueron menos susceptibles a Sulfoxaflor y Flupyradifurona que los adultos. Estudios realizados en la Argentina, demostraron que todos los estados de desarrollo del depredador *E. connexa* resultaron susceptibles a los insecticidas Acetamiprid, Pyriproxyfen y Teflubenzuron (Fogel *et al.*, 2013, 2016), mientras que *C. externa* mostró tolerancia natural a algunos piretroides (Haramboure *et al.*, 2013). Interesantemente, Mirande *et al.* (2010) encontraron que el herbicida glifosato tiene efectos negativos sobre *E. connexa*.

CARACTERÍSTICAS BIOLÓGICAS Y ECOLÓGICAS DE LOS DEPREDADORES

Los depredadores pueden ser masticadores, como las larvas y los adultos de coccinélidos y carábidos y las larvas y adultos de crisopas; o succionadores como las ninfas y los adultos de las chinches, larvas de sírfidos y cecidómidos, y los arácnidos. En cuanto a la amplitud de su dieta, pueden ser especialistas (monófagos, oligófagos) o generalistas (polífagos), alimentándose de una o pocas especies, o de varias especies de presa, respectivamente. Esta clasificación debe ser interpretada en términos relativos, es decir que podemos considerar a un depredador más generalista que otro en función del número de especies de presas y otros alimentos que le permiten tener un buen desempeño. La supervivencia, longevidad y fecundidad de los depredadores se ve afectada por la calidad de la dieta. En coccinélidos y antocóridos la longevidad de los adultos puede ser afectada significativamente por las especies de las presas ingeridas (Hodek, 1973; Chyzik *et al.*, 1995; Mendes *et al.*, 2002).

Muchas especies de depredadores tienen hábitos alimenticios omnívoros, tanto los estados inmaduros como el adulto son carnívoros y consumen también néctar, sustancias azucaradas que excretan los insectos hemípteros que se alimentan de floema, e incluso tejidos vegetales. De acuerdo con Pimm y Lawton (1978), la omnivoría es la capacidad de alimentarse de recursos ubicados en más de un nivel trófico y la zoofitofagia, llamada verdadera omnivoría, implica la alternancia de fases de alimentación de presas y de plantas durante el ciclo de vida del individuo (Coll y Guershon, 2002; Albajes *et al.*, 2006). Los hemípteros zoofitófagos suelen tener menor duración del desarrollo y mayor longevidad y fecundidad que los demás depredadores (Ruberson *et al.*, 1986; Alomar y Wiedenmann, 1996; Molina-Rugama *et al.*, 1997). Actualmente, los hemípteros zoofitófagos están recibiendo mucha atención debido a su creciente utilización en el control biológico (Alomar y Wiedenmann, 1996; Coll y Ruberson, 1998). Entre las especies más estudiadas pueden mencionarse a *O. insidiosus* (Anthocoridae) (Saini *et al.*, 2003), *Podisus nigrispinus* (Dallas) (Pentatomidae: Asopinae) (Torres *et al.*, 2006), y diversas especies de la familia Miridae, como *Nesidiocoris tenuis* (Reuter) y *Macrolophus pygmaeus* (Rambur), que están siendo utilizadas en programas de control biológico aumentativo y por conservación, dada su eficacia

en el control de especies de moscas blancas, como *Bemisia tabaci* (Gennadius) y *T. vaporariorum* (Alomar *et al.*, 2006; Calvo *et al.*, 2009).

Los depredadores polífagos muy móviles pueden ser efectivos en controlar a las plagas en sistemas disturbados, mientras que los monófagos u oligófagos tienden a estar asociados con las presas en ambientes más estables (Koul y Dhaliwal, 2003). En sistemas inestables o temporales, como lo son en general los cultivos hortícolas, se considera que los depredadores deben tener ciertas características para ser efectivos como agentes de control biológico: 1- ser rápidos colonizadores, 2- persistir a bajas densidades de presas y 3- tener hábitos de alimentación oportunistas, explotando rápidamente recursos que aparecen abundantes. Estas características están asociadas a enemigos naturales más generalistas que especialistas (Ehler, 1990). Por otra parte, los depredadores más exitosos en ambientes temporales tienen altas tasas reproductivas y habilidad de dispersión y relativamente baja capacidad reproductiva (Symondson *et al.*, 2002).

En cuanto a comportamientos relacionados con la reproducción, las hembras de los depredadores suelen seleccionar los sitios de oviposición en función de asegurar la supervivencia de la descendencia. Los depredadores omnívoros, o zoofitófagos, pueden ser capaces de determinar la calidad estructural de las plantas, y seleccionar para oviponer aquellas plantas o partes de ellas que son nutricionalmente óptimas para su progenie. Es el caso de *O. insidiosus* en soja en comparación con las plantas de *Abutilon theophrasti* L., *Amaranthus retroflexus* L. e *Ipomoea hederacea* (L.) Jacq. (Lundgren *et al.*, 2008). Por otra parte, las hembras de algunos depredadores pueden evitar sitios de oviposición donde están presentes depredadores intragremio. Los adultos de coccinélidos por ejemplo son capaces de detectar, como semioquímicos disuasivos de la oviposición, el rastro que dejan las larvas de conoespecíficos (Fréchette *et al.*, 2003) y heteroespecíficos (Michaud y Jyoti, 2007).

Los depredadores usan señales químicas y visuales para localizar plantas con presas. Generalmente se concentran sobre la especie más abundante, lo que los vuelve más ineficientes controlando presas a baja densidad, pero particularmente efectivos en suprimir brotes o grandes incrementos poblacionales (Hoy, 1994). El comportamiento de búsqueda en los depredadores es importante para entender las interacciones depredador-presa en el control biológico.

INTERACCIONES ENTRE DEPREDADORES.

IMPLICANCIAS EN EL CONTROL BIOLÓGICO

Una cuestión central en el control biológico es cómo múltiples depredadores interactúan para disminuir las poblaciones de las plagas (Snyder *et al.*, 2005; Denno y Finke, 2006). Si bien una alta diversidad de enemigos naturales en un cultivo es claramente deseable desde la perspectiva de la conservación de especies, sus consecuencias en el control de plagas son menos claras. Numerosos estudios demuestran que múltiples enemigos naturales pueden controlar colectivamente a las plagas (Riechert y Lawrence, 1997; Symondson *et al.*, 2002; Cardinale *et al.*, 2003), pero hay evidencias de que el uso de numerosos agentes puede entorpecer el control biológico (Denno y Finke, 2006).

Las comunidades están formadas por tramas tróficas complejas (Polis y Strong, 1996; Holt y Huxel, 2007) donde las especies están conectadas por múltiples enlaces. Múltiples depredadores pueden no interactuar, en cuyo caso el efecto sobre el control de la plaga es aditivo, pueden interactuar sinérgicamente para aumentar el control de una plaga (Losey y Denno, 1999; Grez *et al.*, 2007) o interactuar de forma antagónica. Un ejemplo de interacción sinérgica ha sido documentado entre depredadores foliares (coccinélidos) y depredadores de suelo (carábidos) para el control de áfidos en alfalfa. El comportamiento antidepredador de caída de los pulgones frente a la presencia de los primeros facilita la acción de los carábidos (Losey y Denno, 1998 a y b). Por otra parte, las interacciones antagónicas pueden disminuir los controles sobre el herbívoro y son comunes entre los depredadores generalistas. Al conjunto de interacciones antagónicas, que involucran la depredación intragremio (DIG), el canibalismo, el comportamiento de evasión y la competencia entre depredadores, se las denomina interferencia intragremio (Costamagna *et al.*, 2007). Rocca y Messelink (2017) estudiaron el sistema *Aphidius ervi* Haliday (Hymenoptera: Braconidae)-*Micromus variegatus* (Fabricius) (Neuroptera: Hemerobiidae)-*Aulacorthum solani* (Kaltenbach) (Hemiptera: Aphididae) en pimiento. Encontraron que, si bien existe un mecanismo de facilitación para el depredador, a través del comportamiento de caída del áfido en presencia del parasitoide, no hubo efectos positivos sobre el control biológico, y los efectos negativos de la DIG fueron compensados por la fuerte supresión de áfidos proporcionada por los hemeróbidos.

Más adelante, se ejemplifica un caso de interferencia intragremio entre coccinélidos (Rocca *et al.*, 2017).

La depredación intragremio ocurre cuando dos consumidores que comparten un recurso son potenciales competidores y participan también en una interacción depredador-presa, ya que uno consume al otro o ambos se consumen mutuamente (Polis y McCormick, 1987; Polis *et al.*, 1989). Si la interacción es unidireccional, intervienen: la presa compartida (herbívoro), la presa intragremio (depredador especialista que consume solo a la presa) y el depredador intragremio (depredador generalista que consume tanto la presa compartida como la presa intragremio). La depredación intragremio puede ser también bidireccional, comportándose ambas especies como depredadores intragremio, siendo la interacción generalmente asimétrica (Rosenheim *et al.*, 1993; Rosenheim *et al.*, 1995; Snyder *et al.*, 2005; Brodeur y Boivin, 2006; Straub y Snyder, 2006; Denno y Finke, 2006; Holt y Huxel, 2007).

La teoría predice que el depredador intragremio suprimirá la población de la presa intragremio, permitiendo así que la población del herbívoro aumente. La coexistencia solo podría lograrse si la presa intragremio tiene alguna ventaja competitiva sobre el depredador intragremio (Polis y Holt, 1992). Rosenheim y Harmon (2006), encontraron en la literatura un número similar de casos con efectos positivos y negativos para el control biológico. Se han planteado varias hipótesis para explicar la discrepancia entre teoría y evidencia, relacionadas con la densidad del herbívoro, el tipo de depredación, el tiempo de la interacción, la composición trófica del ensamble de enemigos naturales y la complejidad del hábitat (Janssen *et al.*, 2007). Moreno *et al.* (2010) aportaron evidencias acerca de la importancia de la abundancia relativa de las especies, ya que generalmente, una o pocas especies son muy abundantes mientras que las otras son escasas, y una especie subdominante puede afectar por depredación intragremio la mortalidad impuesta por ambos sobre la plaga.

La depredación intragremio y el canibalismo deben ser analizados en términos de la competencia interespecífica e intraespecífica. La coexistencia se lograría si ambas especies son competidoras débiles, es decir que la competencia intraespecífica es mayor que la interespecífica. Rocca *et al.* (2017) estudiaron el canibalismo y la depredación intragremio en *C. sanguinea* y *E. connexa* (Coleoptera: Coccinellidae), en presencia y ausencia de la presa extragremio, para

estimar la intensidad relativa de la competencia intra e interespecífica y el rol de la presa extragremio en la coexistencia. Los adultos y las larvas de *E. connexa* fueron más voraces sobre *C. sanguinea* que viceversa, siendo *E. connexa* el depredador intragremio más fuerte y mejor competidor por interferencia, aun en presencia de la presa extragremio. Por lo tanto, *E. connexa* podría desplazar a *C. sanguinea* vía competencia interespecífica por interferencia.

Un caso emblemático es el de *Harmonia axyridis* (Pallas), la vaquita multicolorada asiática, depredador generalista nativo de Asia que ha sido introducido en numerosos países del Norte-Sud América y Europa, para el control biológico de áfidos (Koch, 2003; Saini, 2004; Koch *et al.*, 2006; Grez *et al.*, 2010). Sin embargo, después de su introducción en nuevas áreas, esta vaquita se ha propagado rápidamente, aumentando su abundancia, convirtiéndose en un invasor exitoso. Es considerada uno de los enemigos naturales exóticos más riesgosos que se usan en el control biológico inundativo (van Lenteren *et al.*, 2003; Roy y Wajnberg, 2008). En las áreas donde se ha introducido se han reportado varios efectos negativos tales como impacto en artrópodos no blanco, particularmente el desplazamiento de coccinélidos nativos (Cottrell y Yeorgan, 1998; Burgio *et al.*, 2002; Lucas *et al.*, 2002; Brown, 2003; Koch y Galván, 2008) e invasiones en las casas donde se agregan para pasar el invierno, causando daño estético y alergias (Huelsman *et al.*, 2002). Los problemas causados por esta especie se relacionan con su hábito de alimentación generalista, la voracidad y la agresividad hacia otros depredadores a través de la depredación intragremio y la propensión a pasar el invierno en los edificios (van Lenteren *et al.*, 2003). En EEUU, actualmente se la considera una plaga porque consume frutos blandos y afecta la industria de la fruta y el vino (Koch *et al.*, 2004). En la Argentina fue introducida en la provincia de Mendoza a fines de la década del '90, proveniente de Francia, con la finalidad de mejorar el control de los pulgones del duraznero. En la provincia de Buenos Aires, su presencia fue detectada por primera vez a fines de 2001, alimentándose del pulgón del pecán, *Monellia caryella* (Fitch) (Saini, 2004). *H. axyridis* es considerada actualmente como una especie exótica invasora no deseada. En Roy y Wajnberg (2008) se discuten diferentes tácticas de control, principalmente técnicas mecánicas y químicas, pero se consideran también nuevas estrategias que incluyen semioquímicos.

CONSIDERACIONES FINALES

Los depredadores son considerados muy buenos agentes de control biológico. Si bien muchos de ellos son generalistas, algunas presas son preferidas y cada especie posee diferentes necesidades nutricionales o muestra distinto desempeño, supervivencia y fecundidad, con los recursos que componen todo el rango de alimentos en su dieta. En el caso de los depredadores omnívoros, el conocimiento acerca de la calidad nutricional de los alimentos no-presa y la utilización de plantas con flores que ofrecen polen y néctar como recurso alimenticio para los adultos, es crucial para establecer estrategias de control biológico por conservación. Por otra parte, la condición de generalistas promueve interacciones negativas entre varios agentes de control, motivo por el cual se requieren conocimientos muy específicos de cada sistema para evaluar la conveniencia de utilizar uno o más agentes para una plaga, o para varias plagas en un cultivo. Otra cuestión relevante en el control biológico, tanto aumentativo como por conservación, es saber cuáles son los factores que determinan la dispersión de los depredadores dentro del cultivo, hacia afuera del mismo, o desde las plantas cercanas. Esta información es importante a la hora de favorecer la permanencia de los depredadores en el cultivo, mediante técnicas de manipulación de la diversidad vegetal y la planificación a escala del paisaje. Por último, en relación con todos los aspectos mencionados, debemos resaltar la importancia de los comportamientos de búsqueda, las respuestas a señales químicas provenientes de sus presas y de las plantas que las alojan, así como los comportamientos antidepredadores, como los de evasión o refugio de una especie en presencia de otra, la competencia entre depredadores y la diferenciación de nichos para la coexistencia, los cuales se presentan como muy interesantes desafíos de investigación sobre especies de artrópodos depredadores, nativas o establecidas, en nuestros sistemas agrícolas.

Tabla 1. Estilos de vida de los ácaros depredadores de la familia Phytoseiidae.

McMurtry & Croft (1997)	McMurtry & de Moraes 2012; McMurtry <i>et al.</i> 2013
TIPO I — Alta especificidad sobre <i>Tetranychus</i> spp.	TIPO I — Subdividido según la especificidad de la presa del género <i>Tetranychus</i>
TIPO II — Menor especificidad—los tetraníquidos se ven favorecidos	TIPO II — Semejante
TIPO III — Generalistas—aceptación de un alto rango de alimentos	TIPO III — Subdividido de acuerdo al hábitat
TIPO IV — Primariamente alimentadores de polen. Depredadores generalistas	TIPO IV — Igual, pero con nueva información

Tomado de McMurtry *et al.* (2013).

Tabla 2. Especies de artrópodos depredadores introducidos en la Argentina para el control biológico clásico de plagas agrícolas.

Especie	Año	Origen	Plaga	Cultivo	Establecimiento	Referencias
<i>Coccinella septempunctata</i> (Coleoptera: Coccinellidae)	1989	EEUU	<i>Schizaphis graminum, Colias lesbia</i>	Sorgo, alfalfa	Si	Salto <i>et al.</i> , 1990
<i>Harmonia axyridis</i> * (Coleoptera: Coccinellidae)	Fines 1990	Francia	<i>Myzus persicae</i>	Durazno	Si	Saini, 2004
<i>Iphiseius</i> (=Amblyseius) <i>degenerans</i> (Acari: Phytoseiidae)	2009	Bélgica	<i>Frankliniella occidentalis</i>	-	-	SENASA, 2017
<i>Rhyzobius</i> (Lindorus) <i>lophantae</i> (Coleoptera: Coccinellidae)	1909 1977	EEUU Venezuela	<i>Pseudaulacaspis pentagona</i>	Durazno	Si	Clausen, 1978b
<i>Orius insidiosus</i> (Heteroptera: Anthocoridae)	2007 2009/2011	Holanda Bélgica	<i>Frankliniella occidentalis</i> <i>Thrips tabaci</i>	Pimiento	Si	SENASA, 2017
<i>Rodolia cardinalis</i> (Coleoptera: Coccinellidae)	1900/1929 1932	Uruguay	<i>Icerya purchasi</i>	Citrus	Si	Clausen, 1978 ^a Crouzel, 1983
<i>Syneura cocciphila</i> (Diptera: Phoridae)	-	-	<i>Icerya purchasi</i>	Citrus	-	Coulson y Zapater, 1992
<i>Systoechus vulgaris</i> (Diptera: Bombyliidae)	1937-39	Canadá	Tucuras	Pasturas	-	Clausen, 1978b

* Prohibida mundialmente su comercialización

Tabla 3. Depredadores comercialmente disponibles para uso en control biológico aumentativo a nivel mundial. Adaptado de van Lenteren (2012).

Enemigo natural	Clasificación	Región donde fue usado	Blanco	Año del 1° uso (estimado)	Nativo o naturalizado en la Argentina	Observaciones
<i>Adalia</i> spp.	Coleoptera	Latino América	Áfidos	1941	?	No se indican las especies utilizadas por lo cual no es posible indicar su presencia en Argentina
<i>Adalia bipunctata</i>	Coleoptera	Europa, América del Norte	Áfidos	1998	si	
<i>Aleochara bilineata</i>	Coleoptera	Europa	Mosquitas de las raíces	1995	no	
<i>Aeolothrips intermedius</i>	Thysanoptera	Europa	Trips	2000	no	
<i>Aleurodothrips fasciapennis</i>	Thysanoptera	Europa	Diaspíridos	1990	no	
<i>Amblyseius andersoni</i> (=potentillae)	Acari	Europa, América del Norte, Asia	Arañuelas	1995	no	
<i>Amblydromalus limonicus</i>	Acari	Europa	Trips, moscas blacas, tarsonémidos	2013	no	
<i>Amblyseius aizawai</i>	Acari	Asia	Ácaros	1992	no	
<i>Amblyseius largoensis</i>	Acari	Europa	Ácaros	1995	no	
<i>Amblyseius limonicus</i>	Acari	Europa	Ácaros, thrips	1995	no	
<i>Amblyseius longispinosus</i>	Acari	Asia	Ácaros	1990	no	
<i>Amblyseius makuwa</i>	Acari	Asia	Ácaros	1991	no	
<i>Amblyseius mckenziei</i>	Acari	Europa	Ácaros	1985	no	
<i>Amblyseius nicholsi</i>	Acari	Asia	Ácaros en cítricos	1980	no	
<i>Amblyseius</i> spp.	Acari	Australia	Ácaros en cítricos	1990	?	No se indican las especies utilizadas por lo cual no es posible indicar su presencia en Argentina

continúa en la página siguiente

Enemigo natural	Clasificación	Región donde fue usado	Blanco	Año del 1° uso (estimado)	Nativo o naturalizado en la Argentina	Observaciones
<i>Amblyseius swirskii</i>	Acari	Europa, África del Norte y Sur, Norte y Latino América, Asia	Ácaros, trips, moscas blancas	2005	?	Se registró su presencia pero no hay datos sobre su establecimiento (Cédola y Polack, 2011)
<i>Amblyseius womersleyii</i>	Acari	Asia	Ácaros	2005	no	
<i>Androlaelaps casalis</i>	Acari	Europa	Ácaros sobre vertebrados	2008	si	
<i>Anthocoris nemoralis</i>	Heteroptera	Europa, América del Norte	Psílidos	1990	no	
<i>Anthocoris nemorum</i>	Heteroptera	Europa	Psílidos, trips	1992	no	
<i>Aphidoletes aphidimyza</i>	Diptera	Europa, África del Norte y Sur, Norte de América, Asia	Áfidos	1989	si	
<i>Brontocoris tabidus</i>	Heteroptera	Latino América	Lepidópteros	1990	no	
<i>Carcinops pumilio</i>	Coleoptera	América del Norte	Dípteros	1990	si	
<i>Ceraeochrysa cincta</i>	Neuroptera	Latino América	Áfidos	1990	si	
<i>Ceraeochrysa smithi</i>	Neuroptera	Latino América	Áfidos	1995	no	
<i>Cheyletus eruditus</i>	Acari	Europa	Ácaros sobre vertebrados	2004	si	<i>Cheyletus</i> sp. group eruditus
<i>Chilocorus baileyi</i>	Coleoptera	Europa, Australia	Diaspídidos	1992	no	
<i>Chilocorus bipustulatus</i>	Coleoptera	Europa	Diaspídidos	1992–2005	no	
<i>Chilocorus circumdatus</i>	Coleoptera	Europa, Australia	Diaspídidos	1902	no	
<i>Chilocorus nigritus</i>	Coleoptera	Europa, África del Sur	Diaspídidos	1985	?	Fue introducida en San Miguel de Tucumán, pero no hay información sobre su establecimiento (Samways, 1989)
<i>Chrysoperla asoralis</i>	Neuroptera	Latino América	Áfidos	1990	si	

continúa en la página siguiente

Enemigo natural	Clasificación	Región donde fue usado	Blanco	Año del 1° uso (estimado)	Nativo o naturalizado en la Argentina	Observaciones
<i>Chrysoperla (=Chrysopa) carnea</i>	Neuroptera	Europa, África del Norte, Norte y Latino América, Asia	Áfidos	1970	no	
<i>Chrysoperla comanche</i>	Neuroptera	América del Norte	Áfidos	1990	no	
<i>Chrysoperla externa</i>	Neuroptera	Latino América	Lepidópteros	1980	si	
<i>Chrysoperla lucasina</i>	Neuroptera	Europa	Áfidos	1995	no	
<i>Chrysoperla rufilabris</i>	Neuroptera	Europa, América del Norte	Áfidos	1970	no	
<i>Chrysoperla (=Chrysopa) sinica</i>	Neuroptera	Asia	Áfidos, lepidópteros	2000	no	
<i>Clitostethus arcuatus</i>	Coleoptera	Europa	Moscas blancas	1997	si	
<i>Coccidophilus citricola</i>	Coleoptera	Latino América, Europa	Diaspíridos	1982	si	
<i>Coccinella septempunctata</i>	Coleoptera	Europa	Áfidos	1980	si	
<i>Coenosia attenuata</i>	Diptera	Europa	Dípteros, moscas blancas	1996	?	Se cita su presencia por introducción accidental (Solano-Rojas <i>et al.</i> , 2017)
<i>Coniopteryx tineiformis</i>	Neuroptera	Europa	Áfidos, ácaros, cochinillas	1990–2005	no	
<i>Conwentzia psociformis</i>	Neuroptera	Europa	Áfidos, ácaros, cochinillas	1990–2005	no	
<i>Cryptolaemus montrouzieri</i>	Coleoptera	Europa, África del Norte y Sur, Norte y Latino América, Asia, Australia/Nueva Zelanda	Cóccidos, pseudocóccidos	1917-1927	si	
<i>Cybocephalus nipponicus</i>	Coleoptera	América del Norte	Cochinillas	2000	no	
<i>Cycloneda limbifer</i>	Coleoptera	Europa	Áfidos	1990	si	
<i>Dalotia (Atheta) coriaria</i>	Coleoptera	Europa, América del Norte, Asia, Australia	Dípteros, trips	2000	no	

continúa en la página siguiente

Enemigo natural	Clasificación	Región donde fue usado	Blanco	Año del 1° uso (estimado)	Nativo o naturalizado en la Argentina	Observaciones
<i>Delphastus catalinae</i>	Coleoptera	Europa, América del Norte	Moscas blancas	1985	no	
<i>Delphastus pusillus</i>	Coleoptera	Europa, América del Norte	Moscas blancas	1993	?	Hay una única mención de su distribución hasta la Argentina (Perales Gutiérrez y Garza González, 1999)
<i>Diomus spec.</i>	Coleoptera	Europa	Cochinillas	1990		
<i>Episyrphus balteatus</i>	Diptera	Europa	Áfidos	1990	no	
<i>Eriopis connexa</i>	Coleoptera	Latino América	Cóccidos, áfidos, hemípteros	2000	si	
<i>Eucanthecona furcellata</i>	Hemiptera	Asia	Áfidos, lepidópteros	1996	no	
<i>Euseius finlandicus</i>	Acari	Europa	Ácaros	2000	no	
<i>Euseius gallicus</i>	Acari	Europa	Trips, moscas blancas	2013	no	
<i>Euseius ovalis</i>	Acari	Europa	Trips, moscas blancas	2008	no	
<i>Euseius scutalis</i>	Acari	Europa	Ácaros	1990	no	
<i>Euseius stipulatus</i>	Acari	Europa, América del Sur	Ácaros	2006	no	
<i>Exochomus laeviusculus</i>	Coleoptera	Europa	Áfidos, cochinillas	1988	no	
<i>Exochomus quadripustulatus</i>	Coleoptera	Europa	Áfidos, cochinillas	2000	no	
<i>Feltiella acarisuga</i> (= <i>Therodiplosis persicae</i>)	Diptera	Europa, Norte y Latino América	Ácaros	1990	no	
<i>Forficula</i> sp.	Dermaptera	Asia	Lepidópteros	2010	?	No se indica la especie utilizada por lo cual, no es posible indicar su presencia en Argentina

continúa en la página siguiente

Enemigo natural	Clasificación	Región donde fue usado	Blanco	Año del 1° uso (estimado)	Nativo o naturalizado en la Argentina	Observaciones
<i>Franklinothrips megalops</i> (= <i>myrmicaeformis</i>)	Thysanoptera	Europa	Trips	1992	no	
<i>Franklinothrips vespiformis</i>	Thysanoptera	Europa, Asia	Trips	1990	no	
<i>Galendromus</i> (<i>Metaseiulus</i>) <i>annectens</i>	Acari	América del Norte	Ácaros	1990	si	
<i>Galendromus</i> (<i>Metaseiulus</i>) <i>helveolus</i>	Acari	América del Norte	Ácaros	1999	no	
<i>Galendromus</i> (<i>Metaseiulus</i>) <i>pyri</i>	Acari	América del Norte	Ácaros	1995	no	
<i>Galendromus</i> (<i>Typhlodromus</i>) <i>occidentalis</i>	Acari	América del Norte, Australia	Ácaros	1969	no	
<i>Galeolaelaps</i> (<i>Hypoaspis</i>) <i>aculeifer</i>	Acari	Europa, África del Norte, América del Norte, Asia, Australia/Nueva Zelanda	Dípteros, trips, ácaros	1995	no	
<i>Galeolaelaps gillespiei</i>	Acari	América del Norte	Dípteros, trips	2010	no	
<i>Geocoris punctipes</i>	Heteroptera	América del Norte, Latino América	Lepidópteros, moscas blancas	2000	no	
<i>Gynaeseius liturivorus</i>	Acari	Asia	Trips, moscas blancas	2013	no	
<i>Haplothrips brevitubus</i>	Thysanoptera	Asia	Trips	20110	no	
<i>Harmonia axyridis</i>	Coleoptera	Europa, excepto Francia donde se usaron individuos sin alas	Áfidos	1995–2005	si	
<i>Harmonia axyridis</i>	Coleoptera	América del Norte, Asia	Áfidos	1990	si	

continúa en la página siguiente

Enemigo natural	Clasificación	Región donde fue usado	Blanco	Año del 1° uso (estimado)	Nativo o naturalizado en la Argentina	Observaciones
<i>Heterorhabditis indica</i>	Nematoda	América del Norte	Coleópteros, dípteros	2000	no	
<i>Hippodamia convergens</i>	Coleoptera	Europa	Áfidos	1993	si	
<i>Hippodamia variegata</i>	Coleoptera	Australia	Áfidos	2000	si	
<i>Holobus flavicornis</i>	Coleoptera	Europa	Ácaros	2000	no	
<i>Hydrotaea aenescens</i>	Diptera	Europa, América del Norte	Dípteros	2000	no	
<i>Iphiseius (Amblyseius) degenerans</i>	Acari	Europa, América del Norte	Trips	1993	?	Se menciona su presencia, pero no hay registros de su establecimiento (SENASA, 2017)
<i>Kampimodromus aberrans</i>	Acari	Europa	Ácaros	1960–1990	no	
<i>Karnyothrips melaleucus</i>	Thysanoptera	Europa	Diaspíridos	1985	no	
<i>Leis (Harmonia) dimidiata</i>	Coleoptera	Europa	Áfidos	1995	no	
<i>Leminia biplagiata</i>	Coleoptera	Asia	Áfidos, moscas blancas	1998	no	
<i>Macrocheles robustulus</i>	Acari	Europa	Dípteros, trips, lepidópteros	2010	si	
<i>Macrolophus caliginisus</i>	Heteroptera	Europa	Moscas blancas, lepidópteros	2005	no	
<i>Macrolophus pygmaeus (nubilis)</i>	Heteroptera	Europa, África del Norte y Sur	Moscas blancas	1994	no	
<i>Mallada basalis</i>	Neuroptera	Asia	Áfidos, trips, etc.	2000	no	
<i>Mallada signata</i>	Neuroptera	Australia	Áfidos, trips, lepidópteros, pseudocóccidos, moscas blancas	2000	no	
<i>Mantis religiosa</i>	Mantodea	América del Norte	Varias plagas	1970	si	

continúa en la página siguiente

Enemigo natural	Clasificación	Región donde fue usado	Blanco	Año del 1° uso (estimado)	Nativo o naturalizado en la Argentina	Observaciones
<i>Menochilus sexmaculatus</i>	Coleoptera	Asia	Áfidos, moscas blancas	2010	no	
<i>Mesoseiulus (=Phytoseiulus) longipes</i>	Acari	América del Norte, Europa	Ácaros	1989, 1990	si	
<i>Metaseiulus occidentalis</i>	Acari	Europa	Ácaros	1985	no	
<i>Micromus angulatus</i>	Neuroptera	Asia	Áfidos	2005	no	
<i>Micromus tasmaniae</i>	Neuroptera	Australia/Nueva Zelanda	Áfidos, trips, lepidópteros, moscas blancas, etc.	2000	no	
<i>Micromus variegatus</i>	Neuroptera	América del Norte	Áfidos	2010	no	
<i>Nabis pseudoferus ibericus</i>	Heteroptera	Europa	Lepidópteros	2009	no	
<i>Neoseiulus (Amblyseius) barkeri</i>	Acari	Europa, Latino América	Trips	1981	no	
<i>Neoseiulus (Amblyseius) californicus</i>	Acari	Europa, África del Norte y Sur, Norte y Latino América, Asia	Ácaros	1985	si	
<i>Neoseiulus (Amblyseius) cucumeris</i>		Europa, África del Norte y Sur, Norte y Latino América, Asia, Australia/Nueva Zelanda	Trips, ácaros	1985	no	
<i>Neoseiulus (Amblyseius) fallacis</i>	Acari	Europa, América del Norte	Ácaros	1997	no	
<i>Neoseiulus longispinosus</i>	Acari	Latino América	Ácaros	2005	no	
<i>Neoseiulus wearnei</i>	Acari	Australia	Ácaros	2000	no	
<i>Nephus includens</i>	Coleoptera	Europa	Pseudocóccidos	2000	no	
<i>Nephus quadrimaculatus</i>	Coleoptera	Europa	Áfidos, pseudocóccidos	2005	no	

continúa en la página siguiente

Enemigo natural	Clasificación	Región donde fue usado	Blanco	Año del 1° uso (estimado)	Nativo o naturalizado en la Argentina	Observaciones
<i>Nephus reunioni</i>	Coleoptera	Europa	Pseudocóccidos	1990	no	
<i>Nesidiocoris tenuis</i>	Heteroptera	Europa, África del Norte, Asia	Moscas blancas, lepidópteros	2003	no	
<i>Olla abdominalis</i> (=v-nigrans)	Coleoptera	América del Norte, Latino América	Áfidos, hemípteros	1990	si	
<i>Ophyra aenescens</i>	Diptera	Europa, América del Norte	Dípteros	1995	si	
<i>Orius albidipennis</i>	Heteroptera	Europa	Trips	1993	no	
<i>Orius armatus</i>	Heteroptera	Australia	Trips	1990	no	
<i>Orius insidiosus</i>	Heteroptera	Europa	Trips	1991–2000	si	
<i>Orius insidiosus</i>	Heteroptera	Norte y Latino América	Trips	1985	si	
<i>Orius laevigatus</i>	Heteroptera	Europa, África del Norte, Asia	Trips	1993	no	
<i>Orius majusculus</i>	Heteroptera	Europa	Trips	1993	no	
<i>Orius minutus</i>	Heteroptera	Europa	Trips	1993	no	
<i>Orius sauteri</i>	Heteroptera	Asia	Áfidos, ácaros, trips	2005	no	
<i>Orius strigicollis</i>	Heteroptera	Asia	Trips	2000	no	
<i>Orius tristicolor</i>	Heteroptera	Europa	Trips	1995–2000	si	
<i>Orius vicinus</i>	Heteroptera	Nueva Zelanda	Trips, áfidos, moscas blancas	2010	no	
<i>Pergamasus quisquiliarum</i>	Acari	Europa	<i>Symphylans</i>	2000	?	Se registró en Argentina, pero no hay más información (Halliday, 2001)
<i>Phytoseius finitimus</i>	Acari	Europa	Ácaros	2000	no	
<i>Phytoseiulus macropilis</i>	Acari	Latino América	Ácaros	1980	si	

continúa en la página siguiente

Enemigo natural	Clasificación	Región donde fue usado	Blanco	Año del 1° uso (estimado)	Nativo o naturalizado en la Argentina	Observaciones
<i>Phytoseiulus persimilis</i>	Acari	Europa, África del Norte y Sur, Norte y Latino América, Asia, Australia/ Nueva Zelanda	Ácaros	1968	si	
<i>Picromerus bidens</i>	Heteroptera	Europa	Lepidópteros	1990	no	
<i>Podisus maculiventris</i>	Heteroptera	Europa, América del Norte	Coleópteros, lepidópteros	1996	no	
<i>Podisus nigrispinus</i>	Heteroptera	Latino América	Lepidópteros	1990	si	
<i>Podisus</i> sp.	Heteroptera	Latino América	Lepidópteros	1985	?	No se indica la especie utilizada por lo cual no es posible indicar su presencia en Argentina
<i>Propylaea japonica</i>	Coleoptera	Asia	Áfidos	2014	no	
<i>Propylaea quatuordecimpunctata</i>	Coleoptera	Europa	Áfidos	1995	no	
<i>Rhizobius chrysomeloides</i>	Coleoptera	Europa	Cóccidos	1980	no	
<i>Rhizobius forestieri</i>	Coleoptera	Europa	Cóccidos	1980	no	
<i>Rhizobius (Lindorus) lophanthae</i>	Coleoptera	Europa, América del Norte	Cóccidos	1980	si	
<i>Rodolia cardinalis</i>	Coleoptera	Europa	Margaródidos	1990	si	
<i>Saniosulus nudus</i>	Acaridae	Europa	Diaspídidos	1990	no	
<i>Scolothrips sexmaculatus</i>	Thysanoptera	Europa, América del Norte	Ácaros, trips	1990	no	
<i>Symnus loewii</i>	Coleoptera	Nueva Zelanda	Áfidos	1995	si	
<i>Scymnus rubromaculatus</i>	Coleoptera	Europa	Áfidos	1990	no	
<i>Sphaerophoria rueppellii</i>	Diptera	Europa	Áfidos	2015	no	
<i>Stagmomantis carolina</i>	Mantodea	América del Norte	Varias plagas	1990	no	

continúa en la página siguiente

Enemigo natural	Clasificación	Región donde fue usado	Blanco	Año del 1° uso (estimado)	Nativo o naturalizado en la Argentina	Observaciones
<i>Steinernema scapterisci</i>	Nematoda	América del Norte	Ortópteros	1990	si	
<i>Stethorus punctillum</i>	Coleoptera	Europa, América del Norte, Asia	Ácaros	1984	no	
<i>Stethorus</i> sp.	Coleoptera	Latino América	Ácaros	1995	?	No se indica la especie utilizada por lo cual no es posible indicar su presencia en Argentina
<i>Stratiolaelaps (Hypoaspis) miles</i>	Acari	Europa, América del Norte, Australia/Nueva Zelanda	Sciáridos	1995	no	
<i>Stratiolaelaps (Hypoaspis) scimitus</i>	Acari	Europa, Latino América	Sciáridos	1990	no	
<i>Sympherobius barberi</i>	Neuroptera	América del Norte	Pseudocóccidos, áfidos, etc.	1980		
<i>Sympherobius fallax</i>	Neuroptera	Europa	Pseudocóccidos	1994	no	
<i>Sympherobius maculipennis</i>	Neuroptera	Latino América	Pseudocóccidos	1990	si	
<i>Sympherobius</i> sp.	Neuroptera	Latino América	Moscas blancas	1995	?	No se indica la especie utilizada por lo cual no es posible indicar su presencia en Argentina
<i>Tenodera aridifolia sinensis</i>	Mantodea	América del Norte	Varias plagas	1990	no	
<i>Transeius (=Amblyseius) montdorensis</i>	Acari	Europa	Trips, moscas blancas, tarsonémidos	2004	no	
<i>Typhlodromus athiasae</i>	Acari	Europa	Ácaros	1995	no	
<i>Typhlodromus doreenae</i>	Acari	Europa	Ácaros	2003	no	
<i>Typhlodromus occidentalis</i>	Acari	Australia	Ácaros	1970	no	

continúa en la página siguiente

Enemigo natural	Clasificación	Región donde fue usado	Blanco	Año del 1° uso (estimado)	Nativo o naturalizado en la Argentina	Observaciones
<i>Typhlodromus pyri</i>	Acari	Europa, Latino América	Ácaros	1990-2000	no	
<i>Typhlodromips montdorensis</i>	Acari	Europa, Australia	Trips, ácaros	2003	no	
<i>Wollastoniella rotunda</i>	Heteroptera	Asia	Trips	2005	no	
<i>Xylocoris flavipes</i>	Heteroptera	América del Norte	Coleópteros	2000	si	

África del Norte= Norte del Sahara, África del Sur= Sur del Sahara, América del Norte= Canada + EEUU.

BIBLIOGRAFÍA

- Agustí, N., De Vicente, C. & Gabarra, R. (2000). Developing SCAR markers to study predation on *Trialeurodes vaporariorum*. *Insect Molecular Biology*, 9, 263-268.
- Agustí, N., Unruh, T.R. & Welter, S.C. (2003). Detecting *Cacopsylla pyricola* (Hemiptera: Psyllidae) in predator guts using COI mitochondrial markers. *Bulletin of Entomological Research*, 93, 179-185.
- Albajes, R. & Alomar, O. (2008). Facultative Predators (pp. 818-822). *En*: Capinera, J.L. (Ed.) *Encyclopedia of Entomology*, Vol. 2. Dordrecht, Netherlands: Kluwer Academic Publishers.
- Albajes, R., Castañé, C., Gabarra, R. & Alomar, O. (2006). Risks of plant damage caused by natural enemies introduced for arthropod biological control (pp. 132-144). *In*: Bigler, F., Babendreier, D., Kuhlmann, U. (Eds.) *Environmental Impact of Invertebrates for Biological Control of Arthropods: Methods and Risk Assessment*. Oxford, UK: CABI Publishing.
- Alomar, O., Riudavets, J. & Castañé, C. (2006). *Macrolophus caliginosus* in the biological control of *Bemisia tabaci* on greenhouse melons. *Biological Control*, 36, 154-162.
- Alomar, O. & Wiedenmann, R.N. (1996). *Zoophytophagous Heteroptera: Implications for Life History and Integrated Pest Management*. Entomological Society of America, Lanham, MD, USA: Thomas Say Publications in Entomology. 202 p.
- Andorno, A.V., Botto, E.N., La Rossa, F.R. & Möhle, R. (2014). Control biológico de áfidos por métodos conservativos en cultivos hortícolas y aromáticas. Buenos Aires, Argentina: Ediciones INTA. 48 p.
- Andorno, A.V., Viscarret, M.M. & López, S.N. (2015). Control biológico por conservación: empleo de plantas reservorio para el manejo de entomófagos en sistemas hortícolas (pp. 25). IX Congreso Argentino de Entomología. Posadas, Argentina.
- Barbosa, P.R.R., Michaud, J.P., Bain, C.L. & Torres, J.B. (2017). Toxicity of three aphicides to the generalist predators *Chrysoperla carnea* (Neuroptera: Chrysopidae) and *Orius insidiosus* (Hemiptera: Anthocoridae). *Ecotoxicology*, 26(5), 589-599.
- Bezerra, C., Amaral, B.B. & Souza, B. (2016). Rearing *Chrysoperla externa* larvae on artificial diets. *Neotropical Entomology*, 46, 93-99. doi:10.1007/s13744-016-0427-5.
- Biobest. (2017). Biological pest control. Recuperado de https://www.biobestgroup.com/en/biobest/products/biological-pest-control-4463/#productGroup_4479 (13/11/2018)
- Bolckmans, K., Van Houten, Y. & Hoogerbrugge, H. (2005). Biological control of whiteflies and western flower thrips in greenhouse sweet peppers with the phytoseiid predator mite *Amblyseius swirskii* (Athias-Henriot). *Second International Symposium on Biological Control Arthropods*, 555-565.
- Brodeur, J. & Bouvin, G. (Eds.). (2006). *Trophic and Guild Interactions in Biological Control*. Dordrecht, Netherlands: Springer. 250 p.
- Brown, M.W. (2003). Intraguild responses of aphid predators on apple to the invasion of an exotic species, *Harmonia axyridis*. *BioControl*, 48, 141-153.
- Burgio, G., Santi, F. & Maini, S. (2002). On intraguild predation and cannibalism in *Harmonia axyridis* (Pallas) and *Adalia bipunctata* L. (Coleoptera: Coccinellidae). *Biological Control*, 24, 110-116.

- Cáceres, S. (2011). Manejo integrado de plagas en cultivos protegidos de Corrientes. III Jornadas de enfermedades y plagas en cultivos bajo cubierta. La Plata, Argentina.
- Calvo, F.J., Bolckmans, K. & Belda, J.E. (2009). Development of a biological control-based Integrated Pest Management method for *Bemisia tabaci* for protected sweet pepper crops. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 133, 9-18.
- Calvo, J. & Urbaneja, A. (2003). *Nesidiocoris tenuis* (Het.: Miridae) en tomate: ¿Amigo o enemigo? *Almería en Verde*, 4, 21-23.
- Cardinale, B., Harvey, C.H., Gross, K. & Ives, A. (2003). Biodiversity and biocontrol: emergent impacts of a multi-enemy assemblage on pest suppression and crop yield in an agroecosystem. *Ecological Letters*, 6, 857-865.
- Carlos De Liñán, V. (2002). *Vademécum de productos fitosanitarios y nutricionales*. Madrid, España: Ed. Agrotécnicas, S.L. 672 p.
- Cédola, C. & Polack, L.A. (2011). Primer registro de *Amblyseius swirskii* (Acari: Phytoseiidae) en Argentina. *Rev. Soc. Entomol. Arg.*, 70, 375-378.
- Chyzic, R., Klein, M. & Ben-Dov, Y. (1995). Reproduction and survival of the predatory bug *Orius albidipennis* on various arthropod prey. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 75, 27-31.
- Coates, T.J.D. (1974). The influence of some natural enemies and pesticides on various populations of *Tetranychus cinnabarinus* (Boisduval), *T. lombaridinii* Baker & Pritchard and *T. ludeni* Zacker (Acari: Tetranychidae) with aspects of their biologies (Entomological Memoir 42 Rep.). (pp. 1-40). South African Department of Agriculture. Entomological Memoir, 42.
- Cohen, A.C. (1990). Feeding adaptations of some predaceous Hemiptera. *Annals of the Entomological Society of America*, 83, 1215-1223.
- Coll, M. & Guershon, M. (2002). Omnivory in terrestrial arthropods: mixing plant and prey diet. *Annual Review of Entomology*, 47, 267-297.
- Coll, M. & Ruberson, J.R. (Eds.). (1998). *Predatory Hemiptera: Their Ecology and Use in Biological Control*. Entomological Society of America, Lanham, USA. 233 p.
- Costamagna, A.C., Landis, D.A. & Difonzo, C.D. (2007). Suppression of soybean aphid by generalist predators results in a trophic cascade in soybeans. *Ecological Applications*, 17, 441-451.
- Cottrell, T.E. & Yeargan, K.V. (1998). Intraguild predation between an introduced lady beetle, *Harmonia axyridis* (Coleoptera: Coccinellidae), and a native lady beetle, *Coleomegilla maculata* (Coleoptera: Coccinellidae). *Journal of the Kansas Entomological Society*, 71, 159-163.
- Coulson, J.R. & Zapater, M.C. (1992). Opportunities for implementation of biocontrol in Latin America. Proceedings of the International Organization for Biological Control (IOBC), Workshop on Opportunities for implementation of BioControl in Latin America. Río de Janeiro, Brazil. IOBC-NTRS.
- Cowgill, S.E., Wratten, S.D. & Sotherton, N.W. (1993). The effect of weeds on the numbers of Hoverfly (Diptera: Syrphidae) adults and the distribution and composition of their eggs in winter wheat. *Annals of Applied Biology*, 123, 499-515.
- Crouzel, I.S. (1983). El control biológico en Argentina. pp. 169-174. IX Congreso Latinoamericano de Zoología (CLAZ). Arequipa, Perú.

- Denno, R. & Finke, D. (2006). Multiple predator interactions and food-web connectance: implications for biological control. *In: Brodeur, J., Bouvin, G. (Eds.) Trophic and Guild Interactions in Biological Control*. Dordrecht, Netherlands. pp. 45-70.
- Driutti, A. (1999). Control biológico natural de trips, *Thrips tabaci* Lindeman 1888 (Thysanoptera: Thripidae) por sírfidos predadores en cultivo de cebolla (*Allium cepa* L.) por el cultivo de borduras y/o entrelineas. *Agrotecnia*, 5, 3-15.
- Ehler, L.E. (1990). Introduction strategies in biological control of insects. *In: Mackauer, M., Ehler, L.E., Roland, J. (Eds.) Critical Issues in Biological Control*, Intercept, Andover, MA, USA. pp. 111-134.
- Evans, E.W. (2009). Lady beetles as predators of insects other than Hemiptera. *Biological Control*, 51, 255-267.
- Fernández, D.E., Cichon, L.I., Sanchez, E.E., Garrido, S.A. & Gittins, C. (2008). Effect of different cover crops on the presence of arthropods in an organic apple (*Malus domestica* Borkh) orchard. *Journal of Sustainable Agriculture*, 2, 197-211.
- Fitzgerald, J.D. & Solomon, M.G. (2004). Can flowering plants enhance numbers of beneficial arthropods in UK apple and pear orchards? *Biocontrol Science and Technology*, 14: 291-300.
- Flores, G.C., Reguilón, C., Alderete, G.L. & Kirschbaum, D.S. (2015). Liberación de *Chrysoperla argentina* (Neuroptera: Chrysopidae) para el control de *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) (Hemiptera, Aleyrodidae) en invernáculo de pimiento en Tucumán, Argentina. *Revista Intropica*, 10, 28-36.
- Fogel, M.N., Schneider, M.I., Desneux, N., González, B. & Ronco, A.E. (2013). Impact of the neonicotinoid acetamiprid on immature stages of the predator *Eriopis connexa* (Coleoptera: Coccinellidae). *Ecotoxicology*, 22(6), 1063-1071. DOI: 10.1007/s10646-013-1094-5.
- Fogel, M.N., Schneider, M.I., Rimoldi, F., Ladux, L.S., Desneux, N. & Ronco, A.E. (2016). Toxicity assessment of four insecticides with different modes of action on pupae and adults of *Eriopis connexa* (Coleoptera: Coccinellidae), a relevant predator of the Neotropical Region. *Environmental Science and Pollution Research*, 23, 14918-14926.
- Fréchette, B., Alauzet, C. & Hemptinne, J.L. (2003). Oviposition behaviour of the two-spot ladybird beetle *Adalia bipunctata* (L.) (Coleoptera: Coccinellidae) on plants with conspecific larval tracks. *In: Soares, A.O., Ventura, M.A., Garcia, V., Hemptinne, J.L. (Eds.) Biology, Ecology and Behaviour of Aphidophagous Insects*. Proc. 8th Int. Symp. Ecology of Aphidophaga. Arquipélago, pp. 73-77.
- Gardiner, M.M., Landis, D.A., Gratton, C., Schmidt, N., O'neal, M., Mueller, E., Chacon, J. & Heimpel, G.E. (2010). Landscape composition influences the activity density of Carabidae and Arachnida in soybean fields. *Biological Control*, 55, 11-19.
- Garrido, S., Cichón, L. & Fernández, D. (2007). Control biológico de *Carpocapsa*. *Revista Fruticultura & Diversificación*, 54, 26-33.
- Garrido, S.A., Cichón, L.I., Lago, J.D. & Monserrat, V. (2015). Hemeróbidos (Neuroptera: Hemerobiidae) asociados al cultivo del peral en el Alto Valle de Río Negro, Argentina y su respuesta al uso de suplementos alimenticios. pp. 233. IX Congreso Argentino de Entomología. Posadas, Argentina.

- Gerson, U., Smiley, R.L. & Ochoa, R. (Eds.). (2003). Mites (Acari) for pest control. Blackwell Science Ltd., Oxford, UK. 539 p.
- González Olazo, E.V. & Reguilón, C. (2002). Una nueva especie de *Chrysoperla* (Neuroptera: Chrysopidae) para la Argentina. *Rev. Soc. Entomol. Arg.*, 61, 47-50.
- González, G. (2009). Los Coccinellidae de Argentina. Recuperado de <http://www.coccinellidae.cl/paginasWebArg/Paginas/InicioArg.php> (13/11/2018).
- Gordó, M. (2007). Análisis de la mortalidad en poblaciones de *Dialeurodes citri* (Hemiptera: Aleyrodidae) en plantaciones de naranjas de San Pedro, Buenos Aires. Tesis de Maestría de la Escuela para Graduados de la Facultad de Agronomía de la UBA, área Producción Vegetal.
- Greco, N.M., Cabrera Walsh, G. & Luna, M.G. (2020). Biological control in Argentina. (pp 21-42). In: van Lenteren, J.C., Bueno, V.H.P., Luna, M.G., & Colmenarez, Y. (Eds.). *Biological control in Latin America and the Caribbean: its rich history and bright future*. Wallington, Reino Unido: CABI. 550 p.
- Greco, N.M., Liljesthöm, G.G., Gugole Ottaviano, M.F., Cluigt, N., Cingolani, M.F., Zembo, J.C. & Sánchez, N.E. (2011). Pest management plan for *Tetranychus urticae* based on the natural occurrence of *Neoseiulus californicus* (Acari: Tetranychidae, Phytoseiidae) in strawberry. *International Journal of Pest Management*, 57, 299-308.
- Grez, A., Rivera, P. & Zaviezo, T. (2007). Foliar and ground-foraging predators of aphids associated with alfalfa crops in Chile: Are they good or bad partners? *Biocontrol Science and Technology*, 17, 1071-1077.
- Grez, A., Zaviezo, T., González, G. & Rothmann, S. (2010). *Harmonia axyridis* in Chile: a new threat. *Ciencia e Investigación Agraria*, 37(3), 145-149.
- Grimaldi, D. & Engel, M.S. (2005). *Evolution of the Insects*. Cambridge University Press, Cambridge, USA. 755 p.
- Gugole Ottaviano, M.F., Cédola, C.V., Sánchez, N.E. & Greco, N.M. (2015). Conservation biological control in strawberry: effect of different pollen on development, survival, and reproduction of *Neoseiulus californicus* (Acari: Phytoseiidae). *Experimental and Applied Acarology*, 67, 507-521.
- Hagen, K.S., Mills, N.J., Gordh, G. & Mcmurtry, J.A. (1999). Terrestrial arthropod predators of insect and mite pests. In: Bellows, T.S., Fisher, T.W. (Eds.). *Handbook of biological control. Principles and Applications of Biological Control*. Academic Press, San Diego, USA, pp. 383-461.
- Halliday, R.B. (2001). Mesostigmatid mite fauna of Jenolan Caves, New South Wales (Acari: Mesostigmata). *Australian Journal of Entomology*, 40, 299-311.
- Haramboure, M., Francesena, N., Reboledo, G.R., Smagghe, G., Alzogaray, R.A. & Schneider, M.I. (2013). Toxicity of Cypermethrin on the Neotropical lacewing *Chrysoperla externa* (Neuroptera: Chrysopidae): behavior disruption and recovery capacity. *Communications in agricultural and applied biological sciences*, 72, 339-344.
- Haramboure, M., Mirande, L. & Schneider, M.I. (2016). Improvement of the mass rearing of larvae of the neotropical lacewing *Chrysoperla externa* through the incorporation of a new semiliquid artificial diet. *BioControl*, 61, 69-78.

- Haramboure, M., Reguilón, C., Alzogaray, R.A. & Schnider, M.I. (2014). First record of *Chrysoperla asoralis* and *C. argentina* (Neuroptera: Chrysopidae) in horticultural fields of La Plata associated with the sweet pepper (*Capsicum annuum* L.). *Rev. Soc. Entomol. Arg.*, 73, 187-190.
- Helle, W. & Sabelis, M.W. (Eds.). (1985). Spider mites. Their Biology, Natural Enemies and Control. Volume 1 of the Series: World Crop Pests. Elsevier, Amsterdam-New York. 353 p.
- Hickman, J.M. & Wratten, S.D. (1996). Use of *Phelia tanacetifolia* strips to enhance biological control of aphids by overfly larvae in cereal fields. *Journal of Economic Entomology*, 89, 832-840.
- Hodek, I. (1973). Biology of Coccinellidae. Academia Publishing House of the Czechoslovak Academy of Sciences, Prague, Czech Republic, 260 p.
- Hodek, I. & Evans, E.W. (2012). Food relationships. Pp: 141-274. *In*: Hodek I, van Emden HF, Honěk A (Eds.). Ecology and behaviour of the ladybird beetles. Wiley-Blackwell, Oxford, UK, 561 p.
- Hodek, I., Van Emden, H.F. & Honěk, A. (Eds.). (2012). Ecology and behaviour of the ladybird beetles (Coccinellidae). Wiley-Blackwell, Oxford, UK, 561p.
- Holgado, M., Saez, C., Llera, J., Gasparini, M., Anzorena, G., Bataglia, M., Cid, P. & Pasquale, N. (2005). Fluctuación poblacional de *Siphoninus phillyreae* (Hemiptera-Aleyrodidae) en olivos de Mendoza. pp. 184. VI Congreso Argentino de Entomología. San Miguel de Tucumán, Argentina.
- Holt, R. & Huxel, G. (2007). Alternative Prey and the dynamics of intraguild predation: theoretical perspectives. *Ecology*, 88, 2706-2712.
- Hoy, M.A. (1994). Parasitoids and predators in management of arthropod pests. *In*: Metcalf, R.L., Luckmann, W.H. (Eds.). Introduction to insect pest management, Wiley, New York, USA. pp. 129-198.
- Huelsman, M.F., Kovach, J., Jasinski, J., Young, C. & Easley, B. (2002). Multicolored Asian lady beetle (*Harmonia axyridis*) as a nuisance pest in house-holds in Ohio. *In*: Jones, S.C., Zhai, J. & Robinson, W.H. (Eds.). Proceedings of Fourth International Conference on Urban Pests, Blacksburg, Virginia, USA. pp. 243-250.
- Jacas, J., Urbaneja, A. & García-Marí, F. (2008). Artrópodos Depredadores. *En*: Jacas, J.A., Urbaneja, A. (Eds.). Control Biológico de plagas agrícolas. Phytoma, Valencia, España, pp. 39-56.
- Janssen, A., Sabelis, M., Magalhaes, S., Montserrat, M. & Van Der Hammen, T. (2007). Habitat structure affects intraguild predation. *Ecology*, 88, 2713-2719.
- Koch, R.L. (2003). The multicolored Asian lady beetle, *Harmonia axyridis*: A review of its biology, uses in biological control, and non-target impacts. *J. Insect Sci.*, 3, 32.
- Koch, R.L., Burkness, E.C., Wold Burkness, S.J. & Hutchison, W.D. (2004). Phytophagous preferences of the multicolored Asian lady beetle (Coleoptera: Coccinellidae) to autumn ripening fruit. *Journal of Economic Entomology*, 97, 539-544.
- Koch, R.L. & Galvan, T.L. (2008). Bad side of a good beetle: the North American experience with *Harmonia axyridis*. *BioControl*, 53, 23-35.
- Koch, R.L., Venette, R.C. & Hutchison, W.D. (2006). Invasions by *Harmonia axyridis* (Pallas) (Coleoptera: Coccinellidae) in the Western Hemisphere: Implications for South America. *Neotropical Entomology*, 35, 421-434.

- Koczor, S., Szentkirályi, F., Fekete, Z. & Tóth, M. (2016). Smells good, feels good: oviposition of *Chrysoperla carnea*-complex lacewings can be concentrated locally in the field with a combination of appropriate olfactory and tactile stimuli. *Journal of Pest Science*, 90, 311-317. DOI: 10.1007/s10340-016-0785-0.
- Koul, O. & Dhaliwal, G.S. (2003). Predators and Parasitoids: an introduction. In: Koul, O., Dhaliwal, G.S. (Eds.) *Predators and Parasitoids*, Taylor and Francis, London, UK. pp. 1-15.
- Kutuk, H., Yigit, A., Canhilal, R. & Karacaoglu, M. (2011). Control of western flower thrips (*Frankliniella occidentalis*) with *Amblyseius swirskii* on greenhouse pepper in heated and unheated plastic tunnels in the Mediterranean region of Turkey. *African Journal of Agricultural Research*, 6, 5428-5433.
- Lefebvre, M.G., Reguilón, C. & Kirschbaum, D.S. (2013). Evaluación del efecto de la liberación de *Orius insidiosus* (Hemiptera: Anthocoridae), como agente de control biológico de trips en el cultivo de frutilla. *Revista de Investigaciones Agropecuarias (RIA)*, 39(3), 273-280.
- Liljesthrom, G.G. & Bouvet, J.P.R. (2014). Variaciones numéricas de *Diaphorina citri* Kuwayama (Sternorrhyncha: Psyllidae) y del ectoparasitoide *Tamarixia radiata* (Waterston) (Hymenoptera: Eulophidae) en una plantación de naranjos de Entre Ríos, Argentina. *Revista de la Facultad de Ciencias Agrarias UNCUYO*, 46, 1-14.
- Lindquist, E.E., Sabelis, M.W. & Bruin, J. (1996). Eriophyoid Mites - Their Biology, Natural Enemies and Control. World Crop Pest Series Vol. 6, Elsevier Science Publishers: Amsterdam, Netherlands.
- Losey, J.E. & Denno, R.F. (1998a). Positive predator–predator interactions: enhanced predation rates and synergistic suppression of aphid populations. *Ecology*, 79, 2143-2152.
- Losey, J.E. & Denno, R.F. (1998b). Interspecific variation in the escape responses of aphids: effect on risk of predation from foliar-foraging and ground-foraging predators. *Oecologia*, 115, 245-252.
- Losey, J.E. & Denno, R.F. (1999). Factors facilitating synergistic predation: The central role of synchrony. *Ecological Applications*, 9, 378-386.
- Lucas, E., Gagne, I. & Coderre, D. (2002). Impact of the arrival of *Harmonia axyridis* on adults of *Coccinella septempunctata* and *Coleomegilla maculata* (Coleoptera: Coccinellidae). *European Journal of Entomology*, 99, 457-463.
- Lundgren, J.G., Fergen, J.K. & Riedell, W.E. (2008). The influence of plant anatomy on oviposition and reproductive success of the omnivorous bug *Orius insidiosus*. *Animal Behaviour*, 75, 1495-1502.
- Marasas, M.E., Sarandón, S.J. & Cicchino, A.C. (2001). Changes in soil arthropod functional group in a wheat crop under conventional and no tillage systems in Argentina. *Applied Soil Ecology*, 18, 61-68.
- Mcmurtry, J.A. & Croft, B.A. (1997). Life-styles of phytoseiid mites and their roles in biological control. *Annual Review of Entomology*, 42, 291-321.
- Mcmurtry, J.A., de Moraes, G.J. & Sourassou, N.F. (2013). Revision of the lifestyles of phytoseiid mites (Acari: Phytoseiidae) and implications for biological control strategies. *Systematic and Applied Acarology*, 18, 297-320.
- Mcmurtry, J.A. & de Moraes, G.J. (2012). Revision of the life style system of the phytoseiid mites. *IOBC/WPRS Bulletin*, 93, 73-74.

- Mendes, S.M., Bueno, V.H., Argolo, V.M. & Silvera, L.C. (2002). Type of prey influences biology and consumption rate of *Orius insidiosus* (Say) (Hemiptera, Anthocoridae). *Revista Brasileira de Entomologia*, 46, 99-103.
- Messelink, G.J., Vijverberg, R., Leman, A. & Janssen, A. (2016). Biological control of mealybugs with lacewing larvae is affected by the presence and type of supplemental prey. *BioControl*, 61, 555-565
- Messelink, G.J., Bennison, J., Alomar, O., Ingegno, B.L., Tavella, L., Shipp, L., Palevsky, E. & Wäckers, F.L. (2014). Approaches to conserving natural enemy populations in greenhouse crops: current methods and future prospects. *BioControl*, 59, 377-393.
- Messelink, G.J., Van Steenpaal, S. & Van Wensveen, W. (2005). *Typhlodromips swirskii* (Athias-Henriot) (Acari: Phytoseiidae): a new predator for thrips control in greenhouse cucumber. *IOBC/WPRS Bulletin*, 28, 183-186.
- Messelink, G.J., Van Steenpaal, S.E.F. & Ramakers, P.M.J. (2006). Evaluation of phytoseiid predators for control of western flower thrips on greenhouse cucumber. *BioControl*, 51, 753-768.
- Michaud, J.P. & Jyoti, J.L. (2007). Dietary complementation across life stages in the polyphagous lady beetle *Coleomegilla maculata*. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 126, 40-45.
- Mirande, L., Harambourne, M., Smagghe, G., Pineda, S. & Schneider, M.I. (2010). Side-effects of glyphosate on the life parameters of *Eriopis connexa* (Coleoptera: Coccinellidae) in Argentina. *Communications in agricultural and applied biological sciences*, 75, 367-372.
- Molina-Rugama, A.J., Zaniccio, J.C., Torres, J.B. & Zaniccio, T.V. (1997). Longevidad y fecundidad de *Podisus nigrispinus* (Heteroptera: Pentatomidae) alimentado con *Musca domestica* (Diptera: Muscidae) y frijol. *Revista de Biología Tropical*, 45(3), 1125-1130.
- Monzó, C., Vanaclocha, P., Outerelo, R., Ruiz-Tapiador, I., Tortosa, D., Pina, T., Castañera, P. & Urbaneja, A. (2005). Catalogación de especies de las familias Carabidae, Cicindelidae y Staphylinidae en el suelo de los cítricos de la provincia de Valencia, España. *Boletín de Sanidad Vegetal-Plagas*, 31, 483-492.
- Moreno, C.R., Lewins, S.A. & Barbosa, P. (2010). Influence of relative abundance and taxonomic identity on the effectiveness of generalist predators as biological control agents. *Biological Control*, 52, 96-103.
- Naranjo, S.E., Ellsworth, P.C. & Hagler, J.R. (2004). Conservation of natural enemies in cotton: Role of insect growth regulators for management of *Bemisia tabaci*. *Biological Control*, 30, 52-72.
- Naranjo, S.E. & Hagler, J.R. (1998). Characterizing and estimating the effect of heteropteran predation. In: Coll, M., Ruberson, J.R (Eds.). *Predatory Heteroptera: Their Ecology and use in Biological Control*. Entomological Society of America, Maryland, USA, pp. 171-197.
- Naranjo, S.E. & Hagler, J.R. (2001). Toward the quantification of predation with predator gut immunoassays: a new approach integrating functional response behavior. *Biological Control*, 20, 175-189.
- Perales Gutierrez, M.A. & Garza Gonzalez, E. (1999). *Delphastus pusillus* Le Conte (Coleoptera: Coccinellidae). Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural de México. Ficha Técnica CB-15.
- Pimm, S.L. & Lawton, J.H. (1978). On feeding on more than one trophic level. *Nature*, 275, 542-544.

- Pineda, A. & Marcos-García, M.A. (2008a). Evaluation of several strategies to increase the residence time of *Episyrphus balteatus* (Diptera, Syrphidae) releases in sweet pepper greenhouses. *Annals of Applied Biology*, 152, 271-276.
- Pineda, A. & Marcos-García, M.A. (2008b). Introducing barley as aphid reservoir in sweet-pepper greenhouses: Effects on native and released hoverflies (Diptera: Syrphidae). *European Journal of Entomology*, 105, 531-535.
- Polack, L.A., Del Pino, M., Silvestre, C. & Olariaga, I. (2008). Control biológico de plagas en pimiento bajo invernáculo. ¿Realidad o Fantasía? *En: Polack, L.A. (Ed.). Jornada de manejo integrado de plagas y enfermedades de cultivos hortícolas bajo invernadero*, INTA. pp. 35-43.
- Polack, L., López, S.N., Silvestre, C., Viscarret, M., Andorno, A., Del Pino, M., Peruzzi, G., Gómez, J. & Iezzi, A. (2017). Control biológico en tomate con el mívrido *Tupiocoris cucurbitaceus*. Recuperado de https://inta.gob.ar/sites/default/files/inta_-_control_biologico_en_tomate_con_tupiocoris_cucurbitaceus.pdf (13/11/2018).
- Polis, G. & Holt, R. (1992). Intraguild predation – the dynamics of complex trophic interactions. *Trends in Ecological Evolution*, 7, 151-154.
- Polis, G. & McCormick, S. (1987). Intraguild predation and competition among desert scorpions. *Ecology*, 68, 332-343.
- Polis, G., Myers, C. & Holt, R. (1989). The ecology and evolution of intraguild predation: potential competitors that eat each other. *Annual Review of Ecological System*, 20, 297-330.
- Polis, G. & Strong, D. (1996). Food web complexity and community dynamics. *American Naturalist*, 147, 813-846.
- Price, P.W., Denno, R.F., Eubanks, M.D., Finke, D.L. & Kaplan, I. (2011). *Insect Ecology*. Cambridge University Press. Cambridge, UK. 801 pp.
- Putman, W.L. & Herne, D.H.C. (1966). The role of predators and other biotic agents in regulating the population density of phytophagous mites in Ontario peach orchards. *Canadian Entomologist*, 98, 808-820.
- Rahman, A., Handique, G. & Roy, S. (2017). Comparative biology, predation capacity and effect of an artificial diet on reproductive parameters of green lacewing *Mallada boninensis* (Neuroptera: Chrysopidae) *Agricultural and Forest Entomology*, 19, 418-423. DOI: 10.1111/afe.12221.
- Reguilón, C., Correa, M. Del V., Yapur, A. & Kirschbaum, D.S. (2014). Evaluación del efecto de la liberación de *Chrysoperla externa* y *C. argentina* (Neuroptera: Chrysopidae) como agentes de control biológico de trips en cultivo de frutilla en Tucumán. *Horticultura Argentina*, 33(82), 56.
- Resende, A.L.S., Souza, B., Ferreira, R.B. & Menezes, E. (2017). Flowers of Apiaceous species as sources of pollen for adults of *Chrysoperla externa* (Hagen) (Neuroptera). *Biological Control*, 106, 40-44.
- Riechert, S.E. & Bishop, L. (1990). Prey control by an assemblage of generalist predators: Spiders in garden test systems. *Ecology*, 71, 1441-1450.
- Riechert, S.E. & Lawrence, K. (1997). Test for predation effects of single versus multiple species of generalist predators: spiders and their insect prey. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 84, 147-155.

- Rocca, M. & Messelink, G.J. (2017). Combining lacewings and parasitoids for biological control of foxglove aphids in sweet pepper. *Journal of Applied Entomology*, 141, 402-410.
- Rocca, M., Rizzo, E., Greco, N. & Sánchez, N. (2017). Intra and interspecific interactions between aphidophagous ladybirds: the role of prey on predators coexistence. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 162, 284-292.
- Rosenheim, J. & Harmon, J. (2006). The influence of intraguild predation on the suppression of a shared prey population: an empirical reassessment. *In: Brodeur, J., Bouvin, G. (Eds.) Trophic and Guild Interactions in Biological Control*. Dordrecht, Netherlands. pp. 1-20.
- Rosenheim, J., Wilhoit, L. & Armer, C. (1993). Influence of intraguild predation among generalist insect predators on the suppression of an herbivore population. *Oecologia*, 96, 439-449.
- Rosenheim, J.A., Kaya, H.K., Ehler, L.E., Marois, J.J. & Jaffee, B.A. (1995). Intraguild predation among biological control agents: theory and evidence. *Biological Control*, 5, 303-335.
- Roy, H.E. & Wajnberg, E. (2008). From Biological Control to Invasion: the Ladybird *Harmonia axyridis* as a Model Species. *BioControl*, 53, 1-4.
- Ruberson, J.R., Tauber, M.J. & Tauber, C.A. (1986). Plant feeding by *Podisus maculiventris* (Heteroptera: Pentatomidae): effect on survival, development, and preoviposition period. *Environmental Entomology*, 15, 894-897.
- Sabelis, M.W. & Van Rijn, P.C.J. (1997). Predation by insects and mites. *In: Lewis, T. (Ed.) Thrips as Crop Pests*. CAB-International, London, pp. 259-354.
- Saini, E.D. (2004). Presencia de *Harmonia axyridis* (Pallas) (Coleoptera: Coccinellidae) en la provincia de Buenos Aires. Aspectos biológicos y morfológicos. *Revista de Investigaciones Agropecuarias (RIA)*, 33, 151-160.
- Saini, E.D., Cervantes, V. & Alvarado, L. (2003). Efecto de la dieta, temperatura y hacinamiento, sobre la fecundidad, fertilidad y longevidad de *Orius insidiosus* (Say) (Heteroptera: Anthocoridae). *Revista de Investigaciones Agropecuarias (RIA)*, 32(2), 21-32.
- Saljoqi, A.R., Asad, N., Khan, J., Haq, E., Nasir, M., Zada, H., Ahmad, B., Nadeem, M., Huma, Z. & Salim, M. (2016). Functional response of *Chrysoperla carnea* Stephen (Neuroptera: Chrysopidae) fed on cabbage aphid, *Brevicoryne brassicae* (Linnaeus) under laboratory conditions. *Pakistan Journal of Zoology*, 48, 165-169.
- Salto, C.E., Imwinkelried, J.M., Bertolaccini, I. & Botto, E.N. (1990). Introducción y liberación en Argentina de *Coccinella septempunctata* L. (Coleoptera: Coccinellidae). Información para extensión N° 114. INTA, Estación Experimental Agropecuaria Rafaela.
- Samways, M.J. (1989). Climate Diagrams and Biological Control: An Example from the Areography of the Ladybird *Chilocorus nigritus* (Fabricius, 1798) (Insecta, Coleoptera, Coccinellidae). *Journal of Biogeography*, 16, 345-351.
- Schuh, R.T. & Slater, J.A. (Eds.). (1995). True Bugs of the World (Hemiptera: Heteroptera): Classification and Natural History. Cornell University Press, New York, USA, 336 p.
- SENASA. (2017). Listado de agentes de control biológico y organismos benéficos evaluados. Recuperado de <http://www.senasa.gov.ar/cadena-vegetal/forrajes/produccion-primaria/control-biologico/listado-de-agentes-evaluados> (13/11/2018).

- Shrestha, G. & Enkegaard, A. (2013). The Green Lacewing, *Chrysoperla carnea*: Preference between lettuce aphids, *Nasonovia ribisnigri*, and western flower thrips, *Frankliniella occidentalis*. *J. Insect Sci.*, 13, 94.
- Snyder, W., Chang, G. & Prasad, R. (2005). Biodiversity and successful conservation biological control: is there a relationship? *In*: Barbosa, P. & Castellano, I. (Eds.). *Ecology of predator-prey interactions*, Oxford University Press, Oxford, UK. pp. 324-343.
- Solano-Rojas, Y., Pont, A., De Freitas, J., Moros, G. & Goyo, Y. (2017). First record of *Coenosia attenuata* Stein, 1903 (Diptera: Muscidae) in Venezuela. *Anales de Biología*, 39, 223-226.
- Straub, C. & Snyder, W. (2006). Experimental approaches to understanding the relationship between predator biodiversity and biological control. *In*: Brodeur, J., Bouvin, G. (Eds.). *Trophic and Guild Interactions in Biological Control*, Dordrecht, Netherlands, pp. 221-239.
- Sultan, A., Khan, M.F., Siddique, S., Akbar, M.F. & Manzoor, A. (2017). Biology and life table parameters of the predator, *Chrysoperla carnea* (Stephens, 1836) (Neuroptera: Chrysopidae) on sugarcane whitefly, sugarcane stem borer and angoumois grain moth. *Egyptian Journal of Biological Pest Control*, 27(1), 7-10.
- Symondson, W. (2002). Molecular identification of prey in predators diets. *Molecular Ecology*, 11, 627-641.
- Symondson, W., Sunderland, K. & Greenstone, M. (2002). Can generalist predators be effective biocontrol agents? *Annual Review of Entomology*, 47, 561-594.
- Tiebas, M.A.A., Biurrun, R. & Esparza, M.J. (1992). Métodos de lucha química para el control del zabro del cereal, *Zabrus tenebrioides* (Goeze, 1777) (Col.: Carabidae) en Navarra. *Boletín de Sanidad Vegetal-Plagas*, 18, 149-159.
- Torres, J.B., Zanuncio, J.C. & Moura, M.A. (2006). The predatory stinkbug *Podisus nigrispinus*: biology, ecology and augmentative releases for lepidopteran larval control in *Eucalyptus* forests in Brazil. *CAB Reviews: Perspectives in Agriculture, Veterinary Science, Nutrition and Natural Resources* 1, N° 015.
- Tulli, M.C., Carmona, D.M., López, A.N., Manetti, P.L., Vincini, A.M. & Cendoya G. (2009). Predation on the slug *Deroceras reticulatum* (Pulmonata: Stylommatophora) by *Scarites anthracinus* (Coleoptera: Carabidae). *Ecología Austral*, 19, 55-61.
- Tulli, M.C., Vincini, A.M., Pascucci, J.I., Carmona, D.M. & Baquero, V.G. (2015). Bioecología de *Helicoverpa zea* (Lepidoptera: Noctuidae) en cultivos de maíz dulce con diferente manejo de hábitat. *Entomotropica*, 31(3), 23-35.
- Urbaneja, A., García-Marí, F., Tortosa, D., Navarro, C., Vanaclocha, P., Vargues, L. & Castañera, P. (2006). Influence of ground predators on the survival of the Mediterranean fruit fly pupae, *Ceratitis capitata*, in Spanish citrus orchards. *BioControl*, 51, 611-626.
- Valenciano, J.B. & Paravano, A.S. (2002). Población de sírfidos (Diptera: Syrphidae) depredadores de pulgones y presencia de áfidos parasitados sobre alfalfa en la provincia de Santa Fe, Argentina. *Revista FAVE - Ciencias Agrarias*, 1, 47-55.
- Van Den Berg, M.A., Dippenaar-Shoeman, A.S., Deacon, V.E. & Anderson, S.H. (1992). Interactions between citrus psylla, *Trioza erytrae* (Hem. Triozidae), and spiders in an unsprayed citrus orchard in the transvaal lowveld. *Entomophaga*, 37, 599-608.

- van Lenteren, J.C. (2012). The state of commercial augmentative biological control: plenty of natural enemies, but a frustrating lack of uptake. *BioControl*, 57, 1-20.
- van Lenteren, J.C., Babendreier, D., Bigler, F., Burgio, G., Hokkanen, H.M.T., Kuske, S., Loomans, A.J.M., Menzler-Hokkanen, I., Van Rijn, P.C.J., Thomas, M.B., Tommasinio, M.G. & Zeng, Q.Q. (2003). Environmental risk assessment of exotic natural enemies used in inundative biological control. *Biocontrol*, 48, 3-38.
- van Lenteren, J.C., Bolckmans, K., Köhl J., Ravensberg W.J. & Urbaneja, A. (2018). Biological control using invertebrates and microorganisms: plenty of new opportunities. *BioControl*, 63(1), 39-59.
- Vandenberg, N.J. (2002). Family 93. Coccinellidae Latreille 1807. *In*: Arnet, R.H.Jr., Thomas, M.C., Skelley, P.E., Frank, J.H. (Eds.) American Beetles. Polyphaga: Scarabaeoidea through Curculionoidea, Vol. 2. CRC Press, Boca Ratón, FL, USA. 371-389 pp.
- Vázquez-Moreno, L.L. (2002). Avances del control biológico de *Bemisia tabaci* en la región neotropical. *Manejo Integrado de Plagas y Agroecología (Costa Rica)*, 66, 82-95.
- Viglianichino, L., Carmona, D., Bertolaccini, I., Huarte, D. & Monterrubianessi, G. (2015). Control biológico aumentativo: eficiencia de *Orius insidiosus* (Say) en el control de *Frankliniella occidentalis* (Pergande) (Thys: Thripidae) sobre pimiento en invernadero. pp. 25. IX Congreso Argentino de Entomología. Posadas, Argentina.
- Viglianichino, L.E., Carmona, D.M., Huarte, R.D., Monterubbianesi, M.G., Bertolaccini, I. & Arregui, C. (2013). Control integrado de *Frankliniella occidentalis* (Pergande) (Thysanoptera: Thripidae) con insecticidas y liberaciones de *Orius insidiosus* (Say) sobre pimiento bajo cubierta en Mar del Plata. N° 012. XXXVI Congreso Argentino de Horticultura. 24-26/09/2013. Tucumán, Argentina.
- Villa, M., Santos, S.A.P., Benhadi-Marín, J., Mexia, A., Bento, A. & Pereira, J.A. (2016). Life-history parameters of *Chrysoperla carnea* s.l. fed on spontaneous plant species and insect honeydews: importance for conservation biological control. *BioControl*, 61(5), 533-543. DOI 10.1007/s10526-016-9735-2.
- White, A.J., Wratten, S.D., Berry, N.A. & Weigmann, U. (1995). Habitat manipulation to enhance biological control of *Brassica* pests by hover flies (Diptera: Syrphidae). *Journal of Economic Entomology*, 88, 1171-1176.

CAPÍTULO 2

PARASITOIDES

Luna, M. G.

¿QUÉ SON LOS INSECTOS PARASITOIDES?

Los parasitoides constituyen un numeroso grupo de insectos holometábolos, es decir, que presentan un desarrollo completo con los estados de huevo, larva, pupa y adulto, y que necesitan para su reproducción parasitar, de manera obligada, artrópodos como arácnidos e insectos, denominados hospedadores. Las hembras adultas de los parasitoides buscan y ponen uno o más huevos en los hospedadores, y una vez eclosionados, las larvas se comportan como parásitas alimentándose de los tejidos del hospedador (músculos, gónadas, etc.). Como producto de esta interacción, el hospedador siempre muere. Es por ello que el parasitoide se distingue de un parásito porque consume totalmente a su hospedador antes de alcanzar el estado adulto, de forma similar a un depredador, mientras que el parásito causa daños o lesiones menores, sin matarlo directamente. Cuando la larva del parasitoide alcanza la madurez, se forma la pupa dentro o fuera del cuerpo del hospedador muerto. Los adultos de las especies parasitoides son de vida libre (Godfray, 1994; Quicke, 1997) (Figura 1).

Los parasitoides adultos se alimentan generalmente del néctar y polen de las flores, y a veces se comportan también como depredadores, al efectuar picaduras alimenticias (*host-feeding*) para consumir fluidos del hospedador generalmente al momento de la oviposición (Jacas y Urbaneja, 2008). El hábito de la parasitoidización se ha registrado en siete órdenes de insectos; si bien más del 75 % de las especies conocidas pertenecen al Orden Hymenoptera, en menor proporción las hay con hábito parasitoide entre los Diptera, Coleoptera, Lepidoptera, Trichoptera, Neuroptera y Strepsiptera. Los parasitoides de algunas familias se caracterizan por atacar a un mismo grupo de hospedadores; tal es el caso de los Aphidiinae, que parasitan exclusivamente pulgones (Aphidoidea) o los Trichogrammatidae que atacan huevos de lepidópteros y coleópteros.

Desde el punto de vista de su biología, diversidad de estilos de vida, del número de especies y los hábitats que frecuentan, los parasitoides constituyen un grupo funcional significativo de la fauna terrestre (Hawkins, 1994; De Bach y Rosen, 1991; Quicke, 1997).



Figura 1. Una oruga medidora, *Rachiplusia nu* (Guenneé) está siendo parasitada por la avispa parasitoide *Aleiodes nigriceps* (Brethés) (inserta el ovipositor y pone, en este caso, un huevo dentro de la oruga, es decir, es un parasitoide solitario), mientras que otro parasitoide, la mosca taquinida *Voria ruralis* (Fallén) también es atraído por el mismo hospedador para oviponer (Ilustración: María Cristina Estivariz).

ESTILOS DE VIDA Y ESTRATEGIAS REPRODUCTIVAS DE LOS PARASITOIDES. ¿QUÉ ATRIBUTOS LOS HACEN BUENOS CANDIDATOS PARA EL CONTROL BIOLÓGICO?

Un aspecto importante de la biología de los parasitoides es que un único individuo hospedador aporta el recurso alimenticio para uno o más individuos (larvas) de una especie de parasitoide (Quicke, 1997). Los parasitoides son clasificados de muchas maneras. Comúnmente se los distingue como *endoparasitoides*, a los que se desarrollan internamente dentro del cuerpo del hospedador, y *ectoparasitoides*, a los que se alimentan externamente del hospedador. También se los diferencia, según el estado del hospedador que atacan como, por ejemplo, parasitoides de huevos, de larvas, etc. Otra clasificación tiene en cuenta si permiten al hospedador continuar el desarrollo posterior a la oviposición, denominados *koinobiontes*, o si no lo permiten, acuñados como *idiobiontes*. Estos últimos inmovilizan permanentemente al hospedador por medio de la inyección de venenos, produciendo su parálisis para manipularlo para la oviposición. Los parasitoides idiobiontes suelen alimentarse del hospedador, además de alimentarse de derivados vegetales (polen, néctar) y agua, necesarios para obtener los nutrientes para mantenimiento y reproducción (Quicke, 1997; Jervis *et al.*, 2008). Todos los estados de desarrollo del hospedador pueden ser parasitados y en el caso de los parasitoides koinobiontes que no matan al hospedador durante la parasitación, su ciclo de vida puede requerir que este pase por sucesivos estados de desarrollo (ver más adelante). El complejo de parasitoides que ataca a una especie hospedadora particular es considerado una *comunidad* de parasitoides. Como unidad ecológica menor, se distingue el *gremio*, de relevancia para el estudio de interacciones interespecíficas, tales como la competencia o la depredación intragremio.

Un gremio de parasitoides se define como el conjunto de especies que usan al nicho del hospedador de manera similar (Mills, 1994). El nicho de un parasitoide se delimita en base a: 1- el modo de parasitismo: ecto o endoparasitismo; 2- cómo usan al hospedador: en qué estado del desarrollo lo atacan y en qué estado lo matan; 3- cómo es el desarrollo del parasitoide: continuo o si se detiene en los primeros estadios para luego seguir desarrollándose, y 4- cómo es el desarrollo del hospedador una vez que fue parasitado: continua creciendo y cambiando

de estadio o estado (koinobionte), o muere en la misma condición que fue parasitado (idiobionte). El nicho de un parasitoide define su especificidad, es decir, no son las especies que parasita, sino el gremio que representan. En un estudio de meta-análisis, Mills (1994) investigó los nichos de cientos de especies de parasitoides conocidos para insectos holometábolos como hospedadores y definió que los parasitoides pueden representar hasta 12 gremios (Figura 2).

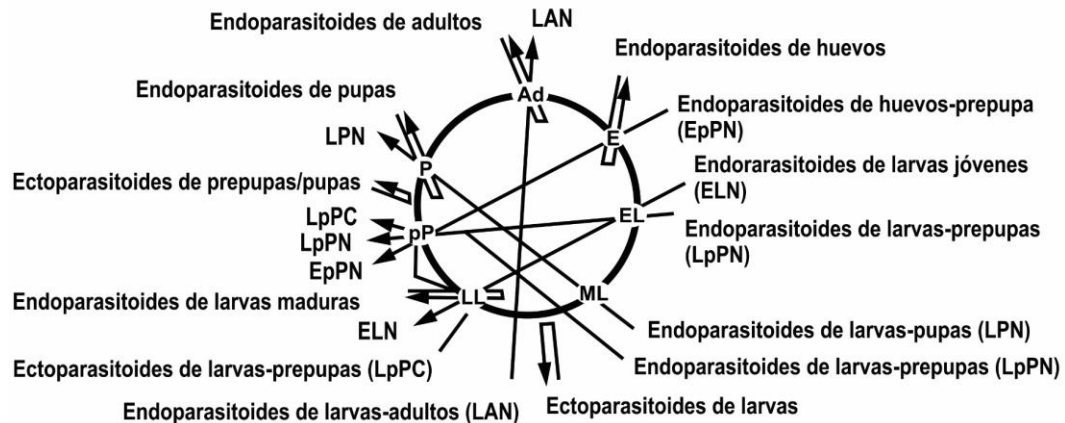


Figura 2. Gráfico que muestra los gremios de parasitoides de hospedadores holometábolos, definidos según como usan a los hospedadores (tomado de Mills, 1994). El ciclo de vida del hospedador se representa con un círculo y los estados de desarrollo con letras: E, huevo; EL, larva joven; ML, larva intermedia; LL, larva madura; pP, prepupa; P, pupa; y Ad, adulto. Las flechas conectan el estado del hospedador atacado por el parasitoide y el estado en el que resulta muerto. Las flechas que atraviesan el círculo indican el desarrollo interno (endoparasitoide), mientras que las que permanecen por fuera del círculo corresponden a un desarrollo externo (ectoparasitoide).

Los gremios son los siguientes:

- 1- Endoparasitoides de huevos
- 2- Parasitoides de larvas
 - 2.1- endoparasitoides de larvas jóvenes
 - 2.2- de larvas maduras
 - 2.3- ectoparasitoides
- 3- Parasitoides de prepupas
 - 3.1- endoparasitoides de huevo-prepupa
 - 3.2- de larva-prepupa
 - 3.3- ectoparasitoides de larva-prepupa
 - 3.4- ectoparasitoides de prepupa-pupa

4- Parasitoides de pupas

4.1- endoparasitoides de larva-pupa

4.2- endoparasitoides de pupas

5- Parasitoides de adultos

5.1- endoparasitoides de larva-adulto

5.2- endoparasitoides de adultos

Mills (1994) propone analizar el complejo de parasitoides que ataca a una misma especie hospedadora como una comunidad, conformada por uno o varios gremios de parasitoides, ya que esto aporta información acerca de la ecología funcional de las especies, es decir, cómo usan el recurso, el nicho que ocupan, entre otras. También permite conocer posibles interacciones competitivas interespecíficas (intra- e intergremio), lo cual brinda fundamentos básicos para la manipulación de las especies en programas de control biológico. Para los insectos hemimetábolos, cuyo desarrollo implica un estado de huevo, luego un estado inmaduro conocido como ninfa que da lugar al adulto, los parasitoides no muestran la diversidad de estilos de vida ni estrategias reproductivas mencionadas. Así, las langostas y tucuras (Orthoptera: Acridoidea) son atacadas por especies de avispa de la familia Scelionidae que parasitan huevos y moscas de las familias Sarcophagidae, Nemestrinidae y Tachinidae que atacan ninfas y adultos de estos insectos. Para chinches (Hemiptera) también se han identificado parasitoides de huevos (Scelionidae y Encyrtidae) y de ninfas y adultos (Encyrtidae y Tachinidae). Las ninfas y adultos de pulgones, cochinillas, moscas blancas, etc. (Homoptera) son parasitados por especies de Aphelinidae, Aphidiidae y Encyrtidae (Hymenoptera).

Los himenópteros parasitoides muestran una serie de estrategias reproductivas que tienen fuerte implicancia cuando son empleados como agentes de biocontrol. Por un lado, las hembras presentan distintos patrones de ovigenia o desarrollo de maduración de huevos y se distinguen especies denominadas proovigénicas, que tienen todo el complemento de huevos maduros al momento de la emergencia de la hembra adulta, y en el otro extremo las especies sinovigénicas, que necesitan obtener más alimentos para madurar sus huevos luego de la emergencia (Jervis *et al.*, 2008). Las primeras estarán listas para comenzar a parasitar desde el momento de la emergencia de los adultos, mientras que para las segundas se necesitará de más tiempo para lograr su acción. Por

otra parte, algunas especies tienen la capacidad de controlar la proporción del sexo de la descendencia, un rasgo que los distingue entre los seres vivos (Wajnberg *et al.*, 2008). Esto ocurre principalmente en himenópteros parasitoides idiobiontes, ya que por un lado presentan un sistema de reproducción y determinación de sexos haplodiploide, donde las hembras provienen de huevos fecundados y los machos por partenogénesis, y por otro, al paralizar al hospedador, este detiene su desarrollo y entonces las hembras adultas disponen de más tiempo para manipular la fertilización de los oocitos. Se ha confirmado que la hembra realiza esto para evaluar la “calidad” del hospedador, en cuanto a qué tamaño tiene, y hacer decisiones acerca de parasitar o no, y cuál será el sexo de la descendencia (Luna y Hawkins, 2004).

El control biológico se basa en principios ecológicos, tales como las interacciones depredador-presa y de competencia, y últimamente se ha enriquecido con un enfoque complementario que incluye las interacciones tritróficas (planta hospedera-plaga-enemigos naturales) y el estudio de la estructura de la comunidad de parasitoides (riqueza, diversidad específica, gremios, nichos, competencia interespecífica). Este enfoque holístico permite seleccionar candidatos con un mayor conocimiento de su capacidad de control (Hawkins, 1994). El principal atributo positivo de los parasitoides que ha sido señalado como clave de su éxito como agentes de control es la *especificidad* por las especies, o al menos por un rango de especies de hospedadores que atacan, por lo que representan un menor riesgo para las especies “no blanco”. Las hembras adultas de los parasitoides deben localizar y reconocer a sus hospederos para tener éxito en la reproducción. Este comportamiento suele ser complejo, y es lo que les otorga a estos enemigos cierta especificidad para ubicar a los hospederos y, por ende, para ser efectivos controlando la especie “blanco”, es decir la plaga. Los parasitoides usan señales o pistas, tales como la localización del hábitat de la planta, la planta, la posición de los hospedadores en la planta, el encuentro con el hospedador, para luego iniciar en proceso de evaluación y aceptación del hospedador. Estas etapas no necesariamente ocurren en forma progresiva, sino más bien, se conoce que pueden ocurrir simultáneamente y constituye un proceso dinámico, donde intervienen también la experiencia y estado fisiológico de la hembra del parasitoide, la presencia de competidores y la calidad de los hospederos (Godfray, 1994). Es por ello que para estos organismos

se han registrado las tasas de establecimiento y control de plagas comparativamente más altas en los programas de control biológico con respecto a otros agentes de control (Van Driesche *et al.*, 2007). Sus poblaciones se ven beneficiadas en hábitats con mayor diversidad vegetal, que proporcionan hospedadores alternativos, recursos florales y refugio para los adultos (Nicholls Estrada, 2008). Cabe mencionar que los parasitoides también presentan algunos aspectos negativos para el control biológico como, por ejemplo, cuando se desea emplear como agente a un endoparásitoide, sus huevos o larvas pueden ser eliminados a través de un mecanismo de defensa inmunológica del hospedador conocida como *encapsulación*. Se trata de una respuesta fisiológica mediada por células de la hemolinfa del hospedador, llamadas hemocitos, que forman una cápsula adherida a la superficie del parasitoide. También, los parasitoides secundarios o *hiperparasitoides* actúan negativamente sobre el control biológico. Se trata de especies de parasitoides que se desarrollan a expensas de otro parasitoide. Se han reportado hiperparasitoides entre los Coleoptera, Diptera, aunque son predominantes los Hymenoptera, dentro de las Superfamilias Ceraphronoidea, Chalcidoidea, Cynipoidea, Ichneumonoidea y Trigonoidea.

El éxito del control biológico radica primariamente en la calidad de los enemigos naturales producidos masivamente. En el caso de los parasitoides, un aspecto importante a tener en cuenta en la selección de especies como agentes de biocontrol es su facilidad para criarlos, lo que implica también la cría de la especie de insecto hospedador. Cuando estos últimos son insectos fitófagos, se deben utilizar especies vegetales compatibles con una buena cría de hospederos, de fácil manejo y crecimiento. La infraestructura básica para una cría masiva debe estar compuesta por un insectario, ventilado con aire filtrado para prevenir la entrada de hiperparasitoides, por ejemplo, con un mínimo de 8 cámaras climatizadas (21 a 26 °C, HR 70 ± 10 % y una fotofase de 14 h). Además, se debe contar con una provisión de plantas cultivadas en invernáculo (Bueno, 2009). Existen métodos y procedimientos para evaluar el control de calidad de las crías de al menos 14 especies de parasitoides, desarrollados y publicados por el Grupo de Trabajo “Control de calidad de los artrópodos criados masivamente” de la Organización Internacional para el Control Biológico (IOBC) (*Quality control of mass reared arthropods*, <http://www.amrqc.org>). Un área de la entomología que ha recibido cierto interés es el desarrollo de dietas artificiales para la cría de

parasitoides. En este caso, se trata de la sustitución del propio hospedador para criar parasitoides (Bueno y Sampaio, 2009; Dindo y Grenier, 2014). Por ejemplo, la cría *in vitro* ha sido lograda para avispa parasitoides de pulgones y moscas taquíidas parasitoides de larvas de coleópteros. Más común es la cría de hospederos con dietas artificiales, prescindiendo totalmente del cultivo de plantas (Parra *et al.*, 2002). De todas formas, los insectos mantenidos en estas condiciones, tanto hospedadores como parasitoides, tienen un tamaño, desarrollo y reproducción menores que en condiciones de cría natural; sin embargo, en ciertas situaciones, permiten prolongar una cría continua. Los factores climáticos también influyen en el desarrollo y mortalidad de estados inmaduros y la longevidad de los adultos de los parasitoides. Esta información es fundamental para tener en cuenta cuando se desean emplear estos enemigos naturales para el control biológico. La mayoría tienen baja tolerancia a las temperaturas altas, aunque los Aphelinidae por ejemplo, son una excepción, ya que pueden tolerar condiciones de invernáculos a altas temperaturas. La humedad relativa afecta la longevidad de los adultos, siendo el efecto directo, al limitar la longevidad en situaciones de baja humedad o el extremo de la saturación atmosférica. Indirectamente, tiene efecto sobre el alimento de los adultos ya que un bajo contenido de humedad en el ambiente reduce la disponibilidad de néctares u otras fuentes de alimentación. Un aspecto fundamental radica en la “calidad” de los hospedadores disponibles, es decir, el estado nutricional y fisiológico del hospedador pueden causar la muerte del parasitoide antes de lograr su desarrollo, o tener efectos sobre la proporción de sexos, en el tamaño corporal, longevidad y fecundidad de la descendencia (Bueno y Sampaio, 2009). En general, el mayor tamaño de los hospederos otorga un recurso alimenticio de mejor calidad para estos insectos, y en el caso de los parasitoides idiobiontes, que se desarrollan a expensas de hospedadores que no continúan desarrollándose (huevos, pupas o larvas paralizadas), es una variable limitante para asegurar el desarrollo exitoso de la progenie. En cambio, para parasitoides koinobiontes, cuyos hospedadores continúan alimentándose y creciendo luego de haber sido parasitados, la cantidad y calidad del recurso disponible para el parasitoide van siendo alteradas dinámicamente durante el curso de la interacción parasitoide-hospedador (Quicke, 1997).

LOS PARASITOIDES COMO ENEMIGOS NATURALES DE LAS PLAGAS

Daily *et al.* (1997) estimaron que un 99 % de las potenciales plagas agrícolas están controladas por enemigos naturales. Los parasitoides son valorados como importantes agentes de control de plagas, y en términos económicos, el control natural que ejercen sin ninguna intervención humana se traduce en un ahorro anual de millones de dólares, al proteger los cultivos y reducir el uso de agrotóxicos (Costanza *et al.*, 1997). Desde el punto de vista aplicado, los parasitoides son utilizados como una herramienta de protección vegetal a través de varias tácticas de control biológico. Muy especialmente, los parasitoides han sido objeto de programas de *control biológico clásico*, para lo cual se los ha explorado en regiones remotas, y trasladado, criado y liberado en nuevas áreas para reducir las poblaciones de plagas introducidas. Más recientemente, los parasitoides se han utilizado en programas de *control biológico aumentativo*, cuyo objetivo es incrementar artificialmente especies ya presentes en los agroecosistemas, por medio de la cría masiva, comercialización y suelta de estos enemigos naturales. Más de la mitad de las especies de agentes de control biológico disponibles comercialmente a nivel mundial son parasitoides (unas 100 especies). Particularmente para América Latina, el uso de agentes de control biológico está creciendo (van Lenteren *et al.*, 2018; van Lenteren *et al.*, en prensa). Estos son vendidos para controlar plagas agrícolas, tales como: áfidos, moscas blancas, cochinillas, larvas de varias familias de lepidópteros, coleópteros y dípteros. En este caso, se reproducen en insectarios en instituciones estatales y comerciales o biofábricas, cuya escala de producción varía entre pequeña (cientos a unos pocos miles de individuos por semana) a grande (cientos de miles a millones de individuos por semana). A modo de ejemplo se puede consultar la oferta de productos de las empresas Koppert Biological Systems (<https://www.koppert.com/>), Biobest (www.biobestgroup.com), Biofactory Moscamed Brazil (www.moscamed.org.br). Estos insectarios cuentan con guías de control de calidad para la producción en masa de organismos, su transporte y asesoramiento técnico para los agricultores. Europa tiene la industria de biofábricas más importante a nivel mundial, y muchos de los bioinsumos producidos lo constituyen especies de parasitoides (van Lenteren *et al.*, 2018).

Con respecto al área cultivada bajo control biológico aumentativo y que emplean parasitoides como agentes, se registran unos 10 millones de hectáreas donde se liberan avispas del género *Trichogramma* contra varias especies de lepidópteros y unas 30.000 ha de caña de azúcar bajo el control de lepidópteros barrenadores por *Cotesia* spp. Sin embargo, aunque la superficie cultivada en la horticultura representa un menor número de hectáreas, el mercado del control biológico es uno de los más importantes, registrándose numerosas especies de parasitoides comercializados para la producción de tomate, pimiento, frutilla y verduras, en general.

EL CONTROL QUÍMICO Y LOS PARASITOIDES

Los insecticidas pueden afectar considerablemente a las poblaciones de los parasitoides que están presentes en los cultivos, y perjudicar el control natural que ejercen (Daily *et al.*, 1997). Típicamente, las poblaciones de enemigos naturales parasitoides, son menores que las de sus hospederos, entonces el efecto tóxico de los agroquímicos puede ser aún más drástico a este nivel. Las comunidades que conforman las especies de parasitoides también pueden verse afectadas por las interacciones que establecen tanto con sus hospedadores como con las especies con las que comparten nichos de hospederos y otros recursos (Hawkins, 1994). Entre las consecuencias más notorias del uso de insecticidas sobre la biología de los parasitoides se encuentran, además de su mortalidad directa, efectos subletales en las poblaciones, tales como: el alargamiento del tiempo de desarrollo larval, con lo que se produce un asincronismo en su dinámica poblacional con la de su hospedador; la malformación de pupas y fallas en la emergencia de los adultos; la reducción del tamaño corporal de los adultos; malformaciones en los órganos reproductivos, alteraciones en el comportamiento de orientación para la búsqueda de hospederos, entre otros (Desneux *et al.*, 2007). Por ello, cuando se desean integrar distintas tácticas en planes de manejo de plagas agrícolas, como el control químico y el biológico, estas deberían ser cuidadosamente evaluadas.

CONOCIMIENTO DE LOS PARASITOIDES ARGENTINOS Y PROGRESO EN EL ESTUDIO PARA SU USO COMO AGENTES DE CONTROL BIOLÓGICO

Los insectos parasitoides han sido objeto de importantes investigaciones en nuestro país. Se puede obtener información completa sobre varios grupos taxonómicos, que incluyen especies mencionadas como potenciales agentes de control biológico de plagas. Por ejemplo, los Chalcidoidea, en general (De Santis, 1967; 1979; 1989; De Santis y Fidalgo, 1994), y entre ellos, los Aphelinidae y Signiphoridae (Loiácono *et al.*, 2003) y los Eupelmidae y Trichogrammatidae (Loiácono *et al.*, 2004); los Proctotrupeoidea (Loiácono, 1998), los Cynipoidea (Díaz, 1998), los Braconidae (Berta y Ovruski, 2008), los Dryinidae (Olimi y Virla, 2014). Se dispone de colecciones entomológicas de estos insectos en museos de Ciencias Naturales como, por ejemplo, el de La Plata (Buenos Aires) y el Miguel Lillo (Tucumán), entre otros, y en centros de investigación pertenecientes al CONICET, INTA y Universidades. Además, para la región Neotropical, se ha compilado información en referencia a la cría masiva y control de calidad de varias especies de parasitoides que también están presentes en los agroecosistemas argentinos, como por ejemplo, de microhimenópteros de las familias Aphelinidae y Aphidiidae, que atacan áfidos (Bueno y Sampaio, 2009), de huevos, principalmente *Trichogramma*, *Ageniaspis* y *Trissolcus* (Consoli *et al.*, 2010), de *Cotesia flavipes* (Cameron), un parasitoide del minador de la caña de azúcar *Diatraea saccharalis* (Fabricius) (Reguilón *et al.*, 2014), de *Diachasmimorpha longicaudata* (Ashmead) para el control de las moscas de la fruta (Ovruski *et al.*, 2003).

Nuestro país, al igual que otros de América Latina, representa un mercado importante y en crecimiento para el control biológico de plagas agrícolas. Esta táctica tiene potencialidad como una alternativa económica y ambientalmente exitosa al control químico de plagas (van Lenteren y Bueno, 2003; van Lenteren *et al.*, 2018). Más de 70 especies de parasitoides han sido introducidas como agentes de control de numerosas plagas en la Argentina (Greco *et al.*, 2020). A su vez, numerosos grupos de investigación, pertenecientes a organismos tales como CONICET, INTA y Universidades, estudian la taxonomía, sistemática, biología, ecología y aplicación tecnológica de los insectos parasitoides nativos o de presencia espontánea en sistemas agrícolas, como agentes de control de plagas forestales, fruti-hortícolas y de cultivos extensivos.

BIBLIOGRAFÍA

- Berta, C. & Ovruski, S. (2008). Braconidae. *En*: Claps, L.E., Debandi, G. & Roig-Juñent, S. (Directores). Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, Vol. 2. Mendoza, Argentina: *Sociedad Entomológica Argentina*. pp. 329-344.
- Bueno, V.H.P. & Sampaio, M.V. (2009). Desenvolvimento e multiplicação de parasitóides de pulgões. *Em*: Bueno, V.H.P. (Ed.). Controle biológico de pragas: produção massal e controle de qualidade. Lavras, Brasil: Editora UFLA. 490 p.
- Bueno, V.H.P. (Ed.). (2009). Controle biológico de pragas: produção massal e controle de qualidade. 490 p. Lavras, Brasil: Editora UFLA.
- Consoli, F.L., Parra, J.R.P. & Zucchi, R.A. (Eds.). (2010). Egg parasitoids in agroecosystems with emphasis on Trichogramma. 482 p. Holanda: Springer.
- Costanza, R., d'Arge, R., De Groot, R., Faber, S., Grasso, M., Hannon, B. & Raskin, R.G. (1997). The value of the world's ecosystem services and natural capital. *Nature*, 387, 253-260.
- Daily, G.C., Alexander, S., Ehrlich, P.R., Goulder, L., Lubchenco, J., Matson, P.A., Mooney, H.A., Postel, S., Schneider, S.H., Tilman, D. & Woodwell, G.M. (1997). Ecosystem services: benefits supplied to human societies by natural ecosystems. *Issues in Ecology*, 2, 1-16.
- De Bach, P. & Rosen, D. (1991). Biological control by natural enemies. 440 p. Cambridge, Reino Unido: Cambridge University Press.
- De Santis, L. & Fidalgo, P. (1994) Catálogo de los himenópteros calcidoideos de América al sur de los Estados Unidos. Tercer suplemento. *Series de la Academia Nacional de Agronomía y Veterinaria*, 13, 1-154.
- De Santis, L. (1967). Catálogo de los Himenópteros Argentinos de la Serie Parasítica, incluyendo Bethyloidea. 337 p. La Plata, Argentina: Comisión de Investigaciones Científicas de la Provincia de Buenos Aires.
- De Santis, L. (1979). Catálogo de los himenópteros calcidoideos de América al sur de los Estados Unidos. 488 p. La Plata, Argentina: Comisión de Investigaciones Científicas de la Provincia de Buenos Aires.
- De Santis, L. (1989). Catálogo de los Himenopteros Calcidoideos (Hymenoptera) al sur de los Estados Unidos, segundo suplemento. *Acta Entomológica Chilena*, 15, 47.
- Desneux, N., Decourtye, A. & Delpuech, J.M. (2007). The sublethal effects of pesticides on beneficial arthropods. *Annual Review of Entomology*, 52, 81-106.
- Díaz, N.B. (1998). Cynipoidea. *En*: Morrone, J.J. & Coscarón, S. (Directores). Biodiversidad de artrópodos argentinos. Una perspectiva biotaxonomica. La Plata, Argentina: Ediciones Sur. pp 399-407.
- Dindo, M.L. & Grenier, S. (2014). Production of dipteran parasitoids. *In*: Morales-Ramos, J.A., Rojas, M.G. & Shapiro-Ilan D.A. Mass Production of Beneficial Organisms. 742 p. Massachusetts, Estados Unidos: Cambridge Academic Press.
- Godfray, H.C.J. (1994). Parasitoids. 473 p. Nueva Jersey, Estados Unidos: Princeton University Press.

- Greco, N.M., Cabrera Walsh, G. & Luna, M.G. (2020). Biological control in Argentina. (pp 21-42). *In*: van Lenteren, J.C., Bueno, V.H.P., Luna, M.G., & Colmenarez, Y. (Eds.). *Biological control in Latin America and the Caribbean: its rich history and bright future*. Wallington, Reino Unido: CABI. 550 p.
- Hawkins, B.A. (1994). *Pattern and Process in Host-Parasitoid Interactions*. 56 p. Cambridge, Reino Unido: Cambridge University Press.
- Jacas, J.A. & Urbaneja, A. (2008). *Control Biológico de Plagas Agrícolas*. 496 p. España: Phytoma Ed.
- Jervis, M.A., Ellers, J. & Harvey, J.A. (2008). Resource acquisition, allocation, and utilization in parasitoid reproductive strategies. *Annual Review of Entomology*, 53, 361-385.
- Loiácono, M.S. (1998). "Proctotrupeida". *En*: Morrone, J.J. & Coscarón, S. (Dir.). *Biodiversidad de artrópodos argentinos*. 599 p. La Plata, Argentina: Ed. Sur.
- Loiácono, M.S., Gallardo, F.E. & Margaría, C.B. (2003). The types of Aphelinidae and Signiphoridae (Hymenoptera: Chalcidoidea) housed at the Museo de La Plata, Argentina. *Rev. Soc. Entomol. Arg.*, 62(1-2), 23-31.
- Loiácono, M.S., Margaría, C.B., Gallardo, F.E. & Diaz, N.B. (2004). The types of Eupelmidae and Trichogrammatidae (Hymenoptera: Chalcidoidea) housed at the Museo de La Plata, Argentina. *Rev. Soc. Entomol. Arg.*, 63(3-4), 11-17.
- Luna, M.G. & Hawkins, B.A. (2004). Effects of inbreeding versus outbreeding in *Nasonia vitripennis* Walker (Hymenoptera, Pteromalidae). *Environmental Entomology*, 33(3), 765-775.
- Mills, N.J. (1994). Parasitoid guilds: defining the structure of the parasitoid communities of endopterygote insect hosts. *Environmental Entomology*, 23, 1066-1083.
- Nicholls Estrada, C.I. (2008). *Control Biológico de Insectos: Un enfoque agroecológico*. Ciencia y Tecnología. 282 p. Colombia, Editorial Universidad de Antioquia.
- Olmi, M. & Virla, E.G. (2014). Dryinidae of the Neotropical region (Hymenoptera: Chrysidoidea). *Zootaxa*, 3792(1), 1-534.
- Ovruski, S.M., Colin, C., Soria, A., Oroño, L.E. & Schliserman, P. (2003). Introducción y producción en laboratorio de *Diachasmimorpha tryoni* y *Diachasmimorpha longicaudata* (Hymenoptera: Braconidae) para el control biológico de *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae) en la Argentina. *Rev. Soc. Entomol. Arg.*, 62(3-4), 49-59.
- Parra, J.R., Botelho, P.S.M., Correa-Ferreira, B.S. & Bento, J.M.S. (2002). Controle biológico no Brasil. Parasitoides y predadores. 609 p. Brasil: Editora Manole.
- Quicke, D.L.J. (1997). *Parasitic wasps*. London, Reino Unido: Chapman & Hall. 470 p.
- Reguilón, R., Medina Pereyra, P., Ordano, M., Salvatore, S., Barros, M.V., Morsoletto Santos, E. & Vicente Cano, M.A. (2014). Evaluación de los efectos de la composición de la dieta artificial para la cría de *Diatraea saccharalis* (Lepidoptera: Crambidae) y *Cotesia flavipes* (Hymenoptera: Braconidae). *Revista de la FCA UNCUIYO*, 46(1), 45-57.
- Van Driesche, R.G, Hoddle, M.S. & Center, T.D. (2007). *Control de plagas y malezas por enemigos naturales*. 751 p. Washington, Estados Unidos: USDA.
- van Lenteren, J.C. & Bueno, V.H.P. (2003). Augmentative biological control of arthropods in Latin America. *BioControl*, 48, 123-139.

- van Lenteren, J.C., Bolckmans, K., Kohl, J., Ravensberg, W. & Urbaneja, A. (2018). Biological control using invertebrates and microorganisms: plenty of new opportunities. *BioControl*, 63, 39-59.
- van Lenteren, J.C., Colmenarez, Y., Luna, M.G. & Bueno, V.H.P. (En prensa). Control biológico en América Latina y el Caribe: su rica historia y su brillante futuro. Wallingford, Reino Unido: CAB International.
- Wajnberg, E., Bernstein, C. & van Alphen J. (2008). Behavioral ecology of insect parasitoids. 464 p. Blackwell Publishing.

CAPÍTULO 3

CRÍA Y LIBERACIÓN DE ENTOMÓFAGOS

Viscarret, M. M. y López, S. N.

LA CRÍA DE INSECTOS ENTOMÓFAGOS

El mantenimiento de insectos bajo cría es fundamental para el desarrollo de actividades vinculadas al manejo de plagas de interés agropecuario. Diversas tácticas de control (genético, biológico, químico, etc.), requieren la realización de crías de insectos bajo condiciones artificiales. Estas crías permiten el estudio de la biología y el comportamiento de los insectos de interés, así como su producción a diferentes escalas.

En este marco, no solo se crían insectos perjudiciales sino también insectos benéficos. Los insectos benéficos incluyen diferentes órdenes (Hymenoptera, Coleoptera, Diptera, etc.) y pueden agruparse en dos grandes grupos: predadores y parasitoides. Dentro de estos grupos los requerimientos para llevar adelante su cría son diferentes, pero siempre es necesario un amplio conocimiento y manejo de las necesidades básicas del insecto a criar.

En todos los casos, ya sea que se hable de insectos dañinos o de enemigos naturales entomófagos, es deseable realizar su cría sobre su planta, huésped o presa natural. Sin embargo, muchas veces esto no es posible, ya sea porque su mantenimiento es costoso o bien porque presenta dificultades para su desarrollo bajo condiciones artificiales. En estos casos, que resultan comunes en las crías de insectos, se utiliza una planta alternativa, se desarrolla una dieta, o bien se utiliza una presa/huésped alternativo. Cualquiera sea el caso, es necesario evaluar la utilización de sustratos alternativos para la cría, ya que al no ser los utilizados por el insecto bajo condiciones naturales, pueden alterar diversos aspectos de su biología produciendo un impacto negativo sobre su comportamiento y desarrollo.

Factores involucrados en la cría de entomófagos

Para llevar adelante la cría de un enemigo natural hay que producir eficientemente los tres niveles involucrados (el insecto benéfico en sí mismo, el huésped sobre el que se desarrolla o del que se alimenta y el sustrato alimenticio sobre el cual se mantiene ese huésped) y conocer la biología, las relaciones interespecíficas y los factores que los afectan. En términos generales estos factores son los mismos que afectan a la cría de cualquier insecto y dependiendo de la especie a criar tendrán más preponderancia algunos de ellos (Singh, 1982).

Ambiente: (temperatura, humedad relativa, luz, ventilación, etc.): deben ajustarse combinando los requerimientos de los tres niveles tróficos involucrados. En general, temperaturas de alrededor de 26 °C y HR de 55-65 % son satisfactorias para la mayoría de las especies.

Reproducción: cuando se establece una cría hay que tratar de explotar la máxima fecundidad del insecto para lo cual es necesario conocer su biología reproductiva. Dependiendo de la especie se pueden entonces poner en práctica diferentes procedimientos con este fin (ej. ofrecer a los insectos superficies apropiadas para la oviposición, una buena alimentación, adecuada relación hembras/machos, etc.)

Comportamiento: diferentes aspectos comportamentales del parasitoide o predador pueden afectar la cría, de modo que es importante analizar las consecuencias de ese comportamiento y tomar las medidas correspondientes. Por ejemplo: el *superparasitismo* se evita manejando adecuadamente la relación huésped/parasitoide, el *canibalismo* se impide evitando la superpoblación y ofreciendo presas en exceso, el estado de *dormancia* se evita o estimula conociendo los factores que gobiernan su inicio y finalización, el *host-feeding* (hábito de algunos parasitoides de obtener alimento de sus propios huéspedes) se tiene en cuenta en la cría manejando la relación huésped/parasitoide.

Nutrición: el alimento disponible va a influir sobre el desarrollo, reproducción y comportamiento del enemigo natural. La provisión de alimento debe cubrir los requerimientos nutricionales del entomófago adulto. En la cría puede ser necesario ofrecer al insecto una fuente extra de hidratos de carbono o proteínas en forma de soluciones azucaradas, agar con azúcar y miel, azúcar y levadura hidrolizada, etc.

Taxismos: es el movimiento de los insectos en respuesta a un estímulo (ej. orientación a la luz). Deben ser estudiados y aprovechados para hacer más eficiente la cría.

Tipos de cría de entomófagos

Parasitoides y predadores pueden ser criados *in vitro*, es decir, sobre una dieta artificial, o *in vivo*, sobre un huésped/presa vivo, ya sea natural o alternativo.

La producción *in vitro* se ha limitado a unas pocas especies de parasitoides y predadores. En general, ha sido un área en la que se han dado avances limitados debido a la complejidad de las interacciones entre el enemigo natural y su huésped/presa y no ha salido del ámbito de la investigación. De hecho, se han registrado problemas en las crías *in vitro* de entomófagos tales como desarrollos más lentos, individuos deformes, tasas de oviposición no parejas, tamaño o peso menor, contaminación microbiana de la cría, menor eficacia en su comportamiento a campo, etc. (Grenier y De Clercq, 2003; Riddick, 2009). Esto se debe a que la dieta artificial es inferior como fuente de nutrientes para el entomófago comparada con el huésped/presa viva (Grenier, 2009).

En el caso de la cría *in vivo*, el entomófago es criado sobre un huésped/presa vivo, que puede ser:

- ❖ **natural**, el que a su vez puede ser criado sobre:
 - su planta hospedera natural (ej. *Encarsia formosa* Gahan o *Eretmocerus mundus* Haldeman, parasitoides himenópteros de moscas blancas en diversas hortalizas; *Phytoseiulus persimilis* Athias-Henriot, acarófago fitoseido de *Tetranychus urticae* Koch en poroto),
 - sobre una parte de la planta (frutos, granos, tubérculos, follaje, etc.) (ej. *Aphytis lignanensis* (Howard), parasitoide himenóptero de la cochinilla *Aonidiella aurantii* (Maskell) en calabaza; *Criptolaemus montrouzieri* Mulsant, predador coccinélido de la cochinilla *Planococcus citri* Risso en brotes de papa).
 - dieta artificial (ej. *Diaschasmimorpha longicaudata* (Ashmead), parasitoide de mosca de la fruta; *Mastrus ridens* (Gravenhorst), parasitoide himenóptero de la polilla de la manzana *Cydia pomonella* L.).

- ❖ **alternativo o ficticio**, es decir, una presa/huésped que naturalmente el entomófago no atacaría en el campo pero que es adecuado para su desarrollo en el insectario. Ejemplos de este tipo son la cría de los himenópteros *Trichogramma* spp., parasitoides de huevos de lepidópteros; *Orius insidiosus* (Say), hemíptero predador de trips, etc.

Las presas/huéspedes alternativos usadas en la cría de entomófagos son insectos, ácaros y crustáceos vivos o sometidos a ciertos tratamientos como congelamiento, irradiación o liofilización. Los más utilizados tanto para la cría de predadores como de parasitoides oófagos son los huevos de distintas especies de lepidópteros (*Sitotroga cerealella* (Olivier), *Ephestia kuehniella* Zeller, *Corcyra cephalonica* Stainton, etc.), el crustáceo *Artemia* sp., pupas de *Tenebrio* sp. y larvas de mosca doméstica y de *Galleria mellonella* L. (Zacarín *et al.*, 2004; Castañé *et al.*, 2006; Inciso y Castro, 2007; Riddick, 2009; López *et al.*, 2012; Burla *et al.*, 2014; Pomari-Fernandez *et al.*, 2016).

Si bien, el uso de estos huéspedes/presas facilitan la cría de los insectos controladores y permiten disponer de ellos en el momento adecuado para su estudio y su uso en programas de Manejo Integrado de Plagas (MIP), existen ciertas preocupaciones respecto a su utilización. Estas remiten, principalmente, a cambios que podrían producirse en la preferencia del enemigo natural respecto de la especie que deben controlar, ya que la adaptación al huésped/presa alternativa puede sesgar su preferencia por la especie blanco. Otro factor que debe tenerse en cuenta es si el uso de un huésped alternativo puede afectar la fecundidad, el tamaño, la longevidad y otras variables biológicas del enemigo natural que se desarrolla sobre este. Ha sido observada en algunos casos (*Trichogramma* spp., *Lixophaga diatraeae* (Townsend)) la disminución de los valores de fecundidad y otras variables de importancia para el desempeño a campo en algunos enemigos naturales criados sobre huéspedes alternativos (King y Morrison, 1984; Riddick, 2009; Riddick y Chen, 2014). Sin embargo, este fenómeno no es general, sino que depende del entomófago en estudio, del parámetro biológico considerado y de características vinculadas al huésped/presa (contenidos nutricionales, estado de la presa/huésped -bien alimentada, hambreada, recién muerta, irradiada, etc.-) (Riddick, 2009).

INSECTARIOS

Con el fin de desarrollar las actividades de cría es necesario contar con insectarios, esto es, instalaciones para la contención, cría y manejo de insectos.

De acuerdo a las dimensiones y al tamaño de la cría que se desarrolla podemos hablar de:

a- insectarios de cría de pequeña o mediana escala. Se llevan adelante para el desarrollo de investigaciones básicas y aplicadas; y

b- insectarios de cría masiva. Comprenden la cría de millones de insectos para su utilización en programas de MIP y pueden ser de carácter gubernamental o de tipo comercial. Como ejemplos, cabe mencionar las crías de parasitoides de mosca de la fruta en México y de machos estériles de mosca de la fruta en Guatemala, Brasil y México, todas pertenecientes a instituciones gubernamentales. A nivel local, es importante destacar las bioplasmas de producción de mosca de la fruta estéril de San Juan y Mendoza del Programa de Control y Erradicación de Mosca de los Frutos (PROCEM). Dentro de este programa, también se está criando el parasitoide *D. longicaudata* en la Bioplasma de San Juan que ha sido liberado en valles productivos de la zona (Ovruski y Schliserman, 2012; Suárez *et al.*, 2012; 2014; Sánchez *et al.*, 2016). Otra institución gubernamental, el Instituto de Sanidad y Calidad Agropecuaria Mendoza (ISCAMEN), trabaja en la producción de enemigos naturales para sistemas hortícolas principalmente.

Entre ellos, cabe destacar a *O. insidiosus*, *Dicyphus* sp (Hemiptera: Miridae), *Mantis* sp. (Mantodea: Mantidae), varios coccinélidos y crisópidos predadores (http://www.iscamen.com.ar/control_biologico_integrado.php). Asimismo, son remarcables las iniciativas llevadas adelante por el Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA), aunque para otros sistemas productivos, como la cría de parasitoides de mosca doméstica en el IMYZA (Instituto de Microbiología y Zoología Agrícola) (sistemas avícolas) (<http://intainforma.inta.gov.ar/?p=40175>; http://www.economiayviveros.com.ar/enero2011/actualidad_floricola_2.html), y recientemente el emprendimiento del CEMUBIO (Centro de Multiplicación de Biocontroladores) en la Estación Experimental Agropecuaria de Alto Valle (sistemas frutícolas) <https://intranet.inta.gov.ar/Comunicacion/noticiasinta/Lists/EntradasDeBlog/Post.aspx?ID=857>).

En Cuba, los CREE (Centros Reproductores de Entomófagos y Entomopatógenos), son insectarios de gestión estatal en los que se cría y vende a productores insectos benéficos y entomopatógenos. Estos enemigos naturales atacan diversas plagas de distintos cultivos como maíz, arroz, cítricos, café, numerosas hortalizas y ornamentales, entre otros. En particular, para cultivos hortícolas se producen predadores como *Coleomegilla cubensis* (Csy), *Cycloneda sanguinea* L., *C. monstrouzieri* (Coleoptera: Coccinellidae); *Chrysopa* spp. (Neuropeta: Chrysopidae); *Zelus longipes* Stål (Hemiptera: Reduviidae); *O. insidiosus* (Hemiptera: Anthocoridae); y con parasitoides como: *Trichogramma* spp. (Hymenoptera: Trichogrammatidae); *Telenomus* sp. (Hymenoptera: Scelionidae); *Rogas* sp., *Lysiphlebus testaceipes* Cresson (Hymenoptera: Braconidae); *Euplectus plathypenae* Howard, *Tetrastichus howardi* Olliff (Hymenoptera: Eulophidae) y *Encarsia* spp. (Hymenoptera: Aphelinidae) (Villalón, 2007; Vázquez Moreno *et al.*, 2010).

Respecto de crías masivas comerciales cabe mencionar la empresa holandesa Koppert, con subsidiarias en Brasil, Canadá, Chile, China, Ecuador, Francia, Alemania, Grecia, India, Italia, Kenia, México, Marruecos, Polonia, Sudáfrica, Corea del Sur, España, Eslovaquia, Turquía, Reino Unido y Estados Unidos; y la belga Biobest con subsidiarias en: Argentina, Canadá, España, Estados Unidos, Francia, México, Marruecos y Turquía. Ambas empresas producen masivamente enemigos naturales de plagas hortícolas y frutícolas. Otro ejemplo es Bichopolis, una empresa colombiana asociada con BioBee de Israel para la producción del ácaro benéfico *P. persimilis*.

Como se mencionó anteriormente, en nuestro país no existen empresas de crías comerciales de insectos benéficos para cultivos hortícolas, excepto Biobest Argentina S.A. que produce *O. insidiosus* y el abejorro polinizador *Bombus atratus* Franklin. El resto de las producciones se realizan en insectarios pertenecientes a organismos públicos, son de pequeña escala y se utilizan básicamente en actividades de investigación. Una situación similar se observa en varios países de Latinoamérica donde al margen de la existencia de algunas subsidiarias de las empresas Koppert o Biobest, la mayoría de los enemigos naturales son criados por organismos públicos o en algunos casos por empresas comerciales locales de pequeña envergadura (Ruíz Cancino *et al.*, 2007; Cave *et al.*, 2011; Duarte Cueva, 2012; Aragón Rodríguez *et al.*, 2018; https://www.unanleon.edu.ni/fac/ct/centros_investigacion.html).

Cría artesanal

La cría artesanal o las llamadas “crías caseras” consisten en la multiplicación, en pequeña escala, de entomófagos bajo condiciones de campo o semicampo, es decir, en el lugar donde se lleva adelante el cultivo sobre el que se quieren utilizar los enemigos naturales. La bibliografía en este sentido es escasa y remite básicamente a la descripción de experiencias más que a un protocolo para la realización de este tipo de crías (Villalón, 2007; Milán *et al.*, 2006; Albán *et al.*, 2015).

Algunas de las estrategias que puede utilizar un productor para multiplicar enemigos naturales es utilizar pequeñas jaulas que se colocan en el campo. Las jaulas pueden ser simples (con marcos de madera y laterales cubiertos con tul) con un único espacio en el interior o bien con dos o tres separados por una malla. Las jaulas deben colocarse en un lugar sombreado. Los insectos que darán origen a la cría son los encontrados en el propio cultivo, por ejemplo: coccinélidos depredadores en una jaula, plantas con pulgones en otra. Habitualmente se renuevan las plantas donde se alimentan los pulgones y las plantas altamente infestadas con pulgones se llevan a la cría de la vaquita para su alimentación. Este tipo de crías pueden llevarse adelante por períodos cortos y son para uso en el mediano plazo.

ALMACENAJE DE ENTOMÓFAGOS

El almacenamiento a baja temperatura ha demostrado ser un método valioso para aumentar la vida útil de los enemigos naturales y proporcionar un suministro constante y suficiente de insectos para los programas de control biológico. Tiene como propósito ajustar el nivel de producción, sincronizar la presencia del enemigo natural con el huésped a controlar, simplificar el envío y liberación y mantener un reservorio genético del enemigo natural que está siendo criado. Diversos enemigos naturales criados bajo condiciones de laboratorio han sido sometidos a diferentes estudios con el fin de hacer posible su almacenaje sin dañar sus capacidades como biocontroladores (Colinet y Boivin, 2011).

En términos generales, el almacenaje se logra mediante la aplicación de un método inductor del estado de dormancia, bajo condiciones controladas, utilizando dos factores (la luz y la temperatura), solos o combinados. El término dormancia es utilizado para definir un complejo de estrategias que les permiten a los insectos sobrevivir bajo diferentes condiciones ambientales, y corresponde a un estado de detención del desarrollo. Dentro de la dormancia se pueden encontrar dos estados bien definidos, aunque existen también otros estados intermedios. Uno de ellos es la diapausa, reconocida como una interrupción profunda del crecimiento que afecta vías metabólicas del insecto con una ruptura clara del desarrollo, que no puede ser revertida por la acción directa de los factores ambientales y que, bajo condiciones naturales precede a las condiciones adversas (por ejemplo, baja temperatura, disminución de luz, etc.). El otro es la quiescencia, definida como una respuesta directa e inmediata a algún factor limitante (por ejemplo, la disminución de la temperatura por debajo del umbral de desarrollo) y es un estado revertido inmediatamente cuando el factor externo revierte (por ejemplo, aumento de la temperatura) (Danks, 1987). En la naturaleza, el estado de dormancia les permite a los insectos adaptarse a condiciones estacionales desfavorables (bajas temperaturas, veranos calurosos, épocas de escasez de alimentos o recursos para la reproducción).

Existen para algunos enemigos naturales estudios sobre almacenaje a bajas temperaturas con el fin de contar con un número suficiente de insectos para el momento en que sea necesario liberarlos. Como ejemplos de almacenaje en frío con este objetivo caben destacar estudios realizados sobre especies de *Trichogramma* spp. como *T. nerudai* Pintureau & Gerding, *T. dendrolimi* Matsumara, *T. cordubensis* Vargas & Cabello, *T. principium* Sugonyaev & Sorokina, *T. buesi* Voegelé, *T. embryophagum* (Hartig), etc. (Tezze y Botto, 2004; Ventura García *et al.*, 2002; Reznik y Kats, 2004; Chun-Sen y Yu-Wen, 2006; Reznik *et al.*, 2012; Cagnotti *et al.*, 2018).

También, con el objetivo de contar con un número alto de insectos para liberar, se han realizado estudios sobre parasitoides de áfidos como *Aphidius ervi* Haliday, *A. matricariae* Haliday, *Ephedrus cerasicola* Stary y *Praon volucre* (Haliday) (Colinet y Hance, 2009). Otro ejemplo de especies, en este caso para el control de moscas blancas en hortícolas, es el de los estudios de almacenaje en frío sobre *Encarsia formosa* y *Eretmocerus corni* (López y Botto, 2005). Como ejemplo del almacenaje en frío de enemigos naturales predadores, puede citarse a *Orius insidiosus* (Paes Bueno *et al.*, 2014).

CONTROL DE CALIDAD

El avance de crías masivas de entomófagos ha llevado al desarrollo de diferentes áreas del conocimiento relacionadas como el control de calidad, almacenamiento, envío y liberación de enemigos naturales. Estos avances han tenido impacto tanto a nivel de la disminución de costos en la producción de enemigos naturales como en la mejora en la calidad de los mismos.

De acuerdo a los conceptos actuales sería más apropiado hablar del aseguramiento de la calidad (AC) que expande el concepto de control de calidad (CC). El AC incluye el desarrollo, producción, envío, aplicación y evaluación de un producto, así como la evaluación de su efectividad en el campo (Feigenbaum, 1983; Juran y Godfrey 1998; Leppla, 2009; 2014). Estos conceptos, que fueron desarrollados básicamente para la manufactura de productos en la industria, han sido trasladados y adaptados a las crías de insectos (Feigenbaum, 1983; van Lenteren, 2003; 2012; Leppla, 2009; 2014).

Un punto fundamental es definir qué significa que un insecto mantenido bajo cría artificial sea de “buena calidad”. La respuesta dependerá de la finalidad o uso que se pretende dar a ese insecto según lo cual surgirán las variables biológicas que consideraremos relevantes para saber cuál es el estado de nuestra cría. Por ejemplo, en el caso de un enemigo natural, la población criada en el insectario será de “buena calidad” si su desempeño en el campo es el adecuado para controlar a la especie blanco, entonces nos importará que tenga una buena fecundidad y supervivencia y que sea capaz de dispersarse y buscar a su huésped/presa una vez liberado. En el caso de un insecto plaga utilizado como insumo para la cría de un enemigo natural, su estado sanitario, tamaño y fecundidad serán medidas de la calidad. Si el insecto plaga es utilizado en ensayos para probar distintos factores de mortalidad (ej. insecticidas o microorganismos benéficos) es importante contar con un insecto sano para que los resultados observados por el efecto de los productos utilizados no estén afectados por alguna mortalidad propia del insecto bajo el sistema de cría utilizado. Si el insecto es utilizado en Técnica del Insecto Estéril (TIE), la calidad estará asociada a su sanidad, fecundidad, capacidad de vuelo y competitividad con otros individuos silvestres de la misma especie bajo condiciones de campo.

Sin embargo, el AC no solo tiene que ver con la toma de variables como indicadores sobre los organismos vivos sino con el diseño y manejo de un sistema de calidad que produzca individuos que satisfagan las demandas de los consumidores. Es decir, que no alcanza con registrar variables puntuales como por ejemplo el tiempo de desarrollo de una determinada especie o la proporción sexual de los adultos en una determinada cría, sino que es necesario contar con un programa de desarrollo de la cría. En este programa se deben tener en cuenta y controlar todos los aspectos como condiciones de los materiales para la preparación de la dieta, factores ambientales, entrada y salida de insumos, capacitación del personal, gestión de recursos económicos, etc. (Leppla, 2014).

El AC de insectos bajo cría ha dado origen a algunos lineamientos de CC. Estos remiten a variables biológicas que indican la calidad de las especies producidas (van Lenteren *et al.*, 1993; 2003). En particular, variables asociadas al ciclo de vida (fecundidad, proporción sexual, etc.) y de tipo morfológicas pueden ser buenos indicadores de la calidad de un insecto (O'Neill *et al.*, 1997; Hewa-Kapuge y Hoffman, 2001). Cabe destacar que la Organización Internacional de Control Biológico (<https://www.mrqa.eu/guidelines.htm>) ha desarrollado algunos protocolos para enemigos naturales de plagas de cultivos hortícolas como especies del género *Trichogramma* (Hymenoptera: Trichogrammatidae), *E. formosa* (Hymenoptera: Aphelinidae), *A. colmani* (Hymenoptera: Aphidiidae), etc.

Mención especial merecen las crías de la mosca del Mediterráneo, *Ceratitis capitata* Wied. (Diptera: Tephritidae), y la del gusano barrenador del ganado, *Cochliomyia hominivorax* (Coquerel) (Diptera: Calliphoridae). La cría de estas especies involucra la producción de millones de individuos semanalmente para ser esterilizados y utilizados en la TIE. En estos casos existen desde manuales de control de calidad hasta manuales de procedimientos estándares (<http://www-naweb.iaea.org/nafa/ipc/public/manuals-ipc.html>).

ENVASADO, TRANSPORTE Y LIBERACIÓN DE ENEMIGOS NATURALES

En aquellos casos en que los enemigos naturales se encuentran presentes en bajo número en los cultivos es posible, a través de la introducción artificial de estos, incrementar su número y favorecer el control de las plagas de interés. Este tipo de control se denomina control biológico aumentativo. Los insectos criados en insectarios o biofábricas pueden introducirse en el campo de manera aumentativa a través de dos tipos de liberaciones: inoculativas o inundativas. En las liberaciones inoculativas los enemigos naturales se introducen en pequeñas cantidades tempranamente en el cultivo de modo que los insectos se establezcan y dejen descendencia a lo largo del ciclo de producción ejerciendo el control de las plagas. En el caso de las liberaciones inundativas los enemigos naturales se introducen en grandes cantidades en cualquier etapa del cultivo a modo de insecticida biológico (van Driesche *et al.*, 2007). En cualquier caso, es necesario contar con un sistema de envasado, transporte y liberación del enemigo natural a utilizar que facilite estos procesos y que no afecte su capacidad como biocontrolador.

Para el traslado de los biocontroladores al cultivo donde serán liberados es necesario contar con envases apropiados que pueden no solo incluir al enemigo natural sino también algún soporte (artificial o natural) y alimento en los casos en que los traslados sean prolongados. Como ejemplo, puede mencionarse el caso de insectos predadores como *O. insidiosus* o *Macrolophus pygmaeus* Rambur, habitualmente trasladados en envases plásticos con algún soporte (trigo sarraceno, vermiculita, etc.), o los ácaros predadores (*Neoseiulus californicus* (McGregor), *Amblyseius cucumeris* (Oudemans); *P. persimilis*) para los que se utilizan envases de cartón o plástico, en algunos casos con aislamiento térmico, que incluyen una mezcla de salvado y vermiculita como soporte y pueden o no incluir presas (ácaro fitófago). En todos los casos, el enemigo natural está presente en varios estados de desarrollo en la muestra (https://www.biobestgroup.com/es/biobest/productos/control-biologico-4462/#productGroup_4477 ; <https://www.kopert.es/productos-y-soluciones/> ; <https://biobee.co/mip-biologico/acariraptor/>). Para el caso de *Chrysopa carnea* (Stephens), predador de trips, arañuelas, moscas blancas, etc., se comercializa en envases plásticos o de cartón que

incluyen las larvas de la especie y como soporte, trigo sarraceno (<https://www.koppert.es/productos-y-soluciones/>).

El cecidómido *Aphidoletes aphidimyza* (Rondani), es presentado en envases plásticos donde se colocan las pupas del predador usando como soporte vermiculita o aserrín (https://www.biobestgroup.com/es/biobest/productos/control-biologico-4462/#productGroup_4477 ; <https://www.koppert.es/productos-y-soluciones/>).

En cuanto a los parasitoides producidos comercialmente, el envase y contenido pueden variar acorde a la biología del insecto. Por ejemplo, en el caso de *Aphidius colemani*, parasitoide de pulgones, se trasladan las momias parasitadas del pulgón usando como soporte trigo sarraceno. En el caso de parasitoides de moscas blancas (*Encarsia formosa*/*Eretmocerus eremicus* Haldeman) se colocan en envases plásticos donde se ubican tarjetas con un cierto número de pupas de mosca blanca parasitadas (https://www.biobestgroup.com/es/biobest/productos/control-biologico-4462/#productGroup_4477 ; <https://www.koppert.es/productos-y-soluciones/>).

Otros insectos benéficos producidos comercialmente y utilizados en cultivos hortícolas de manera paralela al uso de entomófagos son los abejorros polinizadores. Estos insectos son introducidos en el cultivo en colmenas de cartón y plástico que contienen la reina, obreras, larvas y alguna solución alimenticia, a lo largo del desarrollo del cultivo (<https://www.koppert.es/natupol/> ; <https://www.biobestgroup.com/es/biobest/productos/polinizacion-con-abejorros-4461/colmenas-de-abejorros-7114/standard-hive-%28b-t-%29-7152/>).

En la Argentina, excepto Biobest Argentina S. A., no hay biofábricas que produzcan entomófagos de plagas hortícolas de modo que, las experiencias de traslado y liberación corresponden a los ensayos realizados por investigadores del INTA, Universidades, etc. En este contexto la liberación de enemigos naturales en cultivos hortícolas se hace básicamente de modo artesanal. Los envases pueden ser frascos plásticos con tapa donde se coloca un número conocido de individuos (pudiendo contener más de un estado de desarrollo) y algún soporte que permita el traslado (en general distancias cortas) pudiendo ser material vegetal (hojas/chauchas) o bien inerte (cartón/papel/cascarillas de quinoa) (Flores *et al.*, 2015; Polack *et al.*, 2015; Strassera *et al.*, 2017). Cuando se liberan los predadores o parasitoides en estado adulto, el envase se abre en distintos puntos del cultivo para que los biocontroladores salgan naturalmente del recipiente (López y

Andorno, 2009; Polack *et al.*, 2015; Strassera *et al.*, 2017). Algunos predadores son provistos de un suplemento nutricional al ser liberados para que puedan sobrevivir cuando la presa es aún escasa. Tal es el caso de *T. cucurbitaceus* para el que se colocan huevos del huésped alternativo *S. cerealella* o *Ephestia kuehniella* sobre plantas cercanas a los puntos de liberación. En la liberación de algunos parasitoides, por ejemplo, parasitoides de moscas blancas como *Encarsia formosa* o *Eretmocerus corni*, se han utilizado para el traslado hojas de la planta usadas en la cría con las ninfas de mosca blanca parasitadas (López *et al.*, 2010). Cabe mencionar también parasitoides como los de la familia Trichogrammatidae ampliamente usados en estrategias de control de lepidópteros plaga. Tarjetas con huevos del huésped parasitado (*S. cerealella*, por ejemplo) por estas diminutas avispas son usualmente trasladadas y colgadas en plantas en distintos lugares del cultivo. Las tarjetas con huevos parasitados se colocan en estuches *ad hoc* de cartón corrugado que impiden el ataque de hormigas u otras especies predatoras (López y Argerich, 2007; Cagnotti *et al.*, 2016). Una mención especial merece el uso de plantas banco para el traslado y liberación de insectos. Estas plantas banco son utilizadas en el marco de estrategias de control biológico por conservación. Consisten habitualmente en plantas hospederas alternativas que albergan herbívoros que son inocuos para el cultivo pero que comparten con la plaga algún/os enemigo/s natural/es. De este modo se introducen en el sistema enemigos naturales que controlan las plagas de interés y que se desplazan naturalmente hacia el cultivo (Andorno y López, 2014).

Cualquiera sea el procedimiento utilizado, es importante remarcar que tanto el envasado como el transporte y la liberación deben contemplar no producir daños en los enemigos naturales de modo de asegurar su buen desempeño.

BIBLIOGRAFÍA

- Albán, R., Eriné, O., Ulloa, R., Vásquez, L., Vielma, F. & Villalobos, J. (2015). Experiencias comunales en la construcción del laboratorio artesanal de bioinsumos Catia 5, Caracas, D.C. V Congreso Latinoamericano de Agroecología, La Plata, Buenos Aires, Argentina.
- Andorno, A.V. & López S.N. (2014). Biological control of *Myzus persicae* (Hemiptera: Aphididae) through banker plant system in protected crops. *Biological Control*, 78, 9-14.
- Aragón Rodríguez, S.M., Martínez Vargas, Y.A., Escobar Sabogal, A. & Rodríguez, M.L. (2018). Investigación, desarrollo y registro de enemigos naturales para control biológico. Caso: *Phytoseiulus persimilis*. En: A.M. Cotes. (Ed.), *Control biológico de fitopatógenos, insectos y ácaros*. Vol. 2. pp. 716-741. Mosquera, Colombia: Editorial AGROSAVIA.
- Burla, J.P., Grille, G., Lorenzo, M.E., Franco, J., Bonato, O. & Basso, C. (2014). Effect of different diets on the development, mortality, survival, food uptake and fecundity of *Tupiocoris cucurbitaceus* (Hemiptera: Miridae). *Florida Entomologist*, 97(4), 1816-1824.
- Cagnotti, C.L., Hernández, C.M., Andorno, A.V., Viscarret, M., Riquelme, M.B., Botto, E.N. & López, S.N. (2016). Acceptability and suitability of *Tuta absoluta* eggs from irradiated parents to parasitism by *Trichogramma nerudai* and *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). *Agricultural and Forest Entomology*, 18(3), 198-205.
- Cagnotti, C.L., Lois, M., López, S.N., Botto, E.N. & Viscarret, M.M. (2018). Cold storage of *Trichogramma nerudai* using an acclimation period. *BioControl*, 63(4), 565-573.
- Castañé, C., Quero, R. & Riudaverts, J. (2006). The brine shrimp *Artemia* sp. as alternative prey for rearing the predatory bug *Macrolophus caliginosus*. *Biological Control*, 38, 405-412.
- Cave, R. D., Trabanino, R. & Pitty, A. (2011). Zamorano y sus contribuciones a la agricultura sostenible a través del control biológico de plagas. *Ceiba*, 52(1), 26-38.
- Chun-Sen, M. & Yu-Wen, C. (2006). Effects of constant temperature, exposure period, and age on diapause induction in *Trichogramma dendrolimi*. *Biological Control*, 36(6), 267-273.
- Colinet, H. & Boivin, G. (2011). Insect parasitoids cold storage: a comprehensive review of factors of variability and consequences. *Biological Control*, 58, 83-95.
- Colinet, H. & Hance, T.H. (2009). Male reproductive potential of *Aphidius colemani* (Hymenoptera: Aphidiinae) exposed to constant or fluctuating thermal regimes. *Environmental Entomology*, 38, 242-249.
- Danks, H.V. (1987). Insect dormancy: an ecological perspective. Biological Survey of Canada Monograph Series No. 1. 439 p. Ottawa, Canada: National Museum of Natural Sciences.
- Duarte Cueva, F. (2012). El control biológico como estrategia para apoyar las exportaciones agrícolas no tradicionales en Perú: un análisis empírico. Contabilidad y Negocios. Recuperado de <<http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=281624914006>> ISSN 1992-1896
- Feigenbaum, A.V. (1983). Total quality Control. 851 p. New York, USA: McGraw-Hill Publishers.
- Flores, G.C., Reguillón, C., Alderete, G.L. & Kirschbaum, D.S. (2015). Liberación de *Chrysoperla argentina* (Neuroptera: Chrysopidae) para el control de *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) (Hemiptera: Aleyrodidae) en invernáculo de pimiento en Tucumán, Argentina. *Intropica*, 10, 28-36.

- Grenier, S. & De Clercq, P. (2003). Comparison of artificially vs. naturally reared natural enemies and their potential for use in biological control. *In: van Lenteren, J.C. (Ed.), Quality control and production of biological control agents: theory and testing procedures* (pp. 115-131). Wallingford, UK: CABI Publ.
- Grenier, S. (2009). In vitro rearing of entomophagous insects – Past and future trends: a minireview. *Bulletin of Insectology*, 62(1), 1-6.
- Hewa-Kapuge, S. & Hoffman, A.A. (2001). Composite asymmetry as an indicator of quality in the beneficial wasp *Trichogramma nr. brassicae* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). *Journal of Economic Entomology*, 94(4), 826-830.
- Inciso, E. & Castro, J. (2007). Evaluación de *Spalangia endius* y *Muscidifurax* sp. (Hymenoptera, Pteromalidae) como controladores de *Musca domestica* en el Perú. *Revista Peruana de Biología*, 13(3), 237-241.
- Juran, J.M. & Goodfrey, A.B. (1998). Juran's Quality Handbook, 5th Ed. New York, USA: McGraw-Hill. Recuperado de <http://www.pqm-online.com/assets/files/lib/juran.pdf>
- King, E.G. & Morrison, R.K. (1984). Some Systems for Productions of Eight Entomophagous Arthropods. En: King, E.G. & Leppla, N.C. (Eds.), *Advances and challenges in Insect Rearing* (306 p.). New Orleans, USA: Agricultural Research Service (Southern Region), U.S. Department of Agriculture.
- Lefebvre, M.G., Reguillón, C. & Kirschbaum, D.S. (2013). Evaluación del efecto de la liberación de *Orius insidiosus* (Hemiptera: Anthocoridae), como agente de control biológico de trips en el cultivo de frutilla. *RIA*, 39(3), 273-280.
- Leppla, N.C. (2003). Aspects of Total Quality Control for the Production of Natural Enemies. *In: van Lenteren, J.C. (Ed.), Quality Control and Production of Biological control Agents: Theory and Testing Procedures*. 327 p. London, UK: CABI Publishing.
- Leppla, N.C. (2009). The basics of quality control for insects rearing. *In: Schneider, J.C. (Ed.), Principles and Procedures for Rearing High Quality Insects*. 688 p. Missisipi, USA: Missisipi State University.
- Leppla, N.C. (2014). Concepts and Methods of Quality Assurance for Mass-Reared Parasitoids and Predators. *En: Morales-Ramos, J.A., Rojas, M.G. & Shapiro-Ilan, D.I. (Eds.), Mass Production of Beneficial Organisms*. 720 p. London, UK: Academic Press, Elsevier.
- López, S.N. & Andorno, A.V. (2009). Evaluation of the local population of *Eretmocerus mundus* (Hymenoptera: Aphelinidae) for biological control of *Bemisia tabaci* biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae) in greenhouse peppers in Argentina. *Biological Control*, 50, 317-323.
- López, S.N. & Argerich, C.A. (2007). Liberación de *Trichogramma nerudai* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) para el control de la polilla del tomate *Tuta absoluta* (Lepidoptra: Gelechiidae) en cultivo de tomate a campo en Mendoza. Resúmen del XXX Congreso Argentino de Horticultura y I Simposio Internacional sobre Cultivos Protegidos, La Plata, Buenos Aires, Argentina. 075. Pp 38.
- López, S.N. & Botto, E.N. (2005). Effect of cold storage on some biological parameters of *Eretmocerus corni* and *Encarsia formosa* (Hymenoptera: Aphelinidae). *Biological Control*, 33(2), 123-130.

- López, S.N., Arce Rojas, F., Villalba Velázquez, V. & Cagnotti, C. (2012). Biology of *Tupiocoris cucurbitaceus* (Hemiptera: Miridae), a predator of the greenhouse whitefly *Trialeurodes vaporariorum* (Hemiptera: Aleyrodidae) in tomato crops in Argentina. *Biocontrol Science and Technology*, 22(10), 1107-1117.
- López, S.N., Riquelme, M.B. & Botto, E.N. (2010). Integración del control biológico y químico de la mosca blanca *Trialeurodes vaporariorum* (Hemiptera: Aleyrodidae). *Revista Colombiana de Entomología*, 36(2), 190-194.
- Milán Vargas, O., Cueto Zaldívar, N., Larrinaga Lewis, J., Matienzo Brito, Y., Massó Villalón, E., Hechavarría, E.D., Ramos Torres, T., Pineda Duvergel, M., Granda Sánchez, R., Peñas Rodríguez, M., Díaz Del Pino, J., Esson Campbell, I., Corona Santos, T., Gómez Brito, E., Rodríguez Ramírez, L.A. & De Armas García, J.L. (2007). Reproducción rústica de los coccinélidos (Coleoptera: Coccinellidae) para su utilización contra fitófagos en agroecosistemas sostenibles. Boletín fitosanitario. Inst. Invest. de Sanidad Vegetal de Cuba, 12, 1-5. Recuperado de <https://www.researchgate.net/publication/287214963>.
- O'Neill, R., Giles, K.L., Obyrcki, J.J., Mahr, D.L., Legaspi, J.C. & Katovich, K. (1997). Evaluation of the Quality of For Commercially Available Natural Enemies. *Biological Control*, 11, 1-8.
- Ovruski, S.M. & Schliserman, P. (2012). Review Biological Control of Tephritid Fruit Flies in Argentina: Historical Review, Current Status and Future Trends for Developing a Parasitoid Mass-Release Program. *Insects*, 3, 870-888.
- Paes Bueno, V.H., Carvalho, L.M. & van Lenteren, J.C. (2014). Performance of *Orius insidiosus* after storage, exposure to dispersal material, handling and shipment processes. *Bulletin of Insectology*, 67(2), 175-183.
- Polack, L., López, S.N., Silvestre, C., Viscarret, M., Andorno, A., Del Pino, M., Peruzzi, G., Gomez, J. & Iezzi, A. (2015). Control biológico en tomate con el mirido *Tupiocoris cucurbitaceus*. Recuperado de https://inta.gob.ar/sites/default/files/inta_control_biologico_en_tomate_con_tupiocoris_cucurbitaceus.pdf
- Pomari-Fernandes, A., De Freitas Bueno, A. & De Bortoli, S.A. (2016). Size and flight ability of *Telenomus remus* parasitoids reared on eggs of the factitious host *Corcyra cephalonica*. *Revista Brasileira de Entomologia*, 60, 177-181.
- Reznik, S.Y. & Kats, T.S. (2004). Exogenous and Endogenous factors inducing diapauses in *Trichogramma principium* Sug. Et Sor. (Hymenoptera: Trichogrammatidae). *Entomol. Review*, 84(9), 963-970.
- Reznik, S.Y., Vaghina, N. & Voinovich, N.D. (2012). Multigenerational maternal effect on diapause induction in *Trichogramma* species (Hymenoptera: Trichogrammatidae). *Biocontrol Science and Technology*, 22(4), 429-445.
- Riddick, E.W. & Chen, H. (2014). Production of Coleopteran predators. En: Morales-Ramos, J.A., Rojas, M.G. & Shapiro-Ilan, D.I. (Eds.), Mass Production of Beneficial Organisms: Invertebrates and Entomopathogens. 764 p. Oxford, UK: Academic Press.
- Riddick, E.W. (2009). Benefits and limitations of factitious prey and artificial diets on life parameters of predatory beetles, bugs, and lacewings: a mini review. *BioControl*, 54, 325-339.

- Ruíz Cancino, E., Coronado Blanco, J. M. & Myartseva, Y.S.N. (2007). Aspectos sobre el control biológico de plagas en América latina. *In: van Driesche, R.G., Hoddle, M.S. & Center, T.D. (Eds.), Control de plagas y malezas por enemigos naturales. 765 p. Washington, USA: Forest Health Technology Enterprise Team (FHTET).*
- Sánchez, G., Murúa, F., Suárez, L., Van Nieuwenhove, G., Taret, G., Pantano, V., Bilbao, M., Schliserman, P. & Ovruski, S.M. (2016). Augmentative releases of *Diachasmimorpha longicaudata* (Hymenoptera: Braconidae) for *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae) control in a fruitgrowing region of Argentina. *Biological Control*, 103, 101-107.
- Singh, P. (1982). The rearing of beneficial insects. *New Zealand Entomologist*, 7(3), 304-310.
- Strassera, M.E., Mitidieri, M., López, S.N., Andorno, A.V., Cap, G., Castaldo, V., D'Amico, M. & D'Angelcola, E. (2017). Evaluaciones de Indoxacard sobre *Orius insidiosus* y la Azaridactina sobre *Orius insidiosus* y los nematodos fitófagos *Nacobus aberrans* y *Meloidogyne* spp. en el cultivo de pimiento bajo cubierta. Experiencias en La Plata. Jornada de Actualización del efecto de plaguicidas sobre enemigos naturales en horticultura, La Plata, Buenos Aires, Argentina.
- Suárez, L., Murua, F., Lara, N., Escobar, J., Taret, G., Rubio, J.L., Van Nieuwenhove, G., Bezdjian, L., Schliserman, P. & Ovruski, S.M. (2014). Biological Control of *Ceratitis capitata* (Diptera: Tephritidae) in Argentina: Releases of *Diachasmimorpha longicaudata* (Hymenoptera: Braconidae) in Fruit-Producing Semi-Arid Areas of San Juan. *Natural Science*, 6, 664-675.
- Suárez, L., Van Nieuwenhove, G.A., Escobar, J. & Ovruski, S.M. (2012). Offspring production in response to host exposure times in *Diachasmimorpha longicaudata* (Hymenoptera: Braconidae) reared on the genetic strain Vienna 8 of *Ceratitis capitata*. *Florida Entomologist*, 95(4), 991-999.
- Tezze, A.A. & Botto, E.N. (2004) Effect of cold storage on the quality of *Trichogramma nerudai* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). *Biological Control*, 30, 11-16.
- Van Driesche, R.G., Hoddle, M.S. & Center, T.D. (2007). Control de Plagas y Malezas por Enemigos Naturales. 765 p. Washington, USA: Forest Health Technology Enterprise Team (FHTET).
- van Lenteren, J.C. (2003). Need for quality control of mass produced biological control agents. *In: van Lenteren, J.C. (Ed.), Quality Control and Production of Biological control Agents: Theory and Testing Procedures. 327 p. London, UK: CABI Publishing.*
- van Lenteren, J.C. (2012). IOBC Internet Book of Biological Control Version 6, Spring. Recuperado de http://www.iobc-global.org/download/IOBC_InternetBookBiCoVersion6Spring2012.pdf.
- van Lenteren, J.C., Biggler, F. & Waddington, C. (1993). Quality control guidelines for natural enemies. *In: Nicoli, G., Benuzzi, M. & Leppla, N.C. (Eds.), Proceedings of the 7th Working Group on Quality Control of Mass reared Arthropods. 237 p. Rimini, Italia: IOBC.*
- van Lenteren, J.C., Hale, A., Klapwijk, J.N., Van Schelt, J. & Steinberg, S. (2003). Guidelines for quality control of commercially produced natural enemies. (pp. 265-304). *In: van Lenteren, J.C. (Ed.), Quality control and production of biological control agents: theory and testing procedures Oxon. UK: CABI Publishing.*

- Vázquez Moreno, L., Caballero, S., Carr Pérez, A., Michelena, J., Armas García, J., Rodríguez Fernández, A., ... & Corbea Suárez, O. (2010). Diagnóstico de la utilización de entomófagos y entomopatógenos para el control biológico de insectos por los agricultores en Cuba. *Fitosanidad*, 14(3), 159-169.
- Ventura García, P., Wajnberg, E., Pizzol, J. & Oliveira, M.L.M. (2002). Diapause in the egg parasitoid *Trichogramma cordubensis*: role of temperature. *Journal of Insect Physiology*, 48, 349-355.
- Villalón, E.M. (2007). Producción y uso de entomófagos en Cuba. *Fitosanidad*, 11(3), 67-73.
- Zacarín, G., Gobbi, N. & Chaud-Netto, J. (2004). Capacidade reprodutiva de fêmeas de *Apanteles galleriae* (Hymenoptera, Braconidae) em lagartas de *Galleria mellonella* e *Achroia grisella* (Lepidoptera, Pyralidae) criadas com dietas diferentes. *Iheringia, Série Zoologia*, 94(2), 139-147.

CAPÍTULO 4

CONTROL BIOLÓGICO CLÁSICO

REFLEXIONES SOBRE LA CONVENIENCIA O NO DE UTILIZAR ENEMIGOS NATURALES EXÓTICOS

Polack, L. A.

Se llama Control Biológico Clásico a la introducción de un enemigo natural exótico para controlar una plaga de origen también exótico. La hipótesis que subyace para implementar este tipo de control es que una plaga se vuelve invasiva en una nueva zona porque ha escapado de los enemigos naturales que mantienen controlada su población en el lugar de origen. Uno de los ejemplos más emblemáticos y exitosos de este tipo de control es el que se realizó en California (EEUU) al introducir desde Australia el coccinélido *Rodolia cardinalis* (Mulsant) para controlar la cochinilla acanalada del tronco, *Icerya purchasi* Maskell, también de origen australiano (Quezada y DeBach, 1973). Se dice que su introducción salvó la industria citrícola en California (Kaufman y Wright, 2017).

El cuestionamiento a la introducción de un enemigo natural exótico se funda en las implicancias que puede tener 1- sobre la entomofauna y acarofauna autóctona y 2- la interferencia que puede ejercer sobre enemigos naturales locales en el control biológico por conservación. *R. cardinalis* es prácticamente monófoga con lo cual su introducción en California no podía tener consecuencias negativas sobre la entomofauna ya presente. Sin embargo, existen muchos casos en donde la falta de previsión y ponderación del riesgo ha tenido efectos secundarios negativos (ver el caso de *Harmonia axiridis* (Pallas) en el Capítulo 1), incluso para el propósito de control perseguido. El parasitoide *Encarsia pergandiella* Howard fue introducido en Italia en 1980 para el control de la mosca blanca de los invernaderos, *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood). Luego de esta introducción, se dispersó por toda la zona del Mediterráneo. Las hembras de *E. pergandiella* son endoparasitoides de moscas blancas mientras que los machos son hiperparasitoides que se desarrollan sobre hembras de la misma especie u otros parasitoides primarios como *Encarsia formosa* Gahan. En el Nordeste español se

había utilizado ampliamente un programa basado en la inoculación de *E. formosa* para el control de *T. vaporariorum*. En los años 90, este programa dejó de aplicarse debido a que las poblaciones espontáneas de *E. pergandiella* eliminaban las poblaciones de *E. formosa* introducidas sin conseguir un buen control de la mosca blanca (Gabarra *et al.*, 1999).

Frente a los casos extremos de ejemplos exitosos e introducciones negativas es necesario establecer criterios objetivos para reglamentar el permiso o prohibición de ingreso de enemigos naturales exóticos.

Un argumento utilizado para objetar la introducción de enemigos naturales se basa en el principio de precaución (Cózar Escalante, 2005), concepto que respalda la adopción de medidas protectoras ante las sospechas fundadas de que ciertos productos son riesgosos para la salud pública o el ambiente, pero sin que se cuente todavía con una prueba científica definitiva. Si se hiciese caso a este concepto, ninguna introducción de un agente biológico podría ser aceptada. De hecho, las dos metodologías de decisión con potencial para ser ampliamente adoptadas, que se expondrán en este capítulo, se basan en la estimación del riesgo y, por lo tanto, de probabilidades y no de certezas. No debería además perderse de vista el contexto en el cual se evalúa la conveniencia o inconveniencia de autorizar la utilización de ciertas especies de enemigos naturales. Frente a la profunda alteración del hábitat original ejercido por las actividades antrópicas y a las sucesivas modificaciones que han sufrido esas comunidades en función de la invasión de un alto número de especies exóticas, en muchas situaciones es difuso el bien natural que se intenta preservar evitando estas introducciones.

Las especies exóticas se han introducido accidental o deliberadamente en todo el mundo a un ritmo creciente, impulsado por factores como el intercambio comercial, turismo o viajes (Wittenberg y Cock, 2001). En la horticultura argentina, por ejemplo, dos de las plagas más dañinas se introdujeron entre 1993 y 2003. El trips de las flores, *Frankliniella occidentalis* (Pergande) fue confirmado por De Santis en 1995 y el biotipo B de *Bemisia tabaci*, en 2001 (Cáceres *et al.*, 2001). Existen también un gran número de enemigos naturales exóticos naturalizados que forma ya parte de la reserva de biodiversidad disponible y han alterado la composición de las comunidades de la fauna nativa original.

Van Lenteren *et al.* (2006) propusieron un sistema semicuantitativo de estimación del riesgo que contempla la probabilidad de ocurrencia de efectos ecológicos negativos y la ponderación de su magnitud en una escala entre 5 y 125. Según este criterio, un valor obtenido para este índice de riesgo por debajo de 35 puntos sería favorable para autorizar una liberación. Por arriba de 70 puntos resulta en la recomendación de no liberar al enemigo natural y, entre 35 y 70 puntos, debería recabarse información adicional para proceder o no a la introducción.

Wright *et al.* (2005) propusieron un abordaje estocástico utilizando probabilidades condicionales con un enfoque bayesiano (Figura 1). El modelo contempla si el enemigo natural liberado puede permanecer en el ambiente liberado o dispersarse a uno (A) o más hábitats (n). También contempla la superposición espacial y temporal con las especies no blanco a las que podría depredar, parasitar o afectar indirectamente.

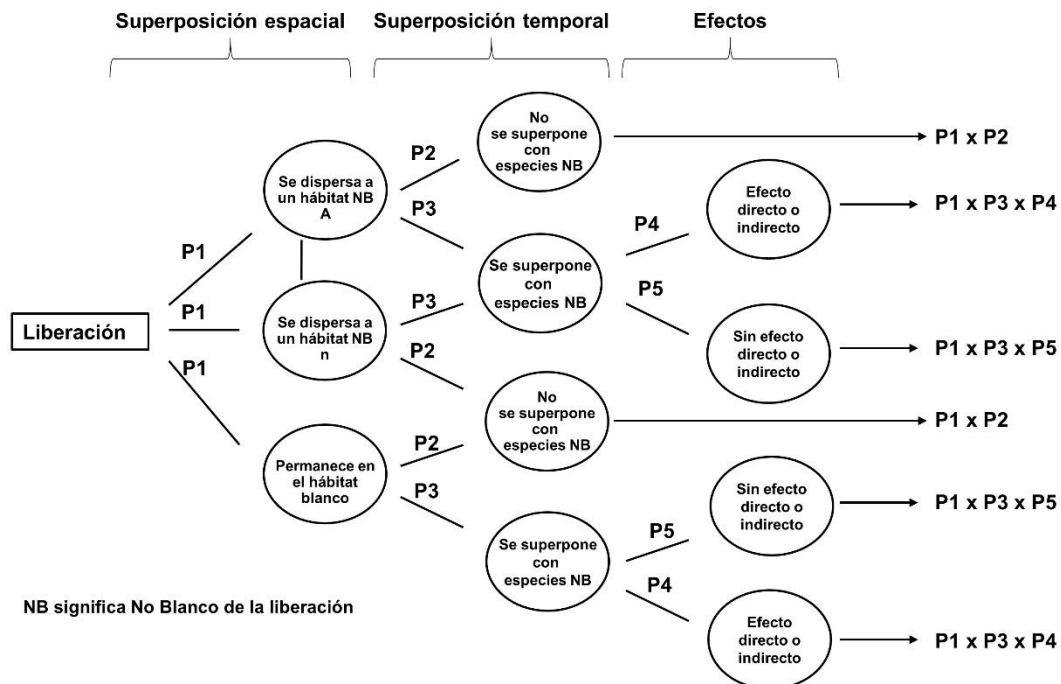


Figura 1. Árbol de probabilidad, extraído de Wright *et al.* (2005). Los círculos contienen contingencias (superposición espacial, superposición temporal y efectos sobre especies no blanco). La probabilidad de cada evento está dada por la línea conectora. La probabilidad completa es estimada multiplicando los valores P a lo largo de cada rama.

Estos métodos contribuyen a saldar discusiones con visiones parciales sobre el problema. Por ejemplo, una característica negativa para un enemigo natural candidato a una introducción es la depredación intragremio entre depredadores o depredadores y parasitoides. La mayoría de la información empírica sobre posibles interacciones entre depredadores y presas intragremiales fue obtenida bajo condiciones artificiales (jaulas de campo o cajas de *Petri*). Los resultados de estos estudios no son extrapolables automáticamente a las condiciones de campo. Buitenhuis *et al.* (2010), cuando discuten las implicancias de la depredación intragremio observada en *Amblyseius swirskii* Athias-Henriot, son cautos y señalan factores de campo que pueden atenuar este comportamiento. “Los ácaros depredadores podrían experimentar menos interacciones intragremio en el invernadero o en el campo que en los experimentos de laboratorio. Los depredadores que manifiestan depredación intragremio pueden coexistir poseyendo diferentes estrategias de alimentación o diferente distribución dentro de la planta y la dominancia de especies también puede diferir sobre diferentes cultivos”. El sistema de evaluación de riesgo desarrollado por van Lenteren *et al.* (2006) permite considerar la información obtenida en estas experiencias que estiman la magnitud del efecto. Pero debe contrastarse también con la probabilidad de ocurrencia en condiciones de campo.

Estos métodos permiten alcanzar un resultado objetivo, un valor que indica el nivel de riesgo que representa la introducción de un determinado organismo. El nivel de riesgo que se está dispuesto a asumir es una decisión claramente política y debería ser coherente con el marco regulatorio para el uso de otros insumos de finalidad similar. Al no existir en la Argentina hasta el momento una normativa definida para los enemigos naturales, las decisiones están supeditadas al arbitrio de las autoridades. Esto genera una situación muy asimétrica respecto, por ejemplo, a los plaguicidas de síntesis que tienen una normativa y procedimiento concreto para lograr su aprobación y registro.

Finalmente, la alteración más dañina de las comunidades originales de enemigos naturales ha sido producto del uso excesivo de plaguicidas. Según señalaron McLaughlin y Mineau (1995), el uso de plaguicidas debería ser reducido al mínimo posible para no producir un impacto negativo en la biodiversidad. El efecto de los plaguicidas sobre la biodiversidad está muy bien documentado (Geiger *et al.*, 2010; Tiebout y Brugger, 1995) y no se limita a un virtual desplazamiento

de especies o cambios en la dominancia sino directamente a extinciones locales de invertebrados, peces, anfibios, aves, etc. Este contexto no debería ser perdido de vista al momento de definir normativas que regulen el control biológico. Podrían darse situaciones paradójicas o contradictorias si alternativas de control biológico son restringidas ante la mínima sospecha de tener consecuencias negativas, cuando justamente vienen a reducir los altos niveles de utilización de plaguicidas, cuyos efectos están bien documentados y son probadamente mucho peores.

BIBLIOGRAFÍA

- Buitenhuis, R., Shipp, J.L. & Scott-Dupree, C. (2010). Intra-guild vs extra-guild prey: effect on predator fitness and preference of *Amblyseius swirskii* (Athias-Henriot) and *Neoseiulus cucumeris* (Oudemans) (Acari: Phytoseiidae). *Bull. Entomol. Res.*, 100, 167-173.
- Cáceres, S., Miño, V.S. & Aguirre, A. (2011). Guía práctica para la identificación y el manejo de las plagas del pimiento. 79 p. Buenos Aires, Argentina: Ediciones INTA. ISBN 978-987-679-091-8.
- Cózar Escalante, J.M. de. (2005). Principio de precaución y medio ambiente. *Revista Española de Salud Pública*, 79(2), 133-144. Recuperado de <http://ref.scielo.org/8npx7n>
- Gabarra, R., Arnó, J., Alomar, O. & Albajes, R. (1999). Naturally occurring populations of *Encarsia pergandiella* (Hymenoptera: Aphelinidae) in tomato greenhouses. *IOBCwprs Bulletin*, 22(1), 85-88.
- Geiger, F., Bengtsson, J., Berendse, F., Weisser, W.W., Emmerson, M., Morales, M.B. & ... Inchausti, P. (2010). Persistent negative effects of pesticides on biodiversity and biological control potential on European farmland. *Basic and Applied Ecology*, 11, 97-105.
- Kaufman, L.V. & Wright, M.G. (2017). Assessing probabilistic risk assessment approaches for insect biological control introductions. *Insects*, 8, 67.
- McLaughlin, A. & Mineau, P. (1995). The impact of agricultural practices on biodiversity. *Agric. Ecosys. Environ.*, 55, 201-212.
- Quezada, J.R. & DeBach, P. (1973). Bioecological and population studies of the cottony-cushion scale, *Icerya purchasi* Mask. and its natural enemies, *Rodolia cardinalis* Mul. *Cryptochaetum iceryae* Will., in southern California. *Hilgardia*, 41(20), 631-688.
- Tiebout, H.M. III. & Brugger, K.E. (1995). Ecological risk assessment of pesticides for terrestrial vertebrates: evaluation and application of the U.S. Environmental Protection Agency's quotient model. *Cons. Biol.*, 9, 1605-18.
- van Lenteren, J.C., Bale, J., Bigler, E., Hokkanen, H.M.T. & Loomans, A.M. (2006). Assessing risks of releasing exotic biological control agents of arthropod pests. *Annu. Rev. Entomol.*, 51, 609-634.
- Wittenberg, R. & Cock, M.J.W. (Eds.). (2001). *Invasive Alien Species: A Toolkit of Best Prevention and Management Practices*. ABInternational, Wallingford, Oxon, UK, xii -228. Recuperado de <http://citeseerx.ist.psu.edu/viewdoc/download?doi=10.1.1.434.5502&rep=rep1&type=pdf>
- Wright, M.G., Hoffmann, M.P., Kuhar, T.P., Gardner, J. & Pitcher, S.A. (2005). Evaluating risks of biological control introductions: a probabilistic risk-assessment approach. *Biological Control*, 35, 338-347.

CAPÍTULO 5

CONTROL BIOLÓGICO POR CONSERVACIÓN

Díaz, B. M., Andorno, A. y Fernández, C.

INTRODUCCIÓN

La conservación de enemigos naturales es probablemente la forma más antigua de control biológico, pero fue De Bach (1964) quien introdujo formalmente el concepto de la protección y promoción de los agentes de biocontrol. A partir de esta concepción es que el Control Biológico por Conservación (CBC) adquiere la dimensión de una de las tácticas de aplicación del control biológico tal como lo conocemos en la actualidad. Ehler (1998) definió al CBC como las “acciones que preservan o protegen a los enemigos naturales”. Esta sencilla definición abrió un abanico de posibilidades que se fueron precisando en las definiciones posteriores como la de Barbosa (1998) y Landis *et al.* (2000), en la que se concibe al CBC como la “modificación del ambiente para proveer hábitat y recursos que favorezcan el establecimiento temprano y el desarrollo de enemigos naturales endémicos”. De acuerdo a esta definición, la implementación del CBC requiere del manejo del hábitat cuyo objetivo es crear infraestructuras ecológicas dentro de un paisaje agrícola, donde sea posible proveer de recursos alimentarios alternativos como polen o néctar, provisión de presas alternativas, huéspedes, sitios de oviposición y/o refugio a las poblaciones de enemigos naturales con el fin de obtener un efectivo control de las plagas (Landis *et al.*, 2000). Recientemente la consideración de las “infraestructuras ecológicas” se ha incorporado en los principios de la estrategia de Manejo Integrado de Plagas (MIP) propuesto por la Unión Europea (Barzman *et al.*, 2015).

De acuerdo a lo expuesto puede deducirse que, en esta táctica de control, los enemigos naturales no son liberados como ocurre en el control biológico aumentativo, sino que se enfoca en su conservación, promoviendo así la biodiversidad requerida para la implementación de sistemas de producción sustentables como son los que se fundamentan en la agroecología o la producción orgánica (Altieri, 1999; Zehnder *et al.*, 2007; Sarandón y Flores, 2014).

Entre las ventajas del CBC puede citarse la de potenciar los servicios ecosistémicos de regulación de plagas con los enemigos naturales que están bien adaptados a un determinado sistema de producción y a las condiciones locales donde se los promueve. Además, al igual que las otras tácticas de control biológico, el CBC no genera resistencia a los insecticidas (Godfray *et al.*, 2010), ni tiene riesgos para la salud humana.

A pesar de su antigüedad y de las ventajas señaladas, el CBC es quizá la táctica menos adoptada dentro del CB, por lo que su integración en programas de MIP se plantea como uno de los mayores desafíos. Para ello, es necesario profundizar en la capacitación de técnicos con una visión holística sobre el diseño, manejo y valuación de los agroecosistemas para lo que se requiere un profundo conocimiento de la ecología de las poblaciones de enemigos naturales y de las plagas sobre las que actúan (Paleologos *et al.*, 2014).

Una de las críticas que se realizan a esta táctica es que la mayor parte de los estudios están dirigidos al control de una sola plaga sin considerar la multiplicidad de enemigos naturales para crear una genuina diversidad que pueda controlar a un complejo de plagas simultáneamente, tal como se presentan en los cultivos (Barbosa, 1998). Especialmente en muchos cultivos hortícolas, debido a sus cortos ciclos, es necesario que exista una sincronización de los controladores biológicos con las plagas para que aquellos comiencen a actuar y logren la efectiva disminución de la población plaga por debajo del nivel que causa un daño económico. A este hecho se suma la falta de trabajos realizados en condiciones de campo que demuestren claramente que el aumento de la biodiversidad propuesto por el CBC reduce las poblaciones de plagas por debajo del umbral de daño económico y/o se traduce en un aumento en el rendimiento del cultivo en el que se utiliza.

En el presente capítulo se exponen los principios y estrategias del manejo de hábitat, así como estudios de casos en los que se aplica a los sistemas hortícolas.

PRINCIPIOS PARA IMPLEMENTAR EL CONTROL BIOLÓGICO POR CONSERVACIÓN EN LOS SISTEMAS HORTÍCOLAS

El CBC utiliza al manejo de hábitat como herramienta para su implementación promoviendo así la conservación de los enemigos naturales. Dentro de los antecedentes que existen referidos a cultivos hortícolas predominan experiencias realizadas y evaluadas en sistemas de producción al aire libre, mientras que para los cultivos protegidos los estudios son incipientes (Messelink *et al.*, 2014). Sin embargo, hay que considerar que en este último caso podrían utilizarse técnicas similares a las usadas a campo con la adaptación correspondiente y que la táctica de CBC puede ser complementaria con la liberación de biocontroladores en invernaderos aumentando así la efectividad en el control de las plagas.

La implementación del CBC puede hacerse teniendo en cuenta tres pasos esenciales:

1- Reconocimiento de los enemigos naturales y sus hábitats: esto significa identificar aquellos insectos que tienen acción sobre las plagas presentes en los distintos sistemas y los requerimientos de hábitats para poder promoverlos. En este sentido muchos insectos benéficos comparten los mismos requerimientos de hábitats tales como los recursos alimentarios provisto por las flores y la presencia de hábitats naturales que sirvan como lugares de reproducción e hibernación. En el primer caso, los más requeridos son el polen, néctar (floral y extrafloral), savia y otros fluidos que pueden ser provistos con la adición de plantas secundarias a los cultivos o la misma presencia la flora espontánea. Estos recursos extras se tornan imprescindibles en los cultivos hortícolas de hoja ya que su cosecha se realiza antes que lleguen a la etapa de floración. Por otra parte, los cultivos hortícolas de fruto que son capaces de proveer estos recursos alimentarios, pueden hacerlo de manera insuficiente para el establecimiento y desarrollo de una población óptima de enemigos naturales. En el caso de los hábitats naturales, pueden ser bordes de cultivos, cercos vegetales, cortinas rompevientos que a menudo aparecen como pequeños parches dentro de los sistemas productivos pero que en conjunto pueden proveer hábitats de mucho valor para la conservación de los enemigos naturales.

2- Conservación de los hábitats existentes: una vez identificados los hábitats naturales es necesario conservarlos de impactos adversos, especialmente de las aplicaciones de insecticidas. En este aspecto hay que señalar la importancia que puede tener la flora espontánea no invasiva para los cultivos en la provisión de recursos florales y presas alternativas, manteniendo la biodiversidad local especialmente cuando los cultivos no están presentes.

3- Provisión de nuevos hábitats para los insectos benéficos: está dado especialmente por la priorización de especies florales nativas porque se ha comprobado que son capaces de mantener mayor abundancia y diversidad de especies de enemigos naturales nativos que las plantas exóticas (Isaacs *et al.*, 2009). Aumentando la disponibilidad de flores puede incrementarse la abundancia, longevidad y el potencial reproductivo de los insectos benéficos. Un ejemplo es el que ocurre con los sírfidos. Durante su estado adulto los parámetros citados son dependientes del consumo de polen y néctar de las flores y así sus larvas pueden ejercer una acción depredadora sobre plagas de cuerpo blando, especialmente pulgones. Para ello es necesario proveer una “cascada de flores”, es decir considerar especies que florezcan secuencialmente para proveer recursos sostenidos a lo largo del año y evitar que los enemigos naturales desaparezcan del sistema productivo (Rodríguez y González, 2014).

Tanto al momento de conservar, como de crear nuevos hábitats (puntos 2 y 3) debe tenerse en cuenta que un aumento en la biodiversidad dentro de un sistema puede no ser suficiente para contribuir a la estabilidad de las comunidades de artrópodos y por lo tanto no garantiza un eficiente control biológico de las plagas, ni una mayor productividad de los cultivos (Aizen *et al.*, 2009). Como consecuencia de lo expuesto no es posible predecir un menor uso de insecticidas dentro de los sistemas hortícolas, si previamente no se identifica e incrementa correctamente la “diversidad funcional” del ensamble de las plantas presentes, analizando además la fenología, morfología y ecología químicas de las mismas, entre otras características (Altieri, 1999; Rodríguez y González, 2014). En forma práctica esto significa que no todas las plantas son atractivas para los enemigos naturales y por el contrario pueden ser reservorio de plagas y/o de enfermedades, especialmente las transmitidas por vectores (por ej. pulgones, trips, etc.), tal como se detallará más adelante.

Además de recursos alimentarios los insectos benéficos necesitan, como ya se expresó anteriormente, lugares de refugio para sobrevivir en el invierno o bajo condiciones climáticas adversas, para el desarrollo de larvas o la postura de huevos. Para los cultivos hortícolas el uso de coberturas de suelo vivas o muertas, asociado a otras prácticas conservacionistas pueden ser muy eficaces para crear hábitats adecuados para conservar artrópodos benéficos presentes en el suelo como los carábidos, estafilínidos, arañas, etc. que pueden alimentarse de plagas de suelo como de la parte aérea de los cultivos (Altieri *et al.*, 2014).

CONSIDERACIONES ACERCA DE LOS ENEMIGOS NATURALES PARA EL CONTROL BIOLÓGICO POR CONSERVACIÓN

Para seleccionar un enemigo natural hay que considerar su abundancia y la tasa de ataque (depredación o parasitismo) en relación con las plagas y con las plantas, existiendo una estrecha relación entre los tres niveles tróficos. La abundancia de los enemigos naturales en un hábitat está afectada por la tasa de nacimientos y la de mortalidad, la inmigración y la emigración, siendo las dos primeras determinantes en los cultivos protegidos. Sobre el mismo hospedante, distintos enemigos naturales pueden presentar diferentes parámetros biológicos como su fecundidad, tasa de oviposición, el tiempo de desarrollo, supervivencia, la proporción sexual de los adultos y la tasa intrínseca de crecimiento poblacional. Sin embargo, esta última no siempre es un buen indicador de la eficacia de un enemigo natural porque su habilidad para controlar a una plaga está influida mayormente de su tasa de ataque. Esta depende en parte de su habilidad para localizar a la plaga a través de señales (olfatorias, químicas, etc.) o de su capacidad de transporte, siendo los voladores más eficientes que los caminadores (Osborne, 2004). La dispersión de un enemigo natural es un factor mucho más importante en un sistema de CBC que en el control biológico aumentativo donde los enemigos naturales son distribuidos a mano y colocados en las plantas que sostienen las plagas (Frank, 2010).

En cuanto a la selección de los enemigos naturales a potenciar dentro de esta táctica de control, el debate se centra entre priorizar enemigos naturales “especialistas” (monófagos u oligófagos) versus los “generalistas” (polífagos). Estos últimos son considerados por varios autores como los enemigos naturales que poseen mayores posibilidades de establecimiento y persistencia en sistemas de “plantas banco” (“*banker plants*”) dado que al poseer una dieta más amplia les permitiría establecerse y reproducirse con recursos provistos por fuentes alternativas antes de la aparición de las plagas (Frank, 2010). De todas maneras, estos conceptos teóricos deben ser validados para cada sistema particular de estudio.

Otro aspecto a considerar es el uso de una sola especie de enemigo natural o varias para el control de una plaga o varias plagas simultáneamente (Murphy y Broadbent, 2004). En este último caso los enemigos naturales deben tener como blanco diferentes estados de la plaga o existir en diferentes partes del hábitat para reducir las interacciones antagónicas que puedan darse entre ellos como la “depredación intragremial”, interactuando de manera sinérgica/aditiva o antagónica entre sí. La “depredación intragremial” se produce cuando dos especies de depredadores compiten por el mismo recurso (presa) y a su vez uno de los depredadores se alimenta también de su competidor, combinando así el efecto de la depredación con la competencia interespecífica (Polis *et al.*, 1989, Müller y Brodeur, 2002). La magnitud y dirección de esas interacciones depende de numerosos factores tales como la especificidad alimentaria de los enemigos naturales en cuestión, su tamaño, movilidad, agresividad de los individuos, así como la densidad del recurso (presa extragremial). En la bibliografía existen numerosos ejemplos de depredación intragremial que afectan a todos los grupos de enemigos naturales, sean depredadores, parasitoides o entomopatógenos. Sin embargo, hay que destacar que la mayor parte de los estudios se han realizado en laboratorio y si bien proveen una información básica, las mismas deben ser complementadas con estudios en condiciones de campo para corroborar esos hallazgos y considerarlos como concluyentes. Este es un campo de investigación donde queda mucho por dilucidar.

ESTRATEGIAS DEL MANEJO DE HABITAT APLICABLE A LOS SISTEMAS HORTICOLAS

El CBC puede promoverse en los agroecosistemas incluidos los hortícolas mediante el manejo de la vegetación natural o introducida a los sistemas productivos. En este último caso se denomina “plantas secundarias” a aquellas plantas que son diferentes a los cultivos hortícolas, pero se las adiciona a esas áreas productivas e influyen en las relaciones multitróficas por proveer alimento o refugio para los enemigos naturales (Parolin *et al.*, 2012) y pueden ser usadas tanto al aire libre como en invernadero (Enkegaard, 2008).

En la selección de las especies vegetales que contribuyan al CBC, tanto en el caso de la vegetación natural como introducida, deben considerarse:

- ❖ Características morfológicas y composición química de la planta.
- ❖ Características de tamaño, color de las flores y accesibilidad de sus nectarios para los biocontroladores.
- ❖ Arquitectura de la planta.
- ❖ Características funcionales de la planta dentro del sistema.
- ❖ Características agronómicas y la evaluación de sus riesgos potenciales como maleza.
- ❖ Evaluación como reservorio de plagas y patógenos que puedan ocasionar daños y/o transmitirse a los cultivos.
- ❖ Competencia con los cultivos principales por su capacidad de crecimiento y resiembra.

A continuación, se tratarán las cuatro estructuras de vegetación que pueden proveer alimento y refugio para los enemigos naturales presentes dentro de las áreas cultivadas o en la cercanía de ellas. Estas estructuras pueden ser naturales o introducidas y pueden generar la biodiversidad necesaria para considerar al CBC aplicable a la producción hortícola al aire libre o bajo cubierta.

1. Hábitats adyacentes a los cultivos

La presencia de áreas seminaturales y cortinas forestales, entre otras estructuras de vegetación, aportan recursos alimentarios, refugio, agua y microclimas favorables que aumentan la abundancia y se convierten en un hábitat esencial para ciertos enemigos naturales de las plagas presentes en los cultivos (Landis *et al.*, 2000; Marasas *et al.*, 2014). En el Cinturón Hortícola de La Plata se diferenciaron y caracterizaron las áreas naturales aledañas a cultivos hortícolas al aire libre determinando que existen distintos ambientes constituidos por: fronteras (áreas relativamente estables con predominio de especies arbóreas) y bordes (caracterizados por la presencia de vegetación herbácea) (Fernández y Marasas, 2015; Dubrovsky Berestein *et al.*, 2017). En ellos se determinó una elevada riqueza de artrópodos con predominio de los órdenes Araneae, Coleoptera, Díptera, Hemiptera e Hymenoptera capaces de migrar a los cultivos cercanos y ejercer una acción biocontroladora de las plagas, especialmente en sistemas conducidos en forma agroecológica donde los mismos no sufren el impacto negativo de los plaguicidas. Cuando se analizó la funcionalidad de enemigos naturales hallados en las áreas seminaturales se comprobó que los depredadores generalistas fueron los más frecuentes seguidos de depredadores especialistas, parasitoides e hiperparasitoides, muchos de los que ejercen un control biológico sobre diferentes especies plagas entre la que se encuentra el pulgón *Brevicoryne brassicae* L. (Hemiptera:Aphididae).

Un valor añadido que pueden ofrecer las áreas de frontera constituidas por especies leñosas es que son consideradas de bajo riesgo por el aporte de plagas que pueden hacer a cultivos hortícolas, de grano o forrajeros (Altieri y Nicholls, 2010).

Como se ha expresado anteriormente, las áreas seminaturales son de gran valor para el CBC pero su proporción es variable en los sistemas hortícolas según el nivel de intensificación de las regiones productivas, existiendo zonas donde la horticultura se desarrolla en áreas diversificadas, acompañadas de cultivos más estables (frutales, forestales) en el tiempo hasta aquellas donde la misma se desarrolla en un paisaje formado predominantemente por invernaderos donde la vegetación se ha reemplazado por estas estructuras artificiales con la consiguiente pérdida de biodiversidad como pueden observarse en la región mediterránea del sudeste de España (Almería). En estos casos se está estudiando

cómo las áreas alrededor de los invernaderos pueden ser restauradas con vegetación nativa para que actúen como barreras fitosanitarias limitando la dispersión de las plagas entre los cultivos, a la vez que conserven enemigos naturales que pueden ingresar a los invernaderos y actuar sobre las plagas (Rodríguez *et al.*, 2012).

2. Manejo de la flora espontánea

Si bien, existen muchas especies que constituyen la flora espontánea que se han determinado como reservorio de plagas, su presencia dentro o alrededor de cultivos (bordes, banquinas, alambrados) y otros espacios no cultivables, pueden cumplir el rol de aumentar la diversidad y abundancia de depredadores y parasitoides que encuentran en ellas presas y huéspedes alternativos, en momentos de ausencia de las plagas de cultivos, como también flores de donde extraer polen y néctar (Montero, 2008). Además, estas áreas pueden ser refugios para la hibernación, ocultamiento y reproducción de especies predatoras (Montero y Lietti, 1998; Carmona y Landis, 1999) y su proximidad a los cultivos provee un fácil movimiento de los insectos, especialmente aquellos que no se transportan largas distancias para buscar alimento.

Sin embargo, el uso sistemático de herbicidas de amplio espectro ha ido modificando la composición de estas comunidades vegetales (Puricelli y Tuesca, 1997; Vitta, 2004), con la consecuente disminución en la abundancia de individuos de especies valiosas. En los últimos años, el rol de estas plantas espontáneas, comúnmente llamadas malezas, ha cobrado importancia, dándole jerarquía a los servicios ecosistémicos que brindan (Fiedler *et al.*, 2008).

Entre las plantas y los insectos existen relaciones tróficas complejas mediadas por compuestos químicos. Tal como ocurre con herbívoros especialistas que se alimentan de muy pocas especies vegetales, como es el caso de algunos artrópodos sobre plantas de la familia *Brassicaceae*. Las plantas de esta familia botánica se caracterizan por sintetizar glucosinolatos e isotiocianatos, producidos a partir de aminoácidos y azufre. Está demostrado que estos compuestos químicos secundarios son defensas constitutivas de las plantas: actúan frente a diversos agentes patogénicos, o como antibióticos e inhibidores del crecimiento fúngico y en general son tóxicos para nematodos. Para muchos insectos generalistas, los

glucosinolatos actúan inhibiendo tanto la alimentación como la oviposición; por el contrario, en los especialistas las estimulan. Por otra parte, las relaciones químicas planta-insecto también se extienden a artrópodos biocontroladores. En estos casos, para algunos parasitoides y predadores los glucosinolatos y sus derivados constituyen claves químicas para identificar la presencia del herbívoro hospedante o presa. Estudios sobre la tasa de parasitismo de la oruga *Pieris rapae* (Lepidoptera: Pieridae) producida por *Cotesia glomerata* (Hymenoptera: Braconidae), develaron que las tasas fueron mayores en plantas de repollo (*Brassica oleracea*) respecto a otras plantas de las familias Tropeolaceae (*Tropaeolum majus*) y Capparaceae (*Cleome spinosa*) (Benrey *et al.*, 1997). Los compuestos atrayentes podrían ser isotiocianatos, glucosinolatos que se hidrolizan en las plantas una vez atacadas por los herbívoros.

2.1. Estudio de caso en la Argentina: las brásicas espontáneas como fuente de recursos para artrópodos benéficos

En los agroecosistemas hortícolas de la región pampeana los cultivos de *Brassicaceae* representan una parte importante de la producción otoño–invernal. Una de las plagas principales es la polilla de las coles *Plutella xylostella* (Plutellidae, Lepidoptera) (Ver *Capítulo 17*). Esta especie posee características químicas y biológicas que dificultan su manejo: tiene muchas generaciones al año (Vickers *et al.*, 2004) y posee una gran capacidad de desarrollar resistencia a diferentes principios activos (Wang y Wu, 2012). En este contexto el control biológico ha tomado relevancia para manejar esta y otras plagas importantes como los pulgones en los cultivos de repollo, rúcula, brócoli, etc. En estudios realizados en el sur de Santa Fe en cultivos de brócoli y plantas *Brassicaceae* espontáneas de bordes se pudo comprobar que la diversidad y abundancia del ensamble de artrópodos depredadores-parasitoides fue mayor en las plantas espontáneas que en los propios cultivos monitoreados. La composición específica de este grupo de artrópodos en el follaje resultó ser diferente entre plantas espontáneas y cultivadas: en las primeras fue notable la presencia de depredadores, mientras que en el cultivo predominaron los adultos de parasitoides de las plagas relevadas más abundantes (Fernández *et al.*, 2012). Las brásicas espontáneas en los agroecosistemas pueden contribuir a mantener a ciertos

herbívoros fuera de los cultivos. Relevamientos en diferentes especies de brásicas mostraron que los coleópteros *Microtheca ochroloma* (Crysomelidae) y *Listroderes costirostris* (Curculionidae), herbívoros asociados a *Brassicaceae*, fueron más abundantes en las plantas de “mastuerzo” (*Coronopus didymus*), “mostacilla” (*Rapistrum rugosum*), “bolsa de pastor” (*Capsella bursa-pastoris*) y “nabillo” (*Sisymbrium irio*), que en las plantas cultivadas (Fernández, 2014). Si bien, pudo constatarse que los insectos plagas se desarrollaron en brásicas silvestres, las características químicas de estas plantas hacen que, en comparación con sus pares cultivadas, la performance de plagas como *P. xylostella* sea menor (Muhamad *et al.*, 1994). Sumado a esto, la presencia de algunos pocos ejemplares de insectos plagas permiten el desarrollo de enemigos naturales especialistas. Un ejemplo de esto se vio en larvas de *P. xylostella* parasitadas por *Apanteles piceotrichosus* (Braconidae, Hymenoptera) en plantas de altamisa colorada *Descurainia appendiculata*, o *Aphidius* sp. (Braconidae, Hymenoptera) parasitando al pulgón *Lipaphis erysimi* (Aphididae, Hemiptera) en bolsa de pastor (*Capsella bursa-pastoris*) (Fernández, 2014). En el mismo trabajo se registraron, en las brásicas espontáneas, predadores como vaquitas (Coccinelidae) y sírfidos, alimentándose de pulgones de las brásicas (“pulgón de la mostaza” *Lipaphis erysimi* y “pulgón del repollo” *Brevycorine brassicae*); estos enemigos naturales actúan luego como controladores de pulgones en otros cultivos de hoja, como la lechuga.

Diversos estudios indican que, los adultos de parasitoides y aquellos con larvas predatoras, pueden incrementar su performance en presencia de una fuente azucarada como es el néctar de las flores siempre que exista una compatibilidad morfológica y fenológica entre ambas especies. Al respecto se observó que las brásicas con corola más pequeña, como “bolsa de pastor”, “nabillo” y “altamisa colorada”, se caracterizaron por ser visitadas por sírfidos y parasitoides, insectos pequeños; mientras que en las especies de corola más grande, como “mostacilla” y colza (*Brassica napus*) y rúcula, se destacó la presencia de insectos polinizadores de mayor tamaño, como abejas (*Apis mellifera*) (Apidae, Hymenoptera) y el “melírido rayado” *Astylus vittaticollis* (Meliridae, Coleoptera) (Fernández, 2014). Las brásicas, al poseer un ciclo biológico otoño-invernal, aportan recursos florales en un momento del año donde hay escasez de néctar y polen en el campo. Relevamientos de visitantes florales en estas plantas permitieron comprobar que los adultos de insectos benéficos de

importancia económica como *A. piceotrichosus*, *Aphidius* sp., *Orius* sp. y *Allograpta exótica*, se alimentan de las flores de estas plantas (Meroi *et al.*, 2007; Fernández, 2014).

3. Franjas florales temporales

Las franjas florales temporarias están compuestas por una especie vegetal o varias que se denominan “plantas insectario”. Una planta insectario es una planta floral que atrae y posiblemente mantiene con sus recursos de polen y néctar a poblaciones de enemigos naturales que contribuyen al control biológico en los cultivos (Parolin *et al.*, 2012). Estas plantas son introducidas en los sistemas hortícolas y son capaces de atraer avispitas parasitoides y moscas depredadoras por los recursos alimentarios y estructuras florales que les ofrecen. Tanto el polen como el néctar se encuentran en los nectarios de las flores. Es importante además considerar la existencia de nectarios extraflorales que pueden proveer un alimento de composición diferente al del néctar y pueden servir como recurso en épocas de escasez de presas. Hay que considerar también que muchas plantas florales no necesariamente son atractivas para los enemigos naturales o aquellas atractivas pueden tener nectarios que son inaccesibles (Wäckers y Van Rijb, 2012), lo que hace preciso una correcta elección de la especie floral de acuerdo con los enemigos naturales a potenciar en cada sistema productivo. Ambos recursos alimentarios son importantes en el metabolismo de los enemigos naturales, así como para incrementar la calidad de la ingesta, su longevidad, fertilidad y actividad (Gurr y Nicol, 2000). En cuanto a estos últimos dos aspectos, se ha comprobado que la eficiencia de búsqueda y capacidad reproductiva de las hembras de parasitoides y depredadores depende de la disponibilidad de alimento, como fue demostrado para varias especies de sírfidos cuyas larvas aumentaron su capacidad de depredación sobre pulgones cuando el alimento estuvo disponible en cantidad suficiente (Hogg *et al.*, 2011). En los parasitoides se comprobó que la escasez de alimento produjo una reabsorción de huevos maduros y por ende de la fecundidad, observándose una redirección de la energía hacia la búsqueda del hospedero y supervivencia de los adultos (Rivero y Casas, 1999).

Se comprobó que la ingesta de polen tiene un impacto positivo sobre la fecundidad como ocurre en los sírfidos y ácaros mientras que, en los parasitoides, su consumo en condiciones naturales no está del todo clara (Lu *et al.*, 2014).

La incorporación de las “plantas insectario” en forma de franjas temporales dentro de los sistemas productivos es considerada la forma más intensiva del CBC, siendo las especies florales más utilizadas a nivel mundial el aliso (*Lobularia maritima*), el fagopiro o trigo sarraceno (*Fagopirum esculentum*), coriandro (*Coriandrum sativum*), hinojo (*Foeniculum vulgare*), entre otras.

Para aumentar la diversidad funcional en ambientes efímeros como son los cultivos hortícolas, los trabajos realizados se centran tanto en el uso de franjas de plantas cultivadas como en la importancia de los márgenes silvestres, como ya se ha mencionado previamente. Un trabajo realizado por Balzan y Moonen (2013) indica que la integración de estos dos ambientes (natural e introducido) potenciaron los enemigos naturales en cultivos orgánicos de tomate, ya que el ambiente natural sostuvo enemigos naturales en las primeras etapas del ciclo del cultivo, reduciendo la abundancia y acción de las plagas, mientras que la franja cultivada actuó como cultivo trampa para los insectos picadores suctores. Aumentó la tasa de parasitismo y redujo el daño por lepidópteros.

En el cultivo de lechuga se observó que la incorporación de franjas de flores no produjo una reducción significativa de minadores de hoja cuando se lo comparó con cultivos rodeados por suelo descubierto (Masetti *et al.*, 2010). Sin embargo, Pascual-Villalobos *et al.*, (2006) observaron que el *Coriandrum sativum* y *Chysantemun coronarium* intercaladas con lechuga promovieron las poblaciones de sírfidos, sin evidenciar diferencias significativas, mientras que Sengonca *et al.* (2002) detectaron el aumento en las poblaciones de cuatro depredadores polífagos cuando se acompañó a los cultivos con algunas malezas. Géneau *et al.* (2012) obtuvieron un incremento en los parasitoides de la oruga *Mamestra brassicae* (L.) (Lepidoptera: Noctuidae) cuando se plantó *Fagopyrum esculentum*, *Centaurea cyanus* y *Vicia sativa*. La incorporación de franjas de aliso para atraer a sírfidos para el control del “pulgón de la lechuga” *Nasonovia ribisnigri* es una práctica habitual en California para la producción de lechuga al aire libre entre los productores orgánicos de la zona. A tal punto, que se realizan siembras directas con semillas peletadas de lechuga, incorporando también el peleteado de las semillas de aliso para poder sembrarlas al mismo tiempo que se hace el cultivo;

sin embargo, no se ha establecido todavía un diseño para la incorporación de las franjas florales dentro de los predios productivos (Brennan, 2013). A pesar de la adopción de esta práctica se considera que el CBC en lechuga es una técnica que necesita mayor investigación (Barrière *et al.*, 2014).

Otros cultivos que pueden actuar como “plantas insectario” son los cultivos de cobertura. Se trata de plantaciones temporarias que poseen múltiples objetivos de conservación como son reducir la erosión, incrementar la fertilidad del suelo, prevenir el crecimiento de malezas y proveer polen, néctar y refugio para los insectos benéficos. Para este fin se utilizan leguminosas (alfalfa, trébol blanco, vicia o melilotus), gramíneas (avena), brásicas (mostaza) y otras especies como trigo sarraceno (*F. esculentum*), planta perteneciente a la familia de las poligonáceas ampliamente estudiada a nivel mundial para su uso en CBC tanto en cultivos hortícolas como frutales.

3.1. Estudio de caso en la Argentina: el aliso (*Lobularia maritima*) como “planta insectario” en cultivos de lechuga bajo cubierta con enfoque agroecológico

El objetivo de este estudio fue determinar los servicios que aporta el aliso (*Lobularia maritima*) como planta insectario al control biológico de plagas en lechuga. Para ello se colocó una franja de plantines de aliso en los laterales de un invernadero de lechuga var. “Gizelle” con enfoque agroecológico en Concordia (31° 22' Lat. S, 58° 07' Long. O). Se evaluó la presencia de los visitantes florales y, paralelamente, de plagas y enemigos naturales sobre las plantas de lechuga. Durante el otoño las franjas de aliso sostuvieron como plaga al “trips de las leguminosas” (*Caliothrips phaseoli*) alcanzando una media de 1,9 trips/planta, y los siguientes enemigos naturales: *Orius* sp. (0,5/pl), *Allograpta* sp. (sífido) (0,3/pl) y arañas (0,15/pl). Los depredadores más abundantes que visitaron las flores de alisos en invierno pertenecieron a los siguientes géneros de sírfidos: *Allograpta*, *Toxomerus*, *Syrhus ribesii* y *Pseudodoros clavatus*. Otros visitantes florales del aliso correspondieron a abejas (*Apis mellifera*), coleópteros fitófagos y lepidópteros que utilizaron el polen y néctar de las flores como recurso alimentario, pudiendo tener algún efecto negativo sobre los cultivos acompañantes. En primavera se registraron adultos de *Toxomerus* sp. sobre las flores y larvas sobre el 25 % de las

lechugas en presencia de pulgones, trips y lepidópteros. Se registraron además parasitoides (Braconidae y Calcididae), arañas y coleópteros. Los sírfidos y las arañas fueron los principales biocontroladores.

Puede concluirse que el aliso se adaptó bien como acompañante de cultivos de lechuga en la zona evaluada ya que provee servicios para sostener polinizadores y enemigos naturales que contribuyeron a disminuir las poblaciones de plagas sobre el cultivo de lechuga (Díaz *et al.*, 2016).

Como efecto contrapuesto puede citarse que los alisos proveen polen y néctar para lepidópteros que pueden causar daño sobre los cultivos acompañantes. El aliso pertenece a la familia de las *Brassicaceae* y por lo tanto no se recomendaría como planta acompañante de cultivos de la misma familia botánica como es la rúcula o repollos, por compartir la plaga clave de esta familia botánica (*Plutella xylostella*).

4. Incorporación de “plantas banco”

Una “planta banco” es un componente del “sistema de planta banco” que junto con alimento alternativo y organismos benéficos es un “sistema de cría y liberación” incorporado intencionalmente o establecido en un cultivo para el control de plagas en invernaderos o en cultivos al aire libre (Huang, 2011; Parolin *et al.*, 2012). Así como se expuso que las “plantas insectario” proveen alimento para los enemigos naturales, las “plantas banco” les ofrecen refugio y presas/hospederos alternativos, según se trate de depredadores o parasitoides.

La planta banco se coloca dentro del cultivo, ya sea entre sus líneas o en los laterales y cabeceras de las parcelas productivas. El sistema de planta banco se utiliza más frecuentemente en cultivos que se realizan bajo cubierta, dado que los invernaderos ofrecen una contención contra la dispersión del enemigo natural, acortando las distancias y favoreciendo la disminución del tiempo de búsqueda del huésped. El objetivo de la utilización de plantas banco es tener establecido en el ambiente al/a los biocontrolador/es, antes de la llegada de la plaga al cultivo.

El sistema de planta banco es un sistema tri-trófico compuesto por:

1º nivel trófico (planta):

- ❖ **cultivo de interés:** aquel que deseamos proteger del ataque de un insecto plaga
- ❖ **planta hospedera alternativa:** generalmente se utilizan cereales (trigo, cebada, avena, etc.)

2º nivel trófico (herbívoro):

- ❖ **plaga a controlar**
- ❖ **huésped alternativo:** los más utilizados son pulgones que solo se alimentan de cereales. Ejemplos de especies comúnmente utilizadas son *Rhopalosiphon padi* (“pulgón de la avena”) y *Sitobion avenae* (“pulgón de la espiga” o “pulgón verde de la avena”).

3º nivel trófico (enemigo natural):

- ❖ **parasitoides o predador (=biocontrolador):** común a ambos herbívoros
- ❖ **La implementación práctica del sistema de “planta banco” requiere la consideración de algunos aspectos importantes:** 1- el huésped/presa alternativa debe ser específico de la planta hospedera alternativa y no debe atacar al cultivo, 2- el enemigo natural que ataca a este huésped alternativo debe ser oligófago e incluir en su lista de huéspedes/presa a la plaga y 3- la preferencia del enemigo natural por ambos huéspedes/presas (plaga y alternativo) debe ser similar.

4.1. Estudio de casos en la Argentina: implementación de “plantas banco” en cultivos de rúcula y pimiento

El empleo del sistema planta banco como método para mejorar el control biológico de áfidos se discute a continuación tomando como caso de estudio las experiencias conducidas en el Insectario de Investigaciones para Lucha Biológica, IMYZA, CICVyA, CNIA, INTA. El objetivo de este trabajo fue evaluar la eficiencia del sistema de planta banco para mejorar el control biológico por parasitoides de áfidos. Para ello, se realizaron dos experiencias, la primera de ellas en un cultivo de rúcula y la segunda en uno de pimiento (diferentes en cuanto a época de producción, duración de su ciclo productivo y órgano de cosecha).

Se utilizó un invernáculo del tipo macrotúnel de 180 m², en el cual, a través del uso de jaulas de exclusión/inclusión de 55 x 60 x 80 cm (Figura 1), se compararon distintos tratamientos:

- ❖ **Control:** sin la introducción de parasitoide
- ❖ **Inoculativo:** con la introducción del parasitoide a través de liberaciones inoculativas de adultos.
- ❖ **Conservativo:** con la introducción del parasitoide a través de la utilización de plantas banco.



Figura 1. Invernáculo de tipo macrotúnel con jaulas de inclusión en su interior.

Las plantas banco fueron preparadas en el laboratorio exponiendo macetas con avena infestadas con ninfas de *R. padi* a hembras previamente fecundadas del parasitoide *A. colemani*. Una vez formadas las momias se llevaron las macetas (plantas banco) a las jaulas correspondientes (1 maceta/ jaula/ 15 días). Cada maceta con avena y *R. padi* contenía en promedio un 70 % de áfidos parasitados (Figura 2).



Figura 2. Planta banco = avena con *Rhopalosiphon padi* y momias de *Aphidius colemani*.

Las plantas banco fueron renovadas cada 2 semanas y cuando la densidad de áfidos plaga comenzó a aumentar y se observaron momias y adultos del parasitoide en el ambiente, se detuvo su introducción y recambio. Con este manejo se garantizó que la densidad de áfidos alternativos (*R. padi* en este estudio) que escapara al parasitismo (por *A. colemani* en este estudio) fuera mínima en comparación con la densidad de áfidos plaga (*M. persicae* en este estudio).

La introducción de plantas banco mostró resultados diferentes cuando esta estrategia fue evaluada en el cultivo de rúcula y en el cultivo de pimiento. En el cultivo de rúcula se observaron diferencias en la población de la plaga entre las dos estrategias de introducción del parasitoide, liberaciones inoculativas y utilización del sistema de planta banco. Las menores densidades de la plaga se observaron con la introducción de la planta banco. El porcentaje de parasitismo fue mayor en el tratamiento con introducción de planta banco y solo hacia finales del ensayo el porcentaje de parasitismo comenzó a aumentar en el tratamiento con liberaciones inoculativas de adultos del parasitoide (Figura 3).



Figura 3. Aspecto del cultivo de rúcula hacia finales del ensayo según el tratamiento aplicado (hilera de cultivo de 60 cm). A) Corresponde al tratamiento sin introducción de parasitoide. B) Corresponde al tratamiento con introducción de plantas banco.

En este cultivo se observó que la táctica de introducción de planta banco resultó más eficiente en términos del control ejercido sobre la plaga, que la táctica de liberaciones inoculativas de adultos del parasitoide. Cualquiera sea su modo de utilización, una vez introducido en el sistema *A. colemani* requiere de un cierto tiempo para poder expresar todo su potencial biológico. Cuando se inician liberaciones inoculativas frente a la detección de la plaga, la experiencia mostró que no se alcanza a realizar un control eficiente por la baja relación entre los parasitoides y los pulgones. En cambio, con el sistema de plantas banco el productor se independiza de la necesidad de detectar la plaga. El parasitoide comienza a actuar con niveles de plaga demasiado bajos para ser detectados en el monitoreo. Este control temprano es el factor clave para mantener durante el cultivo niveles poblacionales de la plaga que no provoquen un daño económico. En un cultivo de corta duración, como la rúcula, la anticipación del control es un factor aún más crítico que explica las diferencias a favor de las plantas banco.

En el cultivo de pimiento se compararon las mismas estrategias de control biológico probadas en el cultivo de rúcula. El cultivo de pimiento posee una duración del ciclo productivo más extenso que la rúcula y además se produce en otra época del año en donde las condiciones ambientales (particularmente la temperatura) difieren. En la experiencia realizada en este cultivo no se observaron diferencias en el control de la plaga entre las plantas banco y la liberación inoculativa.

La época del año y el ciclo del cultivo son factores a tener en cuenta para la implementación de una u otra estrategia.

4.2. Estudio de casos en la Argentina: uso de “planta banco” en pretrasplante de tomate

Una categoría particular de “planta banco” comprende plántulas del cultivo inoculados con enemigos naturales durante la etapa de almácigo (“*nursery banker plants*”, en inglés). Este sistema es utilizado para inocular plantines de tomates con chinches depredadoras de la familia Miridae. En España se utiliza para la liberación del mírido *Nesidiocoris tenuis* para el control de polilla del tomate y la mosca blanca *B. tabaci* en invernaderos de tomate (Calvo *et al.*, 2012). En la Argentina se ha evaluado este sistema en invernaderos del Cinturón Hortícola Platense para la liberación de la chinche *Tupiocoris cucurbitaceus* (Spinola) que se alimenta principalmente de moscas blancas (*T. vaporariorum* y *B. tabaci*) pero es capaz de alimentarse de otras presas como huevos y larvas de polilla del tomate (*T. absoluta*) y del pulgón del duraznero (*M. persicae*), lo que permite la supervivencia en ausencia o baja densidad de su presa principal. La introducción a los invernaderos de la chinche depredadora en la etapa de pretrasplante utilizando plantines de tomate permite anticipar la instalación del mírido y logra una mejor distribución del mismo dentro del invernadero, al mismo tiempo que se logra reducir costos por una menor dosis de uso y tiempo demandado para la liberación (Polack *et al.*, 2017).

INTEGRACIÓN DEL CONTROL BIOLÓGICO POR CONSERVACIÓN CON OTRAS TÁCTICAS DENTRO DEL MIP

El CBC es compatible y complementario con el CB inoculativo/inundativo permitiendo cubrir la falta de establecimiento de los enemigos naturales dentro de los invernaderos.

Cuando se pretende implementar el CBC es necesario considerar la compatibilidad entre esta táctica y otras del MIP, ya que podrían afectar en forma directa a los enemigos naturales que se pretende conservar e incrementar.

Para ello, debe realizarse una gestión sustentable del suelo que incluye el laboreo, la selección de variedades resistentes a plagas y la fertilización orgánica.

Estas prácticas agronómicas relacionadas con un manejo conservacionista del suelo tenderán a mejorar indirectamente la “salud” de la parte aérea de los cultivos y a preservar y potenciar los biocontroladores del suelo, entre ellos a los hongos entomopatógenos, que ante condiciones de microclima favorable podrán desarrollar epizootias controlando a los insectos plaga. Tal es el caso de los hongos Entomophthorales, capaces de desarrollar epizootias naturales sobre plagas que afectan a los cultivos protegidos, siendo la especie *Pandora neoaphidis* capaz de reducir drásticamente las poblaciones de pulgones que afectan distintos cultivos hortícolas (Díaz *et al.*, 2010).

Para la conservación de los biocontroladores que se pretenden potenciar con las estrategias mencionadas es necesario hacer mucho énfasis en el uso de plaguicidas selectivos o biológicos en los casos de ser necesario una medida de control complementaria. Para ello, deben seleccionarse principios activos que minimicen los efectos secundarios sobre los enemigos naturales presentes en el agroecosistema en cuestión.

ALTERNATIVA PARA MEJORAR EL CBC EN INVERNADEROS: USO DE SUPLEMENTOS ALIMENTICIOS PARA LOS ENEMIGOS NATURALES

Otra alternativa para aumentar las poblaciones de enemigos naturales es mediante la pulverización de alimento artificiales o naturales (“*food sprays*”) sin que ello favorezca a las plagas (Mensah y Singleton, 2003), conocidos también como “suplementos alimenticios”. Estos alimentos proveen generalmente carbohidratos e ingredientes ricos en proteínas que son pulverizados sobre el follaje en una o más ocasiones y pueden tener una persistencia de entre 2 a 14 días (Wade, 2008). El polen puede servir como alimento para los ácaros depredadores de mosca blanca y trips, aunque según el polen que se utilice puede constituir un riesgo potencial porque algunas especies plagas en cultivos hortícolas protegidos, como *Frankliniella*, *Thrips* y *Caliothrips*, son omnívoras. En otros países se comercializa un suplemento a base de polen que se aplica para aumentar el desempeño de ácaros predadores fitoseidos o mitigar el efecto adverso sobre los enemigos naturales que provoca la ausencia de plagas. Los

suplementos dietarios han sido utilizados para el incremento de enemigos naturales como coccinélidos (Evans y Richards, 1997) y crisopas (Hagen *et al.*, 1971), aunque por el momento su aplicación ha sido en pequeña escala y necesita mayor investigación.

Otros suplementos dietarios como los huevos de *Ephestia kuhniella* mezclados con quistes del camarón *Artemia* sp. son comercializados en otros países como fuentes de alimento para míridos depredadores generalistas como *Macrolophus pygmaeus* y *Nesidiocoris tenuis*. De esta manera se logra mantener las poblaciones de estos enemigos naturales en cultivos protegidos de tomate en ausencia de mosca blanca (Castañé *et al.*, 2006).

El desarrollo de recursos alimenticios alternativos cuya aplicación sea económicamente viable en grandes superficies protegidas es considerado por varios autores como un desafío para aumentar el control biológico en invernaderos en el futuro próximo (Messelink *et al.*, 2014).

BIBLIOGRAFÍA

- Aizen, M.A., Garibaldi, L.A., Cunningham, S.A. & Klein, A.M. (2009). How much does agriculture depend on pollinators? Lessons from long-term trends in crop production. *Annals of Botany*, 103, 1579-1588.
- Altieri, M.A. (1999). The ecological role of biodiversity in agroecosystems. *Agric. Ecosyst. Environ.*, 74,19-31.
- Altieri, M., Nicholls, C. & Fritz, M. (2014). *Manage insects on your farm: A guide of ecological strategies*. Sustainable Agriculture Research and Education (SARE) Handbook. Series. Book Nº 7. College park, MD. ISBN 1-888626-10-0.
- Altieri, M. & Nicholls, C. (2010). Diseños agroecológicos para incrementar la biodiversidad de netomofauna benéfica en agroecosistemas. Sociedad Latinoamericana de Agroecología (SOCLA). 80 p.
- Andorno, A.V. & López, S.N. (2014). Biological control of *Myzus persicae* (Hemiptera: Aphididae) through banker plant system in protected crops. *Biological Control*, 78, 9-14.
- Balzan, M.V. & Moonen, A.C. (2013). Field margin vegetation enhances biological control and crop damage suppression from multiple pests in organic tomato fields. *Entomol. Exp. et Appl.*, 150, 45-65.
- Barbosa, P. (1998). Agroecosystems and conservation biological control. *In: Conservation Biological control*, Barbosa, P. (Ed.). Academic Press, London, UK, pp. 39-54. ISBN: 978-0-12-078147-8.
- Barrière, V., Lecompte, F., Nicto, P.C., Maisonneuve, B., Tchamichian, M. & Lescourret, F. (2014). Lettuce cropping with less insecticides. A review. *Agro. Sustain. Dev.* 34,175-198.
- Barzman, M., Bárberi, P., Birch, A.N.E., Boonekamp, P., Dachbroadt-Saaydeh, S., Graf, B.,... & Sattin, M. (2015). Eight principles of integrated pest management. *Agron. Sustain. Dev.* 17 p.
- Benrey, B., Denno, R.F. & Kaiser, L. (1997). The influence of plant species on attraction and host acceptance in *Cotesia glomerata* (Hymenoptera: Braconidae). *Journal of insect behavior*, 10(5), 619-630.
- Brennan, E.B. (2013). Agronomic aspects of strips intercropping lettuce with lyssum for biological control of aphids. *Biological Control*, 65, 302-311.
- Calvo, F.J., Lorente, M.J., Stansly, P.A., & Belda, J.E. (2012). Preplant release of *Nesidiocoris tenuis* and supplementary tactics for control of *Tuta absoluta* and *Bemisa tabaci* in greenhouse tomato. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 143(2), 111-119.
- Carmona, D.M. & Landis, D.A. (1999). Influence of refuge habitats and cover crops on seasonal activity-density of ground beetles (Coleoptera-Carabidae) in field crops. *Environmental Entomology*, 28(6), 1145-1153.
- Castañé, C., Quero R. & Riudavets J. (2006). The brine shrimp *Artemia* sp. as alternative prey for rearing the predatory bug *Macrolophus caliginosus*. *Biological Control*, 38, 405-412.
- De Bach, P. (1964). *Biological control of insect pests and weeds*. De Bach, P. (Ed.). Londres, Inglaterra. Chapman & Hall, London. 844 p.

- Díaz, B.M., Legarrea, S., Marcos-García, M.A. & A. Fereres. (2010). Spatio-temporal relationships among aphids, the entomophthoran fungus *Pandora neoaphidis*, and aphidophagous hoverflies in outdoor lettuce. *Biological Control*, 53, 304-311.
- Díaz, B.M., Maza, N. & Cavigliasso, P. (2016). Aportes del aliso (*Lobularia maritima*) al control biológico de plagas en la producción de lechuga agroecológica protegida en Concordia, Entre Ríos. 39º Congreso Argentino de Horticultura, ASAHO. Santa Fe, Argentina. 26 al 28 de septiembre de 2016.
- Dubrovsky Berenzstein, N., Ricci, M., Polack, L.M. & Marasas, M.E. (2017). Control biológico por conservación: evaluación de los enemigos naturales de *Brevicoryne brassicae* (Hemiptera: Aphididae) en un manejo agroecológico de producción al aire libre de repollo (*Brassica oleracea*) del Cinturón Hortícola de La Plata, Buenos Aires, Argentina. *Rev. Fac. Agron.*, 116(1), 141-154.
- Ehler, L.E. (1998). Conservation Biological Control: past, present and future. In: *Conservation Biological control*, Barbosa, P. (Ed.), Academic Press, London, UK, pp. 39-54. ISBN: 978-0-12-078147-8.
- Enkegaard, A. (2008). *Newsletter on biological control in greenhouses*. IOBC-International Organization for Biological Control of Noxious Animals and Plants. Sting. 32 p.
- Evans, E.W. & Richards, D.R. (1997). Managing the dispersal of ladybird beetles (Col.: Coccinellidae): Use of artificial honeydew to manipulate spatial distributions. *Entomophaga*, 42, 93.
- Fernández, C.A. (2014). Ensamblajes de artrópodos en *Brassicaceae* cultivadas y espontáneas en agroecosistemas (Tesis de Maestría). Zavalla, Santa Fe, Argentina.
- Fernández, C.A., Montero, G.A. & Lietti, M.M.M. (2012). Ensamblajes de herbívoros y predadores-parasitoides, en *Brassicaceae* de cultivos y bordes en agroecosistemas agrícolas y hortícolas. *En: Resúmenes, VIII Congreso Argentino de Entomología*. Bariloche.
- Fernández, V.I. & Marasas, M.E. (2015). Análisis comparativo del componente vegetal de la biodiversidad en sistemas de producción hortícola familiar del Cordón Hortícola de La Plata (CHLP), provincia de Buenos Aires, Argentina. Su importancia para la transición agroecológica. *Rev. Fac. Agron. La Plata*, 114(Núm.Esp.1), Agricultura Familiar, Agroecología y Territorio: 15-29.
- Fiedler, A.K., Landis, D. & Wratten, S.D. (2008). Maximizing ecosystem services from conservation biological control: The role of habitat management. *Biological Control*, 45, 254-271.
- Frank S.D. (2010). Biological control of arthropod pests using banker plant systems: Past progress and future directions. *Review. Biological Control*, 52, 8-16.
- Géneau, C., Wäckers, F. L., Luka, H., Daniel, C. & Balmer, O. (2012). Selective flowers to enhance biological control of cabbage pests by parasitoids. *Basic and Applied Ecology*, 13, 85-93.
- Godfray, H.C.J., Beddington, J.R., Crute, I.R., Haddad, L., Lawrence, D., Muir, J.F., Pretty, J., Robinson, S., Thomas, S.M. & Youlmin, C. (2010). Food security: the challenge of feeding 9 billion people. *Science*, 327, 812-817.
- Gurr, G.M. & Nicol, H.I. (2000). Effect of food on longevity of adults of *Trichogramma carverae* Oatman and Pinto and *Trichogramma nr brassicae* Bezdenko (Hymenoptera: Trichogrammatidae). *Austral Entomology*, 39,185-187.

- Hagen, K.S., Sawall, E.F. & Tassan, R.L. (1971). The use of food sprays to increase effectiveness of entomophagous insects. *Proc. Tall Timbers Conf. on Ecot. Anim. Control*, 2, pp. 59-81.
- Hogg, B.N., Bugg, R.L. & Daane, K.M. (2011). Attractiveness of common insectary and harvestable floral resources to beneficial insects. *Biological Control*, 56, 76-84.
- Huang, N., Enkegaard, A., Osborne, L.S., Ramakers, P.M.J., Messelink, G.J., Pijnakker, J. & Murphy, G. (2011). The Banker Plant Method in Biological Control. *Critical Reviews in Plant Sciences*, 30, 259-278.
- Isaacs, R., Tuell, A., Fiedler, M., Gardiner, M. & Landis, D. (2009). Maximizing arthropod-mediated ecosystem services in agricultural landscapes: The role of native plants. *Frontiers in Ecology and Environment*, 7, 196-203.
- Landis, D.A., Wratten, S.D. & Gurr, G.M. (2000). Habitat management to conserve natural enemies of arthropod pests in agriculture. *Ann. Rev. Entomol.*, 45, 175-201.
- Lu, Z.X., Zhu, P.Y., Huang Gurr, G.M., Zheng, X.S., Read, D.M.Y., Heong, K.L. & Xu, H.X. (2014). Mechanisms for flowering plants to benefit arthropod natural enemies of insect pests: prospects for enhanced use in agriculture. *Insect Science*, 21, 1-12.
- Marasas, M.E., Fernández, V.I. & Dubrovsky Berestein, N. (2014). Conocer y reconocer la agrobiodiversidad en sistemas hortícolas familiares: una estrategia para avanzar en la solución de los problemas del sector. *Revista LEISA*, 30, 26-28.
- Masetti, A., Lanzoni, A. & Burgio, G. (2010). Effects of flowering plants on parasitism of lettuce leafminers. *Biological Control*, 54, 263-269.
- Mensah, R.K. & Singleton, A. (2003). Optimum timing and placement of a supplementary food spray Envirofeast® for the establishment of predatory insects of *Helicoverpa sp.* in cotton systems in Australia. *International Journal of Pest Management*, 49, 163-168.
- Meroi, E., Birkenmeier, C., Reyes, V. & Montero, G.A. (2007). Visitantes florales presentes en cultivos de "colza" *Brassica napus* L. en la localidad de Zavalla (SF). *En: Resúmenes, I Jornadas de Ciencia y Tecnología*. UNR, Rosario, Argentina.
- Messelink, G.J., Bennison, J., Alomar, O., Ingegno, B.L., Tavella, L., Shipp, L., Palevsky, E. & Wäckers, F.L. (2014). Approaches to conserving natural enemies populations in greenhouse crops: current status and future prospects. *BioControl*, 59, 377-393.
- Montero, G.A. & Lietti, M.M. (1998). Hibernación de *Calosoma argentinense* Csiki, 1927 (Coleoptera: Carabidae). *Revista Sociedad Entomológica Argentina*, 57(1-4), 13-16.
- Montero, G.A. (2008). Comunidades de artrópodos en vegetación de áreas no cultivadas del sudeste de Santa Fe. (Tesis de Maestría). Zavalla, Santa Fe, Argentina.
- Muhamad, O., Tsukuda, R., Oki, Y., Fujisaki, K. & Nakasuji, F. (1994). Influences of wild crucifers on life history traits and flight ability of the diamondback moth, *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Yponomeutidae). *Researches on population ecology*, 36(1), 53-62.
- Müller, C.B. & Brodeur, J. (2002). Intraguild predation in biological control and conservation biology. *Biological Control*, 25, 216-223.
- Murphy, G.D. & Broadbent, A.B. (2004). Biological control in chrysanthemum. *In: Heinz, K.M., Van Driesche, R.G. & Parrella, M.P. (Eds.), Biocontrol in Protected Culture*, Ball Publishing Batavia, West Chicago, USA. pp. 343-359.

- Osborne, L.S., Bolkmans, K., Landa, Z. & Pena, J. (2004). Kinds of natural enemies. *In*: Heinz, K.M., Van Driesche, R.G. & Parrella, M.P. (Eds.), *Biocontrol in Protected Culture*, Ball Publishing Batavia, West Chicago, USA. pp. 95-127.
- Paleologos, M.F., Flores, C.C., Sarandón, S.J., Stupino, S.A. & Bonicatto, M.M. (2008). Abundancia y diversidad de la entomofauna asociada a ambientes seminaturales en fincas hortícolas de La Plata, Buenos Aires, Argentina. *Revista Brasileira de Agroecologia*, 3(1), 28-40.
- Parolin, P., Bresch, C., Poncet, C. & Desneux, N. (2012). Funcional characteristics of secondary plants for increased pest management. *International Journal of Pest Management*, 58, 369-377.
- Pascual-Villalobos, M.J., Lacasa, A., González, A., Varó, P. & García, M.J. (2006). Effect of flowering plant strip on aphid and syrphid populations in lettuce. *Eur. J. Agron.*, 24, 182-185.
- Polack, L., López, S.N., Silvestre, C., Viscarret, M., Andorno, A., del Pino, M., Peruzzi, G., Gómez, J. & Iezzi, A. (2017). Control biológico en tomate con el mirido *Tupiocoris cucurbitaceus*. Recuperado de https://inta.gob.ar/sites/default/files/inta_-_control_biologico_en_tomate_con_tupiocoris_cucurbitaceus.pdf
- Polis, G.A., Myers, C.A. & Holt, R.D. (1989). The ecology and evolution of intraguild predation: potential competitors that eat each other. *Annual Review of Ecology and Systematics*, 20, 297-330.
- Puricelli, E.C. & Tiesca, D.H. (1997). Análisis de los cambios en las comunidades de malezas en sistemas de siembra directa y sus factores determinantes. *Revista de la Facultad de Agronomía UNLP*, 102(1), 97-118.
- Rivero, A. & Casas, J. (1999). Rate of nutrient allocation to egg production in a parasitic wasp. *Proceedings of the Royal Society*, 266, 1169-1174.
- Rodríguez, E. & González, M. (2014). Vegetación autóctona y control biológico: diseñando una horticultura intensiva sostenible. *Fichas de transferencia Cajamar*, 004, 1-14.
- Rodríguez, E., Schwazer, V., Van der Blom, J., Cabello, T. & González, M. (2012). The selection of native insectary plants for landscaping in greenhouses areas of SE Spain. *IOBC/WPRS Bull.*, 75, 73-76.
- Sarandón, S.J. & Flores, C.C. (2014). Bases agroecológicas para el diseño y manejo de agroecosistemas sustentables. EUNLP. ISBN: 978-950-34-1107-0. 467 p.
- Sengonca, C., Kranz, J. & Blaeser, P. (2002). Attractiveness of three weed species to polyphagous predators and their influence on aphid populations in adjacent lettuce cultivations. *Anzeiger für Schädlingskunde*, 75, 161-165.
- Vickers, R.A., Furlong, M.J., White, A. & Pell, J.K. (2004). Initiation of fungal epizootics in diamondback moth populations within a large field cage: proof of concept of auto-dissemination. *Entomologia experimentalis et applicata*, 111, 7-17.
- Vitta, J. (2004). La diversidad biológica y el uso masivo de glifosato: elementos para la discusión. *Agromensajes*, 13, 1-2.
- Wäckers, F.L. & Van Rijn, P.C.J. (2012). Pick and Mix: Selecting Flowering Plants to Meet the Requirements of Target Biological Control Insects. *In*: Gurr, G.M., Wratten, S.D. & Snyder, W.E (Eds.), *Biodiversity and Insect Pests: Key Issues for Sustainable Management* (pp. 139-165). John Wiley and Sons Ltd.

- Wade, M.R., Zalucki, M.P., Wratten, S.D. & Robinson, K.A. (2008). Conservation biological control of arthropods using artificial food sprays: Current status and future challenges. *Biological Control*, 45, 185-199.
- Wang, X. & Wu, Y. (2012). High levels of resistance to Chlorantraniliprole evolved in field populations of *Plutella xylostella*. *J. Econ. Entomol.*, 105(3), 1019-23.
- Zehnder, G., Gurr, G.F., Kuhne, S., Wade, M.R., Wratten, S.D. & Wyss, E. (2007). Arthropod pest management in organic crops. *Annu. Rev. Entomol.*, 52, 57-80.

CAPÍTULO 6

COMPATIBILIDAD ENTRE EL CONTROL QUÍMICO Y EL BIOLÓGICO

Schneider, M. I., Andorno A., Fogel, M., Rimoldi, F., Strassera, M. E. y López, S. N.

INTRODUCCIÓN

En Latinoamérica, el control químico de plagas hortícolas se realiza principalmente mediante el uso de plaguicidas sintéticos de amplio espectro (Nunes *et al.*, 2005; Wyckhuys *et al.*, 2011). Así, en los cultivos hortícolas de la provincia de Buenos Aires, el control de plagas se realiza con insecticidas de amplio espectro (organoclorados, organofosforados, piretroides), con un elevado uso de fungicidas y en menor medida, herbicidas (Strassera, 2008; Cappello y Fortunato, 2008; Defensor del Pueblo, 2015). Entre los cinturones hortícolas de importancia en la provincia de Buenos Aires, toma relevancia el Cinturón Hortícola Platense (CHP). Estos sistemas productivos se han vuelto altamente dependientes de insumos externos (semillas, agroquímicos, polietileno, etc.) a fin de obtener altos rendimientos.

Bajo estos sistemas, la aparición de organismos fitófagos, plagas potenciales, se ven favorecidos debido al modo de producción, especialmente al confinamiento del área cultivada y la continua sucesión de pocos cultivos (los más rentables) a lo largo de todo el año (recurso de alta calidad nutricional), lo que genera un microclima favorable para su establecimiento y desarrollo (Albajes *et al.*, 1999; van Lenteren, 2000). Debido a esto, el control químico preventivo y sin monitoreo previo es la principal herramienta de control, con más de 30 aplicaciones durante el ciclo del cultivo en tomate, *Solanum lycopersicum* L. y en forma semanal en pimiento, *Capsicum annum* L., con insecticidas de amplio espectro y combinándolos con la aplicación de fungicidas.

Si bien, el control químico es lo más difundido para el manejo de plagas en los cultivos hortícolas de la provincia de Buenos Aires, la EEA San Pedro del INTA puso a punto para algunos cultivos hortícolas (tomate y pimiento), el Manejo Integrado de Plagas (MIP) según Protocolos propios de trabajo (Mitidieri y Polack,

2005) satisfaciendo, de este modo, los criterios de sustentabilidad y cuidado ambiental. Esta tecnología incluye 1- métodos de monitoreo de las principales plagas de tomate, 2- umbrales de acción para dichas plagas (niveles poblacionales a partir de los cuales debe tomarse una medida de acción) a fin de evitar que dichas poblaciones lleguen a niveles de daño económico, 3- utilización de plaguicidas de menor impacto ambiental (más selectivos) y 4- uso, de manera complementaria y simultánea, de otras tácticas de control (control cultural, control biológico, uso de variedades resistentes). Estos Protocolos ya han sido aplicados a escala piloto en cultivos comerciales en la EEA San Pedro, Cinturón Hortícola de Mar del Plata y norte del Gran Buenos Aires y desde la campaña 2000/2001 en establecimientos comerciales representativos del Cinturón Hortícola Platense (Polack L.A., *comunicación personal*). Por otro lado, el control biológico como herramienta de control, ya sea a través de la introducción deliberada de los enemigos naturales (EN) en los cultivos con el propósito de reducir la abundancia de las plagas, o el control biológico por conservación a través del manejo del hábitad, alimento alternativo y refugio para los EN son las alternativas disponibles para ser utilizada en programas de MIP (Landis *et al.*, 2000).

Sin embargo, para poder aplicar un programa de MIP en cultivos hortícolas, es necesario poder contar previamente con estudios de base sobre la toxicidad de plaguicidas sobre EN relevantes en cultivos agrícolas, a fin de poder compatibilizar esta estrategia con el control biológico de plagas, reduciendo el uso de plaguicidas de amplio espectro y aumentando la biodiversidad de los sistemas hortícolas.

EVALUACIÓN DE LA COMPATIBILIDAD DE CONTROL QUÍMICO CON CONTROL BIOLÓGICO: ENSAYOS DE TOXICIDAD

Teniendo en cuenta que las tendencias mundiales en control de plagas abogan por el uso conjunto de plaguicidas selectivos y EN en el marco del MIP (Kogan y Jepson, 2007), la estrategia básica en agroecosistemas consiste en hacer un mejor uso de los EN, ya sea a través de su conservación (manipulación del hábitad) (Landis *et al.*, 2000; Furlong *et al.*, 2004) o por su liberación en forma inoculativa o inundativa y la utilización de plaguicidas selectivos o de bajo riesgo. Por lo tanto, la selección de materias activas selectivas y de menor impacto sobre

los agroecosistemas resulta imprescindible de forma tal que aporten a la sustentabilidad de los sistemas agrícolas. Esta situación ha alentado, a partir de la década del '90, el desarrollo de modernos plaguicidas, los cuales han sido agrupados *a priori* debido a su elevada selectividad hacia las plagas bajo la denominación de plaguicidas biorracionales o de “*reduced-risk*”. Entre estos se destacan los insecticidas reguladores del crecimiento de los insectos (IGRs por *Insect Growth Regulator*), los inhibidores de la síntesis de lípidos, los moduladores de la “Rianodina” (neurotransmisor), las sulfoximinas (acción sobre los receptores nAChRs del sistema nervioso central) y los bioplaguicidas (de origen natural como las spinosinas y de origen vegetal o botánicos), entre otros (CASAFE, 2013-2015). Si bien en términos relativos, estos plaguicidas parecen mostrar menor toxicidad hacia insectos no blanco en relación a los convencionales, en general la incorporación de estos productos en los mercados de países emergentes como la Argentina, no requiere estudios de compatibilidad sobre enemigos naturales autóctonos ni evaluaciones a largo plazo, generándose un vacío informativo que aporta incertidumbre sobre la real selectividad de estos productos.

En este sentido, la ecotoxicología es una disciplina científica que aporta diferentes herramientas metodológicas para evaluar la toxicidad de un compuesto, mezcla de compuestos o muestra ambiental, sobre diferentes componentes de un ecosistema, ya sea natural o artificial como es el caso de los agroecosistemas. Particularmente, en lo que respecta al presente capítulo, la ecotoxicología permite evaluar la toxicidad de los plaguicidas hacia los EN de las plagas con estudios a corto y largo plazo, analizando efectos letales y subletales. Una evaluación de amplia difusión en toxicología clásica es la determinación de la DL_{50} o CL_{50} (que se refiere a la dosis o concentración a la que muere el 50 % de los individuos expuestos) a través del Análisis Probit, no muy utilizada para evaluar toxicidad de plaguicidas en EN (Schneider y Viñuela, 1999). Otra metodología muy difundida en Europa, principalmente, es la propuesta por la OICB (Organización Internacional de Control Biológico), a través de una metodología secuencial que propone evaluaciones en laboratorio, semicampo y campo (Hassan, 1994). En estos casos, en general el método de exposición del EN al plaguicida es por contacto residual y se evalúa principalmente la mortalidad y en algunos casos también la capacidad reproductiva (Hassan, 1985). Sin embargo, ambas metodologías (la clásica a tra-

vés del Análisis Probit y la propuesta por la OICB) son actualmente bastante discutidas a nivel mundial, de acuerdo a los avances en la ecotoxicología moderna y a la preocupación por la sustentabilidad de los sistemas agrícolas. En este sentido, Stark *et al.* (2007) ha demostrado que la metodología de la OICB subestima en la mayoría de los casos la acción tóxica de un plaguicida, debido a que los parámetros evaluados no son siempre los más relacionados con el desempeño de los EN. Se considera que es necesario incorporar estudios a nivel ecológico, para que la evaluación sea más realista (Desneux *et al.*, 2007). Si bien, en Europa y Estados Unidos la ecotoxicología está bastante avanzada, en la Argentina esta temática es incipiente pero con avances importantes en los últimos 13 años con estudios realizados por el Instituto de Microbiología y Zoología Agrícola (IMYZA, CNIA, INTA), siguiendo la metodología de evaluación secuencial propuesta por la OICB y los realizados por el Centro de Estudios Parasitológicos y de Vectores (CEPAVE) siguiendo las premisas de la Ecotoxicología Moderna pero tomando algunos protocolos de exposición a plaguicidas estandarizados por la OICB.

Protocolos OICB. Esquema secuencial

Con el objetivo de integrar el uso del control biológico con el químico la OICB ha delineado pautas para evaluar el impacto de los productos fitosanitarios sobre los EN parasitoides y depredadores (Candolfi *et al.*, 2001). Esta metodología propone pruebas de laboratorio y de campo que permiten seleccionar a los plaguicidas según su efecto sobre los EN elegidos para estos estudios, a través de un procedimiento en cascada o esquema secuencial propuesto por la Organización Internacional de Control Biológico (Figura1).

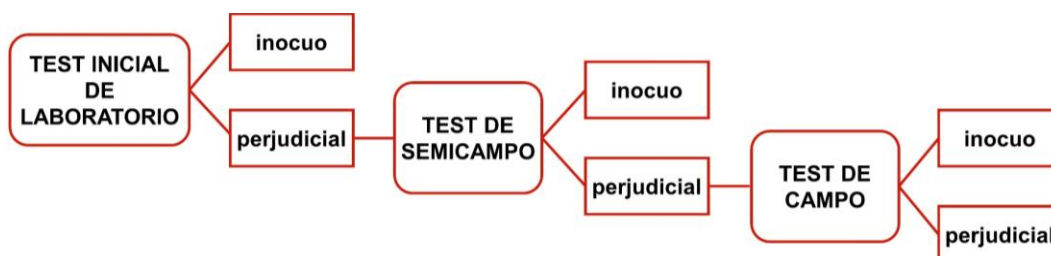


Figura 1. Procedimiento en cascada propuesto por la OICB (Hassan, 1985).

Los ensayos de toxicidad directa (test inicial de laboratorio) consisten en la exposición del EN al residuo del plaguicida a evaluar, lo cual permite hacer una primera identificación de los productos inocuos (Hassan, 1985). La idea subyacente es que, si ante esta exposición directa el producto es inocuo, más aún lo será bajo condiciones de campo. Una vez hechos los estudios de toxicidad directa, si un producto es en alguna medida perjudicial, la fase de laboratorio se completa con ensayos de persistencia.

Los ensayos de persistencia brindan información acerca de la acción residual de los productos, es decir, durante cuánto tiempo persiste su efecto letal o subletal. Finalmente, solo los productos que resultan en algún grado tóxicos en los ensayos de laboratorio y/o persistencia, se evalúan en pruebas de semicampo y campo.

El test inicial de laboratorio permite evaluar y clasificar al plaguicida en función del porcentaje de reducción de la supervivencia y/o la capacidad reproductiva que este provoca en la población del EN con respecto al testigo (agua) luego de 24 horas de exposición. Sus resultados se expresan de acuerdo a las siguientes categorías: 1= inocuo (<30 %); 2= poco perjudicial (30-79 %); 3= moderadamente perjudicial (80-99 %); 4= perjudicial (<99 %) (Hassan, 1985).

Los productos ensayados en las pruebas de persistencia se clasifican según el tiempo en el que provocan una reducción en más de un 30 % de la supervivencia y/o la capacidad reproductiva con respecto al testigo (agua): 1= vida corta (<5 días); 2= poco persistente (5-15 días); 3= moderadamente persistente (16-30 días); 4= persistente (<30 días).

Ecotoxicología Moderna

Dentro del concepto de ecotoxicología moderna, las evaluaciones de toxicidad se realizan teniendo en cuenta el rol del EN tomado como “organismo diagnóstico”, abarcando los efectos de los plaguicidas a corto plazo o también conocidos como “letales”, que son los que se registran entre las 24 y 96 h post-tratamiento (por ejemplo supervivencia), pero dándole mayor relevancia a los de largo plazo o “subletales”, que son los que se registran en los organismos sobrevivientes y que en la mayoría de los casos condicionan el desempeño de los EN (Desneux *et al.*, 2007). En líneas generales se evalúa el efecto de los plaguicidas

sobre diferentes parámetros de vida de los EN. Primero, el efecto sobre la supervivencia y en el caso que queden sobrevivientes a la exposición al plaguicida se evalúan otros parámetros de vida como: tiempo de desarrollo, emergencia larvaria o adulta, longevidad, aspectos comportamentales (depredación, parasitismo, cópula, etc.), fecundidad, fertilidad y parámetros demográficos.

EVALUACIONES DE COMPATIBILIDAD EN LA ARGENTINA

Experiencias locales siguiendo la metodología propuesta por la OICB

En el Insectario de Investigaciones para Lucha Biológica del IMYZA, CNIA, INTA se ha evaluado el efecto de algunos plaguicidas habitualmente utilizados en horticultura y fruticultura sobre enemigos naturales de plagas de importancia en estos sistemas productivos. En estos estudios se evaluó el efecto del contacto directo en seis parasitoides: *Trichogramma nerudai* Pintureau y Gerding y *Trichogrammatoidea bactrae* (Nagaraja) (Hymenoptera: Trichogrammatidae), *Eretmocerus mundus* Mercet y *Encarsia formosa* Gahan (Hymenoptera: Aphelinidae), *Aphidius colemani* Viereck (Hymenoptera: Braconidae), *Mastrus ridens* Horstmann (Hymenoptera: Ichneumonidae); y tres depredadores: *Orius insidiosus* (Say) (Hemiptera: Anthocoridae), *Tupiocoris cucurbitaceus* (Spinola) (Hemiptera: Miridae), *Chrysoperla externa* Hagen (Neuroptera: Chrysopidae) (Figuras 2-8) hacia diferentes plaguicidas (Tabla 1).

El efecto de los plaguicidas sobre la supervivencia de los adultos de parasitoides y predadores y ninfas de predadores se evaluó luego de 24 h de exposición al residuo seco sobre una superficie de vidrio, utilizándose para ello un dispositivo adaptado al tamaño y biología del insecto. Asimismo, se evaluó la fecundidad de las hembras sobrevivientes ofreciéndoles el sustrato adecuado para la oviposición. Por su parte, la toxicidad directa sobre los estados inmaduros de los parasitoides se analizó aplicando de manera directa los productos durante 3 segundos sobre los huéspedes parasitados. Luego de esta exposición, se midió la supervivencia de los individuos tratados, así como el parasitismo de las hembras emergidas.

Para evaluar la persistencia de la actividad tóxica de los plaguicidas, se analizó la mortalidad y fecundidad de EN expuestos a los residuos secos en plantas hospederas asperjadas manualmente hasta el goteo con cada producto.

Conforme a los resultados de estos estudios, correspondientes a la fase de laboratorio, pudo clasificarse a los productos siguiendo las categorías propuestas por la OICB (Tabla 1).



Figura 2. Adulto de *Trichogrammatoidea bactrae*.



Figura 3. Adulto de *Encarsia Formosa*.



Figura 4. Adulto de *Aphidius colemani*.



Figura 5. Adulto de *Mastrus ridens*.



Figura 6. Adulto de *Oriusins idiosus*.



Figura 7. Adulto de *Tupiocoris cucurbitaceus*.



Figura 8. Adulto de *Chrysoperla externa*.

Experiencias locales siguiendo las consideraciones de la ecotoxicología moderna

En el Laboratorio de Ecotoxicología y Control Biológico (CEPAVE CONICET UNLP) se iniciaron los primeros estudios de selectividad de plaguicidas hacia EN en el país. Dichos estudios se focalizaron primero sobre EN asociados al cultivo de soja (*Glycine max* L) y luego se incluyeron EN relevantes para cultivos hortícolas. En conjunto con el Centro de Estudios Medioambientales (CIM) se fue avanzando en la temática, conformando el grupo de trabajo interinstitucional “Ecotoxicología de Artrópodos Terrestres”. Los estudios realizados hasta el momento han permitido calificar toxicológicamente a los plaguicidas evaluados y su riesgo potencial hacia las especies de EN utilizados en los ensayos, de acuerdo al impacto sobre los diferentes parámetros de vida, tanto a corto como a largo plazo. Esto nos permite determinar si son aptos para ser usados en programas de Manejo Integrado de Plagas (MIP).

Los estudios realizados corresponden a estudios en condiciones de laboratorio (considerado en ecotoxicología como “*worst scenario*”).

Los estudios de ecotoxicidad se realizaron con los siguientes enemigos naturales:

- ❖ **Depredadores:** *Chrysoperla externa*, *Eriopis connexa* Germar (Coleoptera: Coccinellidae), *Harmonia axyridis* Pallas (Coleoptera: Coccinellidae) y *Alpaida veniliae* Keyserling (Araneae: Araneidae).
- ❖ **Parasitoides:** *Trichopoda giacomellii* Blanchard (Diptera: Tachinidae), *Trissolcus basalis* Wollaston (Hymenoptera: Platygastriidae) y *E. mundus*.

Las evaluaciones de susceptibilidad se realizaron, siempre que fue posible, con todos los estados de desarrollo de cada una de las especies seleccionadas (huevo, estadios larvales, pupa y adulto). En el caso de las arañas solo se evaluó sobre el estado adulto, considerando lo prolongado del ciclo de vida de estos organismos. Se incluyeron en la evaluación diferentes plaguicidas, pertenecientes a diferentes grupos químicos y modos de acción, utilizando para las evaluaciones las formulaciones comerciales de los mismos. Se evaluaron las concentraciones máximas registradas para su uso en campo y concentraciones menores a éstas.

Los enemigos naturales fueron expuestos a los plaguicidas a través de diferentes vías: contacto (tópico, inmersión), ingestión (agua de beber, presa tratada), residual, siguiendo algunos protocolos de exposición de la OICB y otros desarrollados por nuestro grupo de trabajo o tomados de otros grupos de trabajo (Desneux *et al.*, 2004) (Figura 9). Estas vías de exposición se seleccionaron teniendo en cuenta las vías de contaminación más comunes para los EN en el campo; es decir en los depredadores por vía de ingestión) y en los parasitoides por vía residual.

La toxicidad de cada plaguicida se clasificó teniendo en cuenta los efectos a corto plazo (mortalidad/supervivencia, eclosión larvaria, emergencia adulta) y a largo plazo (tiempo de desarrollo, longevidad, fecundidad y fertilidad, demografía, efectos teratológicos y comportamentales, entre otros), pero considerando principalmente aquellos relacionados al desempeño de los EN. A diferencia de la evaluación secuencial de la OICB, en estos casos no hay categorización (I a IV), considerando que la relevancia del impacto de un plaguicida (% de reducción en

parámetros de vida) sobre un determinado EN dependerá del ciclo de vida del mismo, de su potencial reproductivo, etcétera.

Los resultados de toxicidad de los plaguicidas evaluados sobre los enemigos naturales seleccionados para las evaluaciones se resumen en las Tablas 2, 3 y 4, separando los resultados de acuerdo al tipo de plaguicidas evaluados: insecticidas neurotóxicos, insecticidas biorracionales y herbicidas (solo se evaluó el herbicida glifosato).

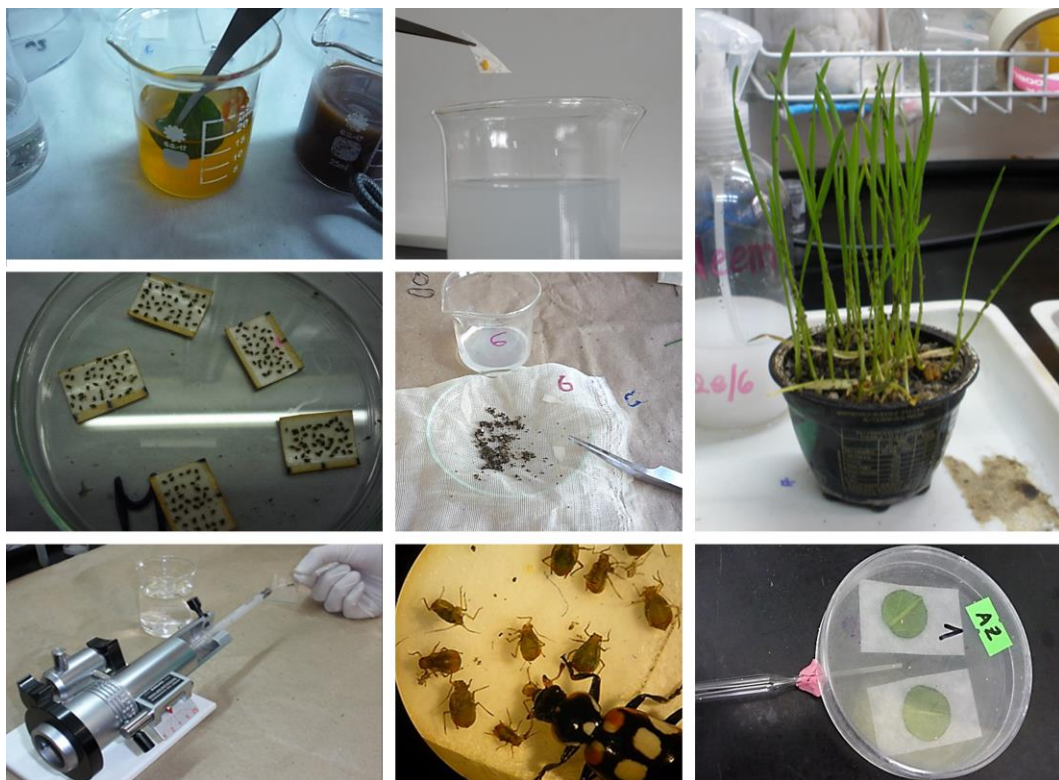


Figura 9. Metodologías de exposición de los enemigos naturales.

Los insecticidas neurotóxicos fueron los más tóxicos, observándose altas mortalidades y efectos subletales en los organismos sobrevivientes (alteración de tiempo de desarrollo, reducción de la fecundidad y fertilidad, reducción de parámetros de consumo entre otros).

Con los insecticidas biorracionales se observó una menor toxicidad en comparación con los insecticidas neurotóxicos. Si bien, en algunos casos se observaron efectos a corto plazo (mortalidad), los mismos fueron en general menores, y los organismos sobrevivientes en la mayoría de los casos pudieron

dejar descendencia, aunque en ocasiones en menor porcentaje que la observada en los controles. Particularmente, entre los insecticidas biorracionales evaluados es de destacar que el insecticida metoxifenocida resultó inocuo para *Trissolcus basalis*, *Trichopoda giacomellii*, *E. connexa* y *C. externa*, ya que no se observaron efectos letales ni subletales sobre estos organismos.

Algo muy llamativo fueron los efectos teratológicos que se observaron en sobrevivientes a la exposición con insecticidas biorracionales, afectando la metamorfosis normal de los EN (Figura 10).



Figura 10. Efectos teratológicos de los plaguicidas sobre organismos sobrevivientes.

Por otro lado, ya en relación al herbicida glifosato, se observó que no provocó efectos letales, sin embargo, se observaron efectos subletales relevantes, reduciendo el desempeño y ciclo de vida de *A. veniliae* y *C. externa*.

Así mismo, este herbicida causó anomalías en la construcción de las telas orbiculares de *A. veniliae*, imprescindibles para su rol como depredadores (Figura 11).

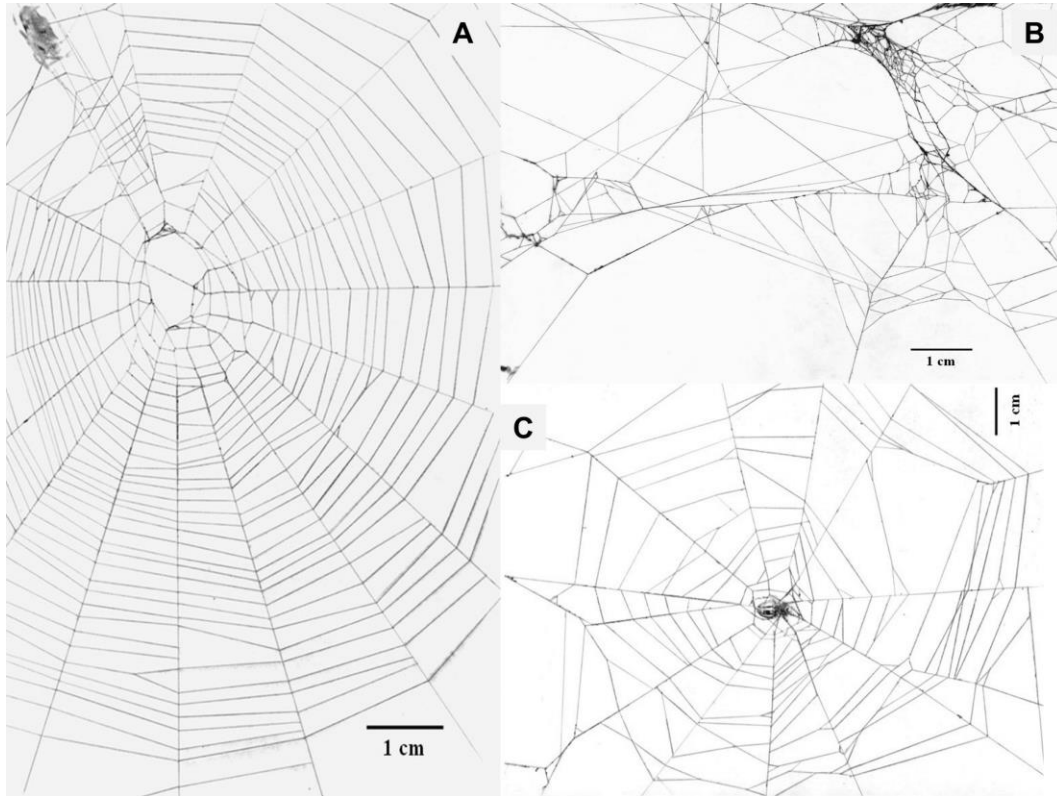


Figura 11. Efectos de plaguicidas sobre la construcción de telas en *Alpida venillae*. A: control, B: insecticidas neurotóxicos, C: herbicida glifosato.

CONCLUSIONES

De acuerdo con los resultados recopilados en este capítulo, podemos considerar que la metodología de evaluación propuesta por la OICB permite una categorización (cuatro categorías) que ayuda a poder comparar rápidamente a nivel toxicológico diferentes plaguicidas y establecer cuáles pueden o no ser compatibles con los EN. Sin embargo, es necesario resaltar que estos lineamientos fueron propuestos por Hassan en la década del 90, donde casi todos los insecticidas registrados hasta ese momento eran de amplio espectro, con lo cual una reducción de hasta un 30 % en un parámetro de vida de un EN categorizaba a un determinado plaguicida como inocuo en la etapa de laboratorio y por lo tanto era considerado compatible. Hoy en día, sin embargo, con este tipo de evaluaciones se corre el riesgo de subestimar los efectos subletales, que son los que más están relacionados con el rol del EN (capacidad de depredación, capacidad reproductiva, demografía, aspectos comportamiento, etc.).

Por otro lado, los estudios realizados siguiendo los lineamientos de la Ecotoxicología moderna permiten una evaluación más completa y por lo tanto más compleja al momento de poder categorizar los efectos secundarios de los plaguicidas sobre los EN y determinar los riesgos potenciales sobre estos y la compatibilidad entre el control químico y biológico. A pesar de que estos estudios demandan mucho tiempo en cuanto a su puesta a punto y ejecución, proporcionan mucha información relevante para establecer qué insecticidas no deberían utilizarse en conjunto con EN por su grado de toxicidad y cuáles presentan riesgo ambiental.

Considerando todo lo anteriormente resaltado, es de vital importancia a futuro poder buscar alguna forma de categorización de los plaguicidas (similar a lo propuesto por la OICB) siguiendo los lineamientos de la Ecotoxicología moderna, que permita poder analizar en forma más rápida y sencilla a aquellos plaguicidas de menor toxicidad, de cara a poder compatibilizar el control químico con plaguicidas selectivos y enemigos naturales.

PERSPECTIVAS Y CONSIDERACIONES AMBIENTALES

En líneas generales, los estudios acerca de los efectos de plaguicidas sobre los EN en el país han sido principalmente abordados a escala de laboratorio debido a que la temática es relativamente novedosa en la Argentina y, por lo tanto, se requiere de información de base para poder abordar estudios a escalas más realistas. Aun así, la información brindada a lo largo del presente capítulo pone en evidencia que la conservación de EN de plagas agrícolas está siendo comprometida por la aplicación indiscriminada de plaguicidas, y particularmente, por aquellos que ejercen su acción sobre procesos fisiológicos muy conservados desde el punto de vista evolutivo (plaguicidas de amplio espectro). Todo esto nos plantea un importante interrogante: ¿qué implicancias podría traer aparejadas la pérdida de estos agentes de control biológico en los agroecosistemas?

El rol de estos organismos desde el punto de vista productivo se aborda ampliamente en este libro, por lo tanto, resulta fácil de imaginar que la pérdida de poblaciones de EN en agroecosistemas podría estar asociada directamente al incremento de las poblaciones de las especies fitófagas consumidas por las mismas. Esta situación probablemente llevaría a un aumento de los daños en el cultivo y una consecuente pérdida de su rendimiento, obligando a los productores

a recurrir a la utilización de más plaguicidas y en mayores dosis, generándose un comportamiento circular que repercute en mayor medida en el caso de los xenobióticos. Además, la pérdida de poblaciones naturales de EN en un sistema productivo lo vuelve más susceptible a la colonización o recolonización de poblaciones de organismos plaga y a la aparición de plagas secundarias, con potenciales daños sobre el cultivo, generándole a los productores mayor inversión económica para su protección.

A nivel ambiental, considerando el agroecosistema y las zonas adyacentes, se puede resaltar que los efectos directos que ocasionan los plaguicidas sobre los organismos no blanco que se encuentran asociados a los sistemas agrícolas pero que no son constituyentes directos del proceso productivo, han sido bien documentados, registrándose efectos letales y subletales sobre crustáceos (*Hyaella curvispina*, *Daphnia magna* y *Macrobrachium borellii*) (Jergentz *et al.*, 2004; Demetrio, 2012; Mugni *et al.*, 2016), plantas vasculares acuáticas (*Lemna gibba*) (Sobrero *et al.*, 2007), fitoplancton y perifiton (Pérez *et al.*, 2007), peces (*Cnesterodon decemmaculatus*) (Carrquiriborde *et al.*, 2007), lombrices (*Eisenia fetida*) (Casabé *et al.*, 2007) y sobre la actividad microbiana del suelo (Kremer, 2008), entre otros.

Más allá de todo esto, una de las implicancias ambientales seguramente menos abordada de la pérdida de EN en agroecosistemas, tiene que ver con un aspecto más ambiental que productivo, ya que la pérdida de las poblaciones de estos EN afecta de manera directa, la diversidad del mismo reduciendo su capacidad de resiliencia. Asimismo, modifica la amplitud de varios nichos ecológicos cambiando la dinámica de todo el sistema; afecta por ejemplo en su “rol de presa” la estructura y dinámica de las poblaciones de otros organismos como anuros, insectos consumidores de segundo orden, aves, entre otros, que ven reducida su oferta de alimento.

Por estas razones, los estudios orientados a evaluar la especificidad de plaguicidas resultan fundamentales para la toma de decisiones en búsqueda de estrategias de control de plagas que minimicen los efectos sobre los EN y, consecuentemente, sobre el ambiente, la propia producción y sobre el hombre.

Tabla 1. Resultados de los estudios de compatibilidad de plaguicidas con enemigos naturales siguiendo la metodología de la OIBC.

Plaguicidas (marca comercial)/Dosis cada hl agua-Concentración i. a.	Enemigo Natural	Estado de desarrollo			Toxicidad		Clasificación IOBC	
		Larva/Ninfa	Pupa	Adulto	Efectos Letales (% reducción supervivencia)	Efectos Subletales (% reducción fecundidad)	Toxicidad directa	Persistencia
Spinosad (Tracer)/15cc – 48 %	<i>Trichogramma nerudai</i>	x			88,7	100	4	-
			x		61,51	99,11	4	-
				x	100	-	4	4
Clorfenapir (Sunfire)/50cc - 24 %		x			77,2	75,41	2	-
			x		0	88,67	3	-
				x	100	-	4	3
Novaluron (Rimon)/20cc - 10 %	<i>Trichogrammatoidea bactrae</i>	x			7,46	0,74	1	-
			x		0,14	0	1	-
				x	0	0	1	1
Imidacloprid (Confidor)/ 100cc - 35 %		x			11	0	1	-
			x		1,21	6,5	1	-
				x	100	-	4	4
Tiametoxan (Actara)/10g - 25 %		x			0	0	1	-
			x		0	11,3	1	-
				x	100	-	4	2
Clorfenapir (Sunfire)/50cc - 24 %		x			53,43	100	4	-
			x		30,41	87,77	3	-
				x	100	-	4	2
Novaluron (Rimon)/20cc - 10 %	<i>Encarsia formosa</i>	x			15,67	0	1	-
			x		2,90	9,47	1	-
				x	0	0	1	1

continúa en la página siguiente

Plaguicidas (marca comercial)/Dosis cada hl agua-Concentración i. a.	Enemigo Natural	Estado de desarrollo			Toxicidad		Clasificación IOBC	
		Larva/Ninfa	Pupa	Adulto	Efectos Letales (% reducción supervivencia)	Efectos Subletales (% reducción fecundidad)	Toxicidad directa	Persistencia
Imidacloprid (Confidor)/100cc - 35 %	<i>Encarsia formosa</i>	x			52.04	3.89	2	-
			x		66.31	100.00	4	-
				x	80.00	100.00	4	4
Tiametoxan (Actara)/10g - 25 %		x			24.87	49.35	2	-
			x		17.26	53.95	2	-
				x	100.00	-	4	4
Clorfenapir (Sunfire)/50cc - 24 %		x			67.23	61.03	2	-
			x		22.05	57.89	2	-
				x	60.00	88.40	3	1
Formetanato (Dicarzol)/100g - 50 %	<i>Eretmocerus mundus</i>	x			11.43	8.52	1	-
			x		6.33	-	1	-
				x	67.39	0	2	1
Acetamiprid (Mospilan)/200g - 20 %		x			20	0	1	-
			x		4.84	-	1	-
				x	50.00	0	2	4
Imidacloprid (Confidor)/100cc - 35 %		x			35.71	10.72	2	-
			x		4.76	-	1	-
				x	57.61	0	2	1
Tiametoxan (Actara)/10g - 25 %	x			4.28	26.82	1	-	
		x		0	-	1	-	
			x	54.35	0	2	3	

continúa en la página siguiente

Plaguicidas (marca comercial)/Dosis cada hl agua-Concentración i. a.	Enemigo Natural	Estado de desarrollo			Toxicidad		Clasificación IOBC	
		Larva/Ninfa	Pupa	Adulto	Efectos Letales (% reducción supervivencia)	Efectos Subletales (% reducción fecundidad)	Toxicidad directa	Persistencia
Acetamiprid (Mospilan)/200g - 20 % Imidacloprid (Confidor)/100cc - 35 % Tiametoxan (Actara)/10g - 25 % Pyriproxifen (Epingle)/60cc - 10 % Pymetrozine (Chess)/50g - 50 % Piridaben (Sanmite)/100cc - 20 %	<i>Aphidius colemani</i>		x		0	50.52	2	
				x	64.28	95.16	3	4
			x		13.60	67.01	2	-
				x	70	82.24	3	4
			x		16.07	67.01	2	-
				x	100	-	4	4
			x		0	47.42	2	-
				x	50.00	92.73	3	3
Novaluron (Rimon)/100cc - 10 % Tiacloprid (Calypso)/20cc - 48 % Clorantraniliprole (Coragen)/20cc - 20 %	<i>Mastrus ridens</i>			x	0	20.24	1	1
				x	76.20	84.66	3	2
				x	0	16.56	1	1
Indoxacarb (Avaunt)/200g - 15 % Flubendiamida (Belt)/25cc - 39.4 %	<i>Orius insidiosus</i>	x			25.77	96.28	3	-
				x	2.00	81.19	3	4
		x			0	2.72	1	-
			x	3.03	9.84	1	1	

continúa en la página siguiente

Plaguicidas (marca comercial)/Dosis cada hl agua-Concentración i. a.	Enemigo Natural	Estado de desarrollo			Toxicidad		Clasificación IOBC	
		Larva/Ninfa	Pupa	Adulto	Efectos Letales (% reducción supervivencia)	Efectos Subletales (% reducción fecundidad)	Toxicidad directa	Persistencia
Cyantraniliprole (Benevia)/60cc - 10 %	<i>Orius insidiosus</i>	x			7.22	58.07	2	-
				x	0	5.05	1	1
x				3.09	8.91	1	-	
			x	0	2.84	1	1	
Indoxacarb (Avaunt)/200g - 15 %	<i>Tupiocoris cucurbitaceus</i>			x	0	82.14	3	-
Flubendiamida (Belt)/25cc - 39.4 %				x	1.25	38.25	2	-
Cyantraniliprole (Benevia)/60cc - 10 %				x	0	1.87	1	-
Azoxistrobina (Amistar)/100cc - 20+12.5 %				x	0	13.68	1	-
Imidacloprid (Confidor)/55cc - 35 %	<i>Chrysoperla externa</i>			x	50.00	0	2	-
Azadirachtina (Neemazal)/400cc - 1.2EC				x	0	0	1	-

Tabla 2. Resultados de los estudios de compatibilidad de insecticidas neurotóxicos con enemigos naturales según la ecotoxicología moderna.

Insecticidas Concentración (mg i.a./L)*	Enemigo Natural	Estado de exposición	Vía de exposición	Efectos medidos	Toxicidad		Fuente
					Efectos Letales (Reducción supervivencia)	Efectos Subletales	
Acetamiprid (200- MCRC**; 100; 50 y 25 mg/l) Mospilan®	<i>Chrysoperla externa</i>	Huevo (H)	Inmersión	Supervivencia acumulada (SA) y por estado (SE) Tiempo de desarrollo (TD) Tiempo medio de supervivencia (TMS) Susceptibilidad relativa con <i>E. connexa</i> (SR)	SA: 57-80 % Inhibición (50; 100 y 200 ml/l). SE: 31,5 % Inhibición (H-200 ml/l). 31-58 % Inhibición (1º Estadio larval-25; 100 y 200 mg/l)	↑ TD (L1 -50mg/l) ↓ TMS: (200 mg/l) SR: <i>E. connexa</i> > <i>C. externa</i> (200 y 100 mg/l)	Rimoldi <i>et al.</i> , 2017
		Tercer estadio larval (L3)	Tópico	Intoxicación (I) Tiempo de desarrollo (TD) Anormalidades (A)	No Efectos (NE) ↓	NE TD (L3-P) ↑ TD (P-A)	Haramboure <i>et al.</i> , 2013
		Pupa (P)	Tópico	Intoxicación (I) Tiempo de desarrollo (TD) Anormalidades (A)	NE ↓	↓ TD (P-A)	Haramboure <i>et al.</i> , 2013
Acetamiprid (200 mg/l- MCRC)		Adultos (A)	Ingestión (agua)	Supervivencia (S) Fecundidad (F-7d) Fertilidad (FR-7d) Anormalidades desarrollo ovárico (ADO)	100 % S	No se pudieron evaluar parámetros subletales por alta letalidad	Haramboure <i>et al.</i> , 2015

continúa en la página siguiente

Insecticidas Concentración (mg i.a./L)*	Enemigo Natural	Estado de exposición	Vía de exposición	Efectos medidos	Toxicidad		Fuente
					Efectos Letales (Reducción supervivencia)	Efectos Subletales	
	<i>Chrysoperla asoralis</i>	Tercer estadio larval (L3)	Tópico	Intoxicación (I) Tiempo de desarrollo (TD) Anormalidades (A)	NE I	NE TD (L3-P) ↑ TD (P-A)	Haramboure <i>et al.</i> , 2013
		Pupa (P)	Tópico	Intoxicación (I) Tiempo de desarrollo (TD) Anormalidades (A)	NE I	↓ TD (P-A)	Haramboure <i>et al.</i> , 2013
Acetamiprid (200- MCRC- y 100 mg/l).	<i>Eretmocerus mundus</i>	Pupa (P)	Inmersión de huésped	Emergencia de adultos (EA) Desarrollo intermuda (P-A) Anormalidades y Malformaciones en pupas muertas (AM) (200 mg/l)	EA 74,7-64,6 % Inhibición (20 y 10 mg/l)	Interrupción del desarrollo (P-A) (200 y 100 mg/l). Se registraron AM (200 mg/l)	Francesena y Schneider, 2018
		Adulto (A)	Residual	Supervivencia de adultos (SA) Capacidad reproductiva (CR) (100 mg/l): Efectividad de parasitismo (EP) (100 mg/l) Fertilidad (FR) (100 mg/l) Proporción de sexos (PS) (100 mg/l) Longevidad de neonatos (LN) (100 mg/l)	SA: 50 % inhibición (3 ^{er} día) y 100 % (7 ^{mo} día) (200 y 100 mg/l).	↓ EP, FR, PS (menor proporción de hembras) (acumulado) y LN	Francesena y Schneider, 2018

continúa en la página siguiente

Insecticidas Concentración (mg i.a./L)*	Enemigo Natural	Estado de exposición	Vía de exposición	Efectos medidos	Toxicidad		Fuente
					Efectos Letales (Reducción supervivencia)	Efectos Subletales	
Acetamiprid (200- MCRC y 100 mg/l)	<i>Eriopsis connexa</i>	Huevo (H)	Inmersión	Supervivencia(SA) Tiempo de desarrollo inmaduro (TDI) (100mg/l)	<u>S</u> : 100 % Inhibición en H (200 mg/l) 35 % In- hibición en H y 88,8 % L1 (100 mg/l)	↑ <u>TDLH</u>	Fogel <i>et al.</i> , 2013
Acetamiprid (200- MCRC 100; 50; 20;10;5;1)		Segundo estado larval (L2)	Tópico	Supervivencia (S) Tiempo de desarrollo Inmaduro (TDI)	<u>SA</u> 40-100 % Inhibición (entre 1 y 200 mg/l)	NE	Fogel <i>et al.</i> , 2013
		Cuarto estadio larval (L4)	Tópico	Supervivencia (S) Tiempo de desarrollo (TD) Fecundidad (FC) Fertilidad (FR)	67 % <u>S</u> L4	↓ <u>FC</u> ↓ <u>FR</u>	Fogel <i>et al.</i> , 2013
		Pupa (P)	Tópico	Supervivencia (S) Malformaciones (M)	15 % <u>SP</u> (200 mg/l) y 4 % <u>SP</u> (100 mg/l)	100 % <u>M</u> (200 mg/l) 82,7 % <u>M</u> (100 mg/l)	Fogel <i>et al.</i> , 2016
Acetamiprid (200- MCRC)		Adulto (A)	Ingestión (agua)	Supervivencia (S)	88 % <u>SA</u>	NE	Fogel <i>et al.</i> , 2016
Acetamiprid (200 mg/l)	<i>Harmonia axyridis</i>	Huevos (H)	Inmersión	Supervivencia de huevos (SH) Supervivencia de neonatas (SN) Tiempo de desarrollo inmaduro (TDI) Emergencia de adultos (EA) Fecundidad (FC) Fertilidad (FR)	<u>SH</u> : 59,1 % Inhibición <u>SN</u> : 100 % Inhibición		Mirande <i>et al.</i> , 2014

continúa en la página siguiente

Insecticidas Concentración (mg i.a./L)*	Enemigo Natural	Estado de exposición	Vía de exposición	Efectos medidos	Toxicidad		Fuente
					Efectos Letales (Reducción supervivencia)	Efectos Subletales	
Acetamiprid (200 mg/l)	<i>Harmonia axyridis</i>	Segundo estadio larval (L2)	Tópico	Supervivencia acumulada (SA) y por estado de desarrollo Tiempo de desarrollo inmaduro (TDI)	SA : 100 % Inhibición (en L2)		Mirande <i>et al.</i> , 2013
		Cuarto estadio larval (L4)	Tópico	Supervivencia acumulada (SA) y por estado de desarrollo Tiempo de desarrollo inmaduro (TDI)	SA : 92,7 % Inhibición (principalmente en L4)		Mirande <i>et al.</i> , 2013
		Pupa (P)	Tópico	Emergencia de adultos (EA) Malformaciones(M)		M : metamorfosis incompleta y anormalidades	Mirande <i>et al.</i> , 2013
Cipermetrina (1- 150 mg/l; 25 mg/l- MCRC) Glextrin25®	<i>Alpaida venilliae</i>	Adultos Hembras (AH)	Ingestión (presa)	Supervivencia (S)- CL50 Consumo de presa (CP) Construcción de tela (CT) Apareamiento (A) Fecundidad (FC) Fertilidad (FR) Tiempo de desarrollo de progenie (TDP)	S - 10 a 63 % (para 1- 50mg/L). CL50 30,3 mg/L	↓ CP (24 a 96 h para 6,25 y 18,75 mg/L) Deficiencia en CT NE A Huevos anormales ↓ FC ↓ FR NE TDP	Benamú <i>et al.</i> , 2013
Cipermetrina (25mg/l – MCRC)	<i>Chrysoperla externa</i>	Huevo (H)	Inmersión	Supervivencia acumulada (SA : H-A) y por estado de desarrollo (SE) Tiempo de desarrollo (TD)	100 % SA SE : 0 % H SE : 100 % L1	↓ TD H	Rimoldi <i>et al.</i> , 2008

continúa en la página siguiente

Insecticidas Concentración (mg i.a./L)*	Enemigo Natural	Estado de exposición	Vía de exposición	Efectos medidos	Toxicidad		Fuente
					Efectos Letales (Reducción supervivencia)	Efectos Subletales	
Cipermetrina (25mg/l – MCRC)	<i>Chrysoperla externa</i>	Primer estadio larval (L1)	Ingestión (Huevos de <i>Rachiplusia nu</i>) elección de dieta	Supervivencia acumulada (SA) y por estado de desarrollo (SE) Tiempo de desarrollo (TD) Elección de dieta (ED) Inhibición de alimentación (IA)	44,4 % SA NE SE	NE TD NE ED NE IA	Rimoldi <i>et al.</i> , 2008
		Tercer estadio larval (L3)	Ingestión (Huevos de <i>Sitotroga cerealella</i>)	Evaluación a corto plazo Supervivencia acumulada (SA : H-A) y por estado de desarrollo (SE) Tiempo de desarrollo (TD) Malformaciones (M)	NE	NE	Rimoldi <i>et al.</i> , 2007
		Tercer estadio larval (L3)	Tópico	Capacidad para caminar (CC) Temblores (T) Movimiento (M), Caída (CA) Recuperación (R)	NE	↓ CC (12,5-50 ng/larva). ↑ I (7,5-50 ng/larva) ↓ M (movimiento lento- 12,5-50 ng/larva) ↑ CA (12,5-50 ng/larva). R (a 24 h en general y a 48-72h en larvas caídas)	Haramboure <i>et al.</i> , 2013
		Tercer estadio larval (L3)	Tópico	Resistencia bioquímica (enzimática)		No se registraron resistencia en las poblaciones de campo	Haramboure <i>et al.</i> , 2014

continúa en la página siguiente

Insecticidas Concentración (mg i.a./L)*	Enemigo Natural	Estado de exposición	Vía de exposición	Efectos medidos	Toxicidad		Fuente
					Efectos Letales (Reducción supervivencia)	Efectos Subletales	
Cipermetrina (25mg/l – MCRC)	<i>Chrysoperla externa</i>	Tercer estadio larval (L3)	Tópico	Intoxicación (I) Tiempo de desarrollo (TD) Anormalidades (A)	~ 40 % !	↑ TD (L3-P) ↑ TD (P-A)	Haramboure <i>et al.</i> , 2013
		Pupa (P)	Tópico	Supervivencia (SA) Duración del período P-A (PP-A) Proporción de sexos (PS)	NE SA	NE PP A NE PS	Rimoldi <i>et al.</i> , 2008
		Pupa (P)	Tópico	Intoxicación (I) Tiempo de desarrollo (TD) Anormalidades (A)	NE !	↓ TD (P-A)	Haramboure <i>et al.</i> , 2013
		Adultos (A)	Ingestión (agua)	Evaluación a corto y largo plazo Supervivencia total en el periodo preoviposición (ST) y por sexo (SS) Duración del período Pre- oviposición (DPO) Fecundidad (FC) Fertilidad (FR) Duración del estado de huevo en la progenie (F2- DH) Supervivencia por estado de desarrollo progenie (F2- SE)	42,3 % ST 42,8 % SS -hembras 41,6 % SS -machos	↑ DPO ↓ FC (24,48 y 72 h) NE FR NE F2-DH NE F2-SE	Rimoldi <i>et al.</i> , 2012

continúa en la página siguiente

Insecticidas Concentración (mg i.a./L)*	Enemigo Natural	Estado de exposición	Vía de exposición	Efectos medidos	Toxicidad		Fuente
					Efectos Letales (Reducción supervivencia)	Efectos Subletales	
Cipermetrina (25mg/l – MCRC)	<i>Chrysoperla externa</i>	Adultos (A)	Ingestión (agua)	Supervivencia (S) Fecundidad (Fc-7d) Fertilidad (FR-7d) Anormalidades desarrollo ovárico (ADO)	NE <u>S</u>	NE <u>F-7d</u> NE <u>FR-7d</u> NE <u>ADO</u>	Haramboure <i>et al.</i> , 2015
	<i>Chrysoperla asoralis</i>	Tercer estadio larval (L3)	Tópico	Intoxicación (I) Tiempo de desarrollo (TD) Anormalidades (A)	~ 70 % ↓	↑ <u>TD</u> (L3-P) ↑ <u>TD</u> (P-A)	Haramboure <i>et al.</i> , 2013
		Pupa (P)	Tópico	Intoxicación (I) Tiempo de desarrollo (TD) Anormalidades (A)	NE <u>I</u>	↓ <u>TD</u> (P-A)	Haramboure <i>et al.</i> , 2013
Cipermetrina (25- MCRC- y 12,5 mg/l)	<i>Eretmocerus mundus</i>	Pupa (P)	Inmersión	Supervivencia de pupas (SP) Supervivencia de machos y hembras (SMyH) Longevidad de adultos (L) Efectividad e parasitismo (EP) (12,5 mg/l) Fertilidad (FR) (12,5 mg/l) Proporción de sexos (PS) (12,5 mg/l) Efectos en la progenie (F2) (12,5 mg/l)	SP 92 % Inhibición (25 mg/l)	↓ <u>L</u> (a todas las concentraciones) ↓ <u>EP</u> luego de 5 días (12,5 mg/l) F2 ↓ Longevidad de neonatos (12,5 mg/l)	Francesena <i>et al.</i> , 2017

continúa en la página siguiente

Insecticidas Concentración (mg i.a./L)*	Enemigo Natural	Estado de exposición	Vía de exposición	Efectos medidos	Toxicidad		Fuente
					Efectos Letales (Reducción supervivencia)	Efectos Subletales	
Cipermetrina (25- MCRC - y 12,5 mg/l)	<i>Eretmocerus mundus</i>	Pupa (P)	Inmersión de huésped	Emergencia de adultos (EA) Desarrollo intermuda (P-A)	EA 60,2-73,8 % Inhibición (20 y 10 mg/l)	Interrupción del desarrollo (P-A) (25 y 12,5 mg/l).	Francesena <i>et al.</i> , 2013
		Adultos (A)	Residual	Supervivencia de Adultos (SA) Longevidad (L) Capacidad reproductiva – Fertilidad (FR) (CR sólo a 12,5mg/l) Proporción de sexos (PS) (12,5 mg/l) Efectos en la progenie (F2) (12,5 mg/l)	SA : 75-92 % Inhibición (12,5 y 25 mg/l)	↓ L (a todas las concentraciones) ↓ FR a 24h (12,5 mg/l) ↓ PS (menor proporción de hembras) F2 ↓ Longevidad de neonatos (12,5 mg/l)	Francesena <i>et al.</i> , 2017
Cipermetrina (25– MCRC)	<i>Trichopoda giacomellii</i>	Adultos (ambos sexos)	Ingestión (agua de beber)	Supervivencia (S) 24 h Supervivencia Acumulada (SA) (5 días) Fecundidad (FC) Fertilidad (FR)	↓ S 15 % sobrevivientes (24 h post-tratamiento). ↓ S 0 % sobrevivientes (5 días post- tratamiento).	FC y FR no pudieron ser medidas (0 % sobrevivientes)	Schneider y Pineda, 2007
	<i>Eriopsis connexa</i>	Huevos (H)	Inmersión	Supervivencia (S)	66 % S H	NE	Fogel, 2012
Cipermetrina (12,5 – 50% MCRC)	<i>Eriopsis connexa</i>	Huevos (H)	Inmersión	Supervivencia (S)	55 % S H	NE	Fogel, 2012

Insecticidas Concentración (mg i.a./L)*	Enemigo Natural	Estado de exposición	Vía de exposición	Efectos medidos	Toxicidad		Fuente
					Efectos Letales (Reducción supervivencia)	Efectos Subletales	
Cipermetrina (25- MCRC)	<i>Eriopsis connexa</i>	Segundo estadio larval (L2)	Tópico	Supervivencia (S)	36,7 % <u>S</u> L2 y <u>S</u> L2-P		Fogel, 2012
		Cuarto estadio larval (L4)	Tópico	Supervivencia (S)	74,5 % <u>S</u> L4		Fogel, 2012
		Pupa (P)	Tópico	Supervivencia (S) Malformaciones (M) Tiempo medio de oviposición (TMO)	41 % <u>S</u> P	13,6 % M ↑ TMO	Fogel <i>et al</i> , 2016
		Adulto (A)	Ingestión (agua)	Supervivencia (S) Fecundidad (FC) Fertilidad (FR)	5 % <u>SA</u>	↓ FC ↓ FR	Fogel <i>et al</i> , 2016
Cipermetrina (100 mg /l)	<i>Harmonia axyridis</i>	Huevos (H)	Inmersión	Supervivencia de huevos (SH) Tiempo de desarrollo inmaduro (TDI) Emergencia de adultos (EA) Fecundidad (FC) Fertilidad (FR)	<u>SH</u> : 100 % Inhibición	NE	Mirande <i>et al.</i> , 2014
Cipermetrina (25- MCRC - 12,5; 6,25; 3,125 mg/l)		Segundo estadio larval (L2)	Tópico	Supervivencia (S) Tiempo de desarrollo inmaduro (TDI) Emergencia de adultos (EA)	<u>S</u> : 100 % Inhibición (25 y 12.5 mg/L). <u>S</u> 97 a 80 % inhibición 3,125; 6,25 y 12,5)	NE	Mirande, 2015

continúa en la página siguiente

Insecticidas Concentración (mg i.a./L)*	Enemigo Natural	Estado de exposición	Vía de exposición	Efectos medidos	Toxicidad		Fuente
					Efectos Letales (Reducción supervivencia)	Efectos Subletales	
		Cuarto estadio larval (L4)	Topico	Supervivencia (S) Tiempo de desarrollo inmaduro (TDI) Emergencia de adultos (EA)	<u>S</u> : 100 % Inhibición (25 mg/L)	<u>EA</u> : 90- 95 % Inhibición (6,25 y 3,125 mg/L)	Mirande, 2015
		Pupa (P)	Topico	Supervivencia (S) Malformaciones (M) Descoordinacion motriz (DM)	<u>S</u> : 100 % Inhibición (25 y 12.5 mg/L) <u>S</u> 60 a 70 % inhibición 3,125 y 6,25mg/L)	<u>M</u> y <u>DM</u> (6,23 y 3,125 mg/)	Mirande, 2015
Endosulfan (1- 150 mg/l; MCRC- 105 mg/l) Endosulfan 35Glex®	<i>Alpaida venilliae</i>	Adultos Hembras (AH)	Ingestión (presa)	Supervivencia (S)- CL ₅₀ Consumo de presa (CP) Construcción de tela (CT) Apareamiento (A) Fecundidad (FC) Fertilidad (FR) Tiempo de desarrollo de progenie (TDP)	<u>S</u> - 23 a 87 % (para 25- 150 mg/L). <u>CL</u> ₅₀ 51,3 mg/L	<u>NE CP</u> Deficiencia en <u>CT</u> <u>NE A</u> Huevos anormales ↓ <u>FC</u> ↓ <u>FR</u> ↑ <u>TDP</u>	Benamú <i>et al.</i> , 2013
Endosulfan (105 mg/l MCRC)	<i>Trichopoda giacomellii</i>	Adultos (ambos sexos)	Ingestión (agua de beber)	Supervivencia (S) 24 h Supervivencia Acumulada (SA) (5 días) Fecundidad (FC) Fertilidad (FR)	↓ <u>S</u> 44 % sobrevivientes (24 h post-tratamiento). ↓ <u>S</u> 44 % sobrevivientes (24 h post-tratamiento).	↓ <u>FC</u> (40 % reducción) ↓ <u>FR</u> (60 % reducción)	Schneider y Pineda, 2007

continúa en la página siguiente

Insecticidas Concentración (mg i.a./L)*	Enemigo Natural	Estado de exposición	Vía de exposición	Efectos medidos	Toxicidad		Fuente
					Efectos Letales (Reducción supervivencia)	Efectos Subletales	
Endosulfan (105 mg/l MCRC)	<i>Chrysoperla externa</i>	Huevo (H)	Inmersión	Supervivencia acumulada (SA) y por estado de desarrollo Tiempo de desarrollo (TD)	100 % SA 0 % H 94,7 % L1 100 % P	NE	Rimoldi <i>et al.</i> , 2008
		Segundo estadio larval (L2)	Ingestión (Huevos de <i>Rachiplusia nu</i>) elección de dieta	Supervivencia acumulada (SA : H-A) y por estado de desarrollo Tiempo de desarrollo (TD) Elección de dieta (ED) Inhibición de alimentación (IA)	47,7 % SA NE SE	NE TD NE ED NE IA	Rimoldi <i>et al.</i> , 2008
		Tercer estadio larval (L3)	Ingestión (Huevos de <i>Sitotroga cereallega</i>)	Evaluación a corto plazo Supervivencia acumulada (SA : H-A) y por estado de desarrollo Tiempo de desarrollo (TD) Malformaciones (M)	NE	NE	Rimoldi <i>et al.</i> , 2007
		Pupa (P)	Tópico	Supervivencia (SA) Duración del período P-A (PP-A) Proporción de sexos (PS)	NE SA	NE (PP- A)	Rimoldi <i>et al.</i> , 2008
		Adultos (A)	Ingestión (agua)	Evaluación a corto y largo plazo Supervivencia total en el periodo preoviposición (ST) y por sexo (SS)	NE ST 31,4 % SS-hembras	↑ DPO ↓ FC (24,48 y 72h)	Rimoldi <i>et al.</i> , 2012

continúa en la página siguiente

Insecticidas Concentración (mg i.a./L)*	Enemigo Natural	Estado de exposición	Vía de exposición	Efectos medidos	Toxicidad		Fuente
					Efectos Letales (Reducción supervivencia)	Efectos Subletales	
Endosulfan (105 mg/l MCRC)	<i>Chrysoperla externa</i>	Adultos (A)	Ingestión (agua)	Duración del período Preoviposición (DPO) Fecundidad (FC) Fertilidad (FR) Duración del estado de huevo en la progenie (F2- DH) Supervivencia por estado de desarrollo progenie (F2- SE)	NE SS-machos	↑ FR (24 y 48h) NE F2-DH NE F2-SE	
Spinosad (1- 150 mg/l; MCRC 120 mg/l) Tracer®	<i>Alpaida venilliae</i>	Adultos Hembras (AH)	Ingestión (presa)	Supervivencia (S)- CL₅₀ Consumo de presa (CP) Construcción de tela (CT) Apareamiento (A) Fecundidad (FC) Fertilidad (FR) Tiempo de desarrollo de progenie (TDP)	S - 10 a 93 % (para 10- 120 mg/L). CL₅₀ 34,5 mg/L	NE CP Deficiencia en CT NE A Huevos anormales NE FC ↓ FR ↓ TDP	Benamú <i>et al.</i> , 2013
Spinosad (120 mg/l - MCRC)	<i>Chrysoperla externa</i>	Huevo (H)	Inmersión	Supervivencia acumulada (SA : H-A) y por estado Tiempo de desarrollo (TD) Proporción de sexos (PS) Fecundidad (FC) Fertilidad (FR)	30 % SA (NE : en supervivencia por estado) TD	↓ TD H NE en el resto de los parámetros medidos	Rimoldi <i>et al.</i> , 2008

continúa en la página siguiente

Insecticidas Concentración (mg i.a./L)*	Enemigo Natural	Estado de exposición	Vía de exposición	Efectos medidos	Toxicidad		Fuente
					Efectos Letales (Reducción supervivencia)	Efectos Subletales	
Spinosad (120 mg/l - MCRC)	<i>Chrysoperla externa</i>	Huevo (H)	Inmersión	Malformaciones (M) Efectos en la progenie (Supervivencia , proporción de sexos) (F2)			
		Primer estadio larval (L1)	Ingestión (Huevos de <i>Rachiplusia nu</i>) elección de dieta	Supervivencia acumulada (SA : H-A) y por estado de desarrollo Tiempo de desarrollo (TD) Elección de dieta (ED) Inhibición de alimentación (IA)	NE SA NE SE	NE TD ↓ ED (menor consume de H tratados a 24 h, mayor consumo a 48 h) NE IA	Rimoldi <i>et al.</i> , 2008
		Segundo estadio larval (L3)	Ingestión (Huevos de <i>Sitotroga cerealella</i>)	Evaluación a corto plazo Supervivencia acumulada (SA : H-A) y por estado Tiempo de desarrollo (TD) Malformaciones (M)	NE	NE	Rimoldi <i>et al.</i> , 2007
		Pupa (P)	Tópico	Supervivencia (SA) Duración del período P-A (PP-A) Proporción de sexos (PS)	NE SA	NE PP_A	Rimoldi <i>et al.</i> , 2008

continúa en la página siguiente

Insecticidas Concentración (mg i.a./L)*	Enemigo Natural	Estado de exposición	Vía de exposición	Efectos medidos	Toxicidad		Fuente
					Efectos Letales (Reducción supervivencia)	Efectos Subletales	
Spinosad (120 mg/l - MCRC)	<i>Chrysoperla externa</i>	Adultos (A)	Ingestión (agua)	Evaluación a corto y largo plazo Supervivencia total en el periodo preoviposición (ST) y por sexo (SS) Duración del período Preoviposición (DPO) Fecundidad (FC) Fertilidad (FR) Duración del estado de huevo en la progenie (F2- DH) Supervivencia por estadio de desarrollo progenie (F2- SE)	NE ST NE SS	↑ DPO ↓ FC (24,48 y 72 h) NE F2-DH NE F2-SE	Rimoldi <i>et al.</i> , 2012

* i.a.: ingrediente activo

** MCRC: máxima concentración recomendada para su uso en campo

NE: No Efectos

Tabla 3. Resultados de los estudios de compatibilidad de insecticidas biorracionales con enemigos naturales según la Ecotoxicología moderna.

Insecticida Concentración (mg i.a./L)*	Enemigo Natural	Estado de exposición	Vía de exposición	Efectos medidos	Toxicidad		Fuente
					Efectos Letales (Reducción supervivencia)	Efectos Subletales	
Metoxifenocide (144 mg/l - MCRC) Intrepid®	<i>Chrysoperla externa</i>	Huevo (H)	Inmersión	Supervivencia acumulada (SA : H-A) y por estado Tiempo de desarrollo (TD) Proporción de sexos (PS) Fecundidad (FC) Fertilidad (FR) Malformaciones (M) Efectos en progenie (Supervivencia, proporción de sexos) (F2)	NE	↓ FC 24 h NE: FC 48 h y 72 h NE: FR NE: PS	Rimoldi <i>et al.</i> , 2008
		Primer estadio larval (L1)	Ingestión (Huevos de <i>Rachiplusia nu</i>)	Supervivencia acumulada (SA) y por estado de desarrollo (SE) Tiempo de desarrollo (TD) Elección de dieta (ED) Inhibición de alimentación (IA)	NE SA NE SE	NE TD NE ED NE IA	Rimoldi <i>et al.</i> , 2008
		Tercer estadio larval (L3)	Ingestión (Huevos de <i>Sitotroga cerealella</i>)	Evaluación a corto plazo Supervivencia acumulada (SA : H-A) y por estado de desarrollo (SE) Tiempo de desarrollo (TD) Malformaciones (M)	NE	NE	Rimoldi <i>et al.</i> , 2007
		Pupa (P)	Tópico	Supervivencia (SA) Duración del período P-A (PP-A) Proporción de sexos (PS)	NE SA	NE PS	Rimoldi <i>et al.</i> , 2008

continúa en la página siguiente

Insecticida Concentración (mg i.a./L)*	Enemigo Natural	Estado de exposición	Vía de exposición	Efectos medidos	Toxicidad		Fuente
					Efectos Letales (Reducción supervivencia)	Efectos Subletales	
Metoxifenocida (144 mg/l - MCRC) Intrepid®	<i>Chrysoperla externa</i>	Adultos (A)	Ingestión (agua)	Evaluación a corto y largo plazo Supervivencia total en el periodo preoviposición (ST) y por sexo (SS) Duración del período Preoviposición (DPO)	NE ST NE SS	↑ DPO ↓ FC (24 h) ↑ FR (24 h)	Rimoldi <i>et al.</i> , 2012
				Fecundidad (FC) Fertilidad (FR) Duración del estadio de huevo (F2-DH) Supervivencia por estadio (F2-SE)		↓ F2-DH (1 ^{ra} y 2 ^{da} ovoposición) NE F2-SE	
	<i>Eriopis connexa</i>	Pupa (P)	Tópico	Supervivencia (S) Tiempo de desarrollo (TD) Longevidad hembras (L) Capacidad depredadora (CD) Fecundidad (FC) Fertilidad (FR)	NE	NE	Schneider <i>et al.</i> , 2009a
		Adultos (A)	Ingestión	Supervivencia (S) Tiempo de desarrollo (TD) Longevidad hembras (L) Capacidad depredadora (CD) Fecundidad (FC) Fertilidad (FR)	NE	NE	
	<i>Trichopoda giacomellii</i>	Pupa (P)	Tópico	Supervivencia (S) Tiempo de desarrollo (TD) Longevidad hembras (L) Capacidad depredadora (CD) Fecundidad (FC) Fertilidad (FR)	NE	NE	

continúa en la página siguiente

Insecticida Concentración (mg i.a./L)*	Enemigo Natural	Estado de exposición	Vía de exposición	Efectos medidos	Toxicidad		Fuente
					Efectos Letales (Reducción supervivencia)	Efectos Subletales	
Metoxifenocide (144 mg/l - MCRC) IntepriD®	<i>Trichopoda giacomellii</i>	Adulto (A)	Ingestión (Agua de beber)	Supervivencia (S) Tiempo de desarrollo (TD) Longevidad hembras (L) Capacidad depredadora (CD) Fecundidad (FC) Fertilidad (FR)	NE	NE	
	<i>Trissolcus basalis</i>	Huevo (H)	Inmersión	Supervivencia (S) Tiempo de desarrollo (TD) Longevidad hembras (L) Capacidad depredadora (CD) Fecundidad (FC) Fertilidad (FR)	NE	NE	
		Adulto	Residual	Supervivencia (S) Tiempo de desarrollo (TD) Longevidad hembras (L) Capacidad depredadora (CD) Fecundidad (FC) Fertilidad (FR)	NE	NE	
Pyriproxifen (75- MCRC; 37,6; 18,7 y 9,4 mg/l) Epingle®	<i>Chrysoperla externa</i>	Huevo (H)	Inmersión	Supervivencia acumulada (SA) y por estado de desarrollo (SE) Tiempo de desarrollo (TD) Tiempo medio de supervivencia (TMS) Susceptibilidad relativa (SR) con <i>E. connexa</i>	SA 59-70 % Inhibición (75y 37,6 mg/l) SE : 35 % Inhibición (H-75 mg/l) 30,8-59 % Inhibición (L1-75; 37,6 y 18,7 mg/l).	↑ TD (L1 -9,4mg/l) ↓ TMS : (75 mg/l) SR : <i>C. externa</i> > <i>E. connexa</i> (75 y 37,6 mg/l)	Rimoldi <i>et al.</i> , 2017

continúa en la página siguiente

Insecticida	Concentración (mg i.a./L)*	Enemigo Natural	Estado de exposición	Vía de exposición	Efectos medidos	Toxicidad		Fuente
						Efectos Letales (Reducción supervivencia)	Efectos Subletales	
Pyriproxifen (75 mg/l- MCRC)		<i>Chrysoperla externa</i>	Adultos (A)	Ingestión (agua)	Supervivencia (S) Fecundidad (F-7d) Fertilidad (FR-7d) Anormalidades desarrollo ovárico (ADO)	NE S	NE F-7d NE FR-7d NE ADO	Haramboure <i>et al.</i> , 2015
		<i>Chrysoperla asoralis</i>	Tercer estadio larval (L3)	Tópico	Intoxicación (I) Tiempo de desarrollo (TD) Anormalidades (A)	NE I	↑ TD (L3-P) ↑ TD (P-A)	Haramboure <i>et al.</i> , 2013
			Pupa (P)	Tópico	Intoxicación (I) Tiempo de desarrollo (TD) Anormalidades (A)	NE I	↓ TD (P-A)	Haramboure <i>et al.</i> , 2013
Pyriproxifen (75 - MCRC -y 37,5 mg/l)		<i>Eretmocerus mundus</i>	Pupa (P)	Inmersión de huésped	Emergencia Adulta (EA) Desarrollo intermuda (P-A)	EA 68,4- 21,0 Inhibición (20 y 10 mg/l)	Interrupción del desarrollo (P-A) (75 y 37,5 mg/l). Se registraron AM (75 mg/l)	Francesena y Schneider, 2018
			Adultos (A)	Residual	Supervivencia de adultos (SA) Capacidad reproductiva (CR) (37,5 mg/l): Efectividad de parasitismo (EP) Fertilidad (FR) (37,5 mg/l) Proporción de sexos (PS) (37,5 mg/l) Longevidad de neonatos (LN) (37,5 mg/l)	SA 50 % inhibición (2 ^{do} y 3 ^{er} día) y 100 % (6 ^{to} y 7 ^{mo} día) (75 y 37,5 mg/l)	↓ EP, FR, PS (menor proporción de hembras) (al 1 ^{er} día y acumulado) y LN (acumulado)	Francesena y Schneider, 2018
Pyriproxifen (75 mg/l- MCRC)		<i>Eriopsis connexa</i>	Huevo (H)	Inmersión	Supervivencia acumulada (SA) y por estado de desarrollo (SE) Tiempo de desarrollo (TD)	SA 41.1-51.1 Inhibición (75; 37,6; 18,7 y 9,4 mg/l)	↑ TD (H -75 y 37,6 mg/l; L3 -75 mg/l) ↓ TD (L1-75 y 37,6 mg/l)	Rimoldi <i>et al.</i> , 2017

continúa en la página siguiente

Insecticida Concentración (mg i.a./L)*	Enemigo Natural	Estado de exposición	Vía de exposición	Efectos medidos	Toxicidad		Fuente	
					Efectos Letales (Reducción supervivencia)	Efectos Subletales		
Pyriproxifen (75 mg/l- MCRC)	<i>Eriopsis connexa</i>	Huevos (H)	Inmersión	Tiempo medio de supervivencia (TMS) Susceptibilidad relativa con <i>C. externa</i>		↓ TMS : (Todas las concentraciones evaluadas) SR : <i>C. externa</i> > <i>E. connexa</i> (75 y 37,6 mg/l)		
Pyriproxifen (75 mg/L- MCRC y 37,5 mg/L)		Huevos (H)	Inmersión	Supervivencia (S) Tiempo de desarrollo (TD) Fecundidad (FC) (en 37,5 mg/l)	14 % S_H y 59 % S_{H-A} (75mg/l) 12 % S_H y 51,4 % S_{H-A} (37,5 mg/l)	↑ TD H (75 y 37,5 mg/l) ↑ TD L1- P (75 y 37,5 mg/l) ↓ FC (37,5 mg/l)	Fogel, 2012	
Pyriproxifen (75 mg/l- MCRC)		Segundo estadio larval (L2)	Tópico	Supervivencia (S)	14,7 % S L2-P		Fogel, 2012	
		Cuarto estadio larval (L4)	Tópico	Supervivencia (S) Tiempo de desarrollo (TD)	0 % S L4	↑ TD	Fogel, 2012	
		Pupa (P)	Tópico	Supervivencia (S) Malformaciones (M) Fecundidad(FC) Fertilidad (FR)	41 % S	48 % M ↓ FC	Fogel <i>et al.</i> , 2016	
		Adultos (A)	Ingestión (agua de beber)	Supervivencia (S) Fecundidad (FC) Fertilidad (FR)	0 % SA	↓ FC ↓ FR	Fogel <i>et al.</i> , 2016	
		<i>Harmonia axyridis</i>	Huevos (H)	Inmersión	Supervivencia de huevos (SH) Tiempo de desarrollo inmaduro (TDI) Emergencia de adultos (EA) Fecundidad (FC) Fertilidad (FR)	SH : 100 % Inhibición		Mirande <i>et al.</i> , 2014

continúa en la página siguiente

Insecticida Concentración (mg i.a./L)*	Enemigo Natural	Estado de exposición	Vía de exposición	Efectos medidos	Toxicidad		Fuente
					Efectos Letales (Reducción supervivencia)	Efectos Subletales	
Pyriproxifen (75 mg/l- MCRC)	<i>Harmonia axyridis</i>	Segundo estadio larval (L2)	Tópico	Supervivencia acumulada (SA) y por estado de desarrollo Tiempo de desarrollo inmaduro (TDI)	SA : 27,5 % Inhibición (principalmente en L2)	↓ TDI L3	Mirande <i>et al.</i> , 2013
		Cuarto estadio larval (L4)	Tópico	Supervivencia acumulada (SA) y por estado de desarrollo Tiempo de desarrollo inmaduro (TDI)		↑ TDI L4 y ↓ P	Mirande <i>et al.</i> , 2013
		Pupa (P)	Tópico	Emergencia de adultos (EA) Malformaciones(M)		M : metamorfosis incompleta y anormalidades	Mirande <i>et al.</i> , 2013
Azadiractina (40 mg/l- MCRC) NeemAzaI®	<i>Chrysoperla externa</i>	Adulto (A)	Ingestión (agua)	Supervivencia (S) Fecundidad (F-7d) Fertilidad (FR-7d) Anormalidades desarrollo ovárico (ADO)	NE	↓ F-7d (a largo plazo) ↓ FR-7d (a largo plazo) Se registraron ADO	Haramboure <i>et al.</i> , 2015
Azadiractina (40- MCRC- y 20 mg/l)	<i>Eretmocerus mundus</i>	Pupa (P)	Inmersión de huésped	Emergencia de adultos (EA) Eficacia de parasitismo (EP) (20 mg/l) Fertilidad (FR) (20 mg/l) Proporción de sexo (PS) (20 mg/l) Efectos en la progenie (F2) Desarrollo intermuda (TD P-A) (20 mg/l)	EA : 82,0-24,2 % Inhibición (20 y 10 mg/l)	Interrupción del desarrollo (P-A) (40 y 20 mg/l). Se registraron AM (40 mg/l) ↓ PS (< proporción de hembras) (20 mg/l) F2 ↓ Longevidad de neonatos (10 mg/l)	Francesena y Schneider, 2018

continúa en la página siguiente

Insecticida Concentración (mg i.a./L)*	Enemigo Natural	Estado de exposición	Vía de exposición	Efectos medidos	Toxicidad		Fuente
					Efectos Letales (Reducción supervivencia)	Efectos Subletales	
Azadiractina (40- MCRC- y 20 mg/l)	<i>Eretmocerus mundus</i>	Adultos (A)	Residual	Supervivencia de adultos (SA) Capacidad reproductiva (CR) (20 mg/l): Efectividad de parasitismo (EP) (20 mg/l) Fertilidad (FR) (20 mg/l) Proporción de sexos (PS) (20 mg/l) Longevidad de neonatos (LN) (20 mg/l)	SA 45 % inhibición (3 ^{er} día) y 100 % (7 ^{mo} día) (40mg/l). 20 % inhibición (4 ^{to} día) y 100 % (6 ^{to} día) (20mg/l).	↓ EPy LN	Francesena y Schneider, 2018
Azadiractina (40 mg/l- MCRC)	<i>Harmonia axyridis</i>	Huevos (H)	Inmersión	Supervivencia de huevos (SH) Supervivencia de neonatas (SN) Tiempo de desarrollo inmaduro (TDI) Emergencia de adultos (EA) Fecundidad (FC) Fertilidad (FR)	SH : 33,6 % Inhibición SN : 55 % Inhibición	TDI : ↓ L1 y L2 y ↑ L3 y L4 ↓ FR	Mirande <i>et al.</i> , 2014
		Segundo estadio larval (L2)	Tópico	Supervivencia acumulada (SA) y por estadio larval Tiempo de desarrollo inmaduro (TDI)	SA : 81,6 % Inhibición (principalmente en L2)	↑ TDI L2 y L4 y ↓ P	Mirande <i>et al.</i> , 2013
		Cuarto estadio larval (L4)	Tópico	Supervivencia acumulada (SA) y por estadio Tiempo de desarrollo inmaduro (TDI)	SA : 53,1 % Inhibición (principalmente en L4)	↑ TDI L4 y ↓ P	Mirande <i>et al.</i> , 2013
		Pupa (P)	Tópico	Emergencia de adultos (EA) Malformaciones(M)		M : metamorfosis incompleta y anormalidades	Mirande <i>et al.</i> , 2013

continúa en la página siguiente

Insecticida Concentración (mg i.a./L)*	Enemigo Natural	Estado de exposición	Vía de exposición	Efectos medidos	Toxicidad		Fuente
					Efectos Letales (Reducción supervivencia)	Efectos Subletales	
Spirotetramat (20 mg/l - MCRC - y 10 mg/l) Movento®	<i>Eretmocerus mundus</i>	Pupa (P)	Inmersión	Supervivencia de pupas (SP) Supervivencia de machos y hembras (SMyH) Efectividad e parasitismo (EP) (10 mg/l) Fertilidad (FR) (10 mg/l) Proporción de sexos (PS) (10 mg/l) Efectos en la progenie (F2) (12,5 mg/l)	NE	↓ L (a todas las concentraciones) F2 ↓ Longevidad de neonatos (10 mg/l) NE en el resto de los parámetros medidos	Francesena <i>et al.</i> , 2017
		Adultos (A)	Residual	Supervivencia de Adultos (SA) Longevidad (L) Capacidad reproductiva (CR sólo a 20mg/l) Efectos en la progenie (F2) (20 mg/l) Parámetros demográficos (PD): Tasa reproductiva neta (R₀); Tasa intrínseca de crecimiento poblacional (r); Tiempo generacional (T) Fecundidad específica por edad (FEE)	SA : 70-100 % Inhibición (20 y 10 mg/l)	↓ L (a todas las concentraciones) F2 ↓ Longevidad de neonatos (10 mg/l) ↓ FEE ↓ PD: R₀, r y T	Francesena <i>et al.</i> , 2017
Teflubenzuron (45 mg/l- MCRC y 22,5 mg/l) Nomolt®	<i>Eriopsis connexa</i>	Huevos (H)	Inmersión	Supervivencia (S) Tiempo de desarrollo (TD)	0 % S H (45 mg/l) y 11 % S H (45 mg/l)	↓ TD L1-P (11 % S H (45 mg/l y 22,5 mg/l)	Fogel, 2012
		Segundo estadio larval (L2)	Tópico	Supervivencia (S) Tiempo de desarrollo (TD)	16,7 % S L2 48,4 % S L2-P	↑ TD L2 ↑ TD L2-P	Fogel, 2012

continúa en la página siguiente

Insecticida Concentración (mg i.a./L)*	Enemigo Natural	Estado de exposición	Vía de exposición	Efectos medidos	Toxicidad		Fuente
					Efectos Letales (Reducción supervivencia)	Efectos Subletales	
Teflubenzuron (45 mg/l- MCRC y 22,5 mg/l) Nomolt®	<i>Eriopis connexa</i>	Cuarto estadio larval (L4)	Tópico	Supervivencia (S) Fecundidad (FC) Fertilidad (FR)	25,5 % S L4	↓ FC ↓ FR	Fogel, 2012
		Pupa (P)	Tópico	Supervivencia (S) Malformaciones (M) Fecundidad (FC) Fertilidad (FR)	18 % SP	↓ FC	Fogel <i>et al.</i> , 2016
		Adultos (A)	Ingestión (agua de beber)	Supervivencia (S) Fecundidad (FC) Fertilidad (FR)	5 % SA	↓ FC ↓ FR	Fogel <i>et al.</i> , 2016

* i.a.: ingrediente activo

**MCRC: máxima concentración recomendada para su uso en campo

NE: No Efecto

Tabla 4. Toxicidad del herbicida glifosato sobre dos depredadores relevantes en cultivos agrícolas.

Herbicida Concentración (mg i.a./L)*	Enemigo Natural	Estado de exposición	Vía de exposición	Efectos medidos	Toxicidad		Fuente
					Efectos Letales (Reducción supervivencia)	Efectos Subletales	
Glifosato (192mg/l - MCRC) Glyfoglex®	<i>Chrysoperla externa</i>	Tercer estadio Larval (L3)	Ingestión (presa tratada Huevos de <i>Sitotoga cerealella</i>)	Supervivencia (S) 72 h Supervivencia (SA : L3-A) y por estado de desarrollo Tiempo de desarrollo (TD) Proporción de sexos (PS) Fecundidad (FC) Fertilidad (FR) Período Pre-Reproductivo (PPR) Efectos en la progenie (F2) Malformaciones (M) Parámetros demográficos (PD): Tasa reproductiva neta (R₀); Tasa intrínseca de crecimiento poblacional (r); Tiempo generacional (T)	NE S	↓ SA ↑ TD (L3-A) PS (> proporción machos) ↓ FC ↓ FR (más afectada que FC) alargó el PPR M : en hembras adultas (tumores) ↓ F2 (redujo drásticamente la progenie) ↓ PD (redujo R₀ , r y T)	Schneider <i>et al</i> , 2009b
	<i>Alpaida veniliae</i>	Adulto (Hembras)	Ingestión (presa tratada <i>Musca domestica</i>)	Supervivencia (S) y Supervivencia Acumulada (SA) Consumo de presa (CP) Construcción de tela (CT) Apareamiento (A) Fecundidad (FC) Fertilidad (FR)	NE S NE CP	NE SA Anormalidades en CT (patrón No Orbicular) NE A ↓ FC ↓ FR (ootecas anormales; deseccación de huevos)	Benamú <i>et al.</i> , 2010

* i.a.: ingrediente activo

** MCRC: máxima concentración recomendada para su uso en campo

BIBLIOGRAFÍA

- Albajes, R., Gullino, M.L., van Lenteren, J.C. & Elad, Y. (1999). Integrated pest and disease management in greenhouse crops. *In*: Albajes, R.; Gullino, M.L.; Van Lenteren, J.C. & Elad, Y. (Eds.). 540 p. Dordrecht, Nethederland: Kluwer Academic Publishers.
- Benamú, M.A., Schneider, M.I., Gonzalez, A. & Sanchez, N.E. (2013). Short and long-term effects of three neurotoxic insecticides on the orb-web spider *Alpaida veniliae* (Araneae, Araneidae): Implications for IPM programs. *Ecotoxicology*, 22, 1155-1164.
- Benamú, M., Schneider, M.I & Sanchez, N. (2010). Effects of the herbicide glyphosate on biological attributes of *Alpaida veniliae* (Araneae, Araneidae), in laboratory. *Chemosphere*, 78, 871-876.
- Candolfi, M.P., Barrett, K.L., Campbell, P., Forster, R., Grandy, N., Huet, M.C., Lewis, G., Oomen, P.A., Schmuck, R. & Vogt, H. (Eds.). (2001). Guidance document on regulatory testing and risk assessment procedures for plant protection products with non-target arthropods. SETAC/ESCORT 2 Workshop.
- Cappello, V.Y. & Fortunato, N. (2008). Plaguicidas en la provincia de Buenos Aires: información toxicológica, ecotoxicológica y aspectos ambientales. Dirección Provincial de Recursos Naturales, Programa de Gestión Ambiental en Agroecosistemas. Organismo Provincial para el Desarrollo Sustentable (OPS). Recuperado de http://aulavirtual.agro.unlp.edu.ar/pluginfile.php/24996/mod_resource/content/1/Plaguicidas%20en%20la%20Provincia%20de%20Buenos%20Aires%20corregido.pdf
- Carriquiriborde, P., Díaz, J., Mugni, H., Bonetto, C. & Ronco, A.E. (2007). Impact of cypermethrin on stream fish populations under field-use in biotech-soybean production. *Chemosphere*, 68, 613-621.
- Casabé, N.M., Piola, L.M., Fuchs, J.M., Oneto, M.L.M., Pamparato, L., Basack, S., Giménez, R., Massaro, R., Papa, J.C. & Kesten, E. (2007). Ecotoxicological assessment of the effects of glyphosate and chlorpyrifos in an Argentine soya field. *Journal of Soils and Sediments*, 7(4), 232-239.
- CASAFE (Cámara Argentina de Sanidad Agropecuaria y Fertilizantes). (2013-2015). Guía de productos fitosanitarios. 1400 p. Buenos Aires. Argentina: CASAFE.
- Chi, H. (1988). Life-table analysis incorporating both sexes and variable development rates among individuals. *Environmental Entomology*, 17, 26-31.
- Defensor del Pueblo de la provincia de Buenos Aires. Relevamiento de la Utilización de Agroquímicos en la Provincia de Buenos Aires. Mapa de situación e Incidencia en la Salud. Recuperado de www.defensorba.org.ar
- Demetrio, P. M. (2012). Estudio de efectos biológicos de plaguicidas utilizados en cultivos de soja RR y evaluación de impactos adversos en ambientes acuáticos de agroecosistemas de la región pampeana (Tesis doctoral). Facultad de Ciencias Exactas, Universidad Nacional de La Plata. La Plata, Buenos Aires, Argentina.
- Desneux, N., Decourtye, A. & Delpuech, J.M. (2007). The sublethal effects of pesticides on beneficial arthropods. *Annual Review of Entomology*, 52, 81-106.

- Desneux, N., Wajnberg, E., Fauvergue, X., Privet, S. & Kaiser, L. (2004). Oviposition behaviour and patch-time allocation in two aphid parasitoids exposed to deltamethrin residues. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 112, 227-235.
- Fogel, M.I., Schneider, M.I., Rimoldi, F., Ladux, L., Desneux, N. & Ronco, A.E. (2016). Toxicity assessment of four insecticides with different modes of action on pupae and adults of *Eriopis connexa* (Coleoptera: Coccinellidae), a relevant predator of the Neotropical Region. *Environmental Sciences and Pollution Research*, 23, 14918-14926.
- Fogel, M.N. (2012). Selectividad de insecticidas utilizados en cultivos hortícolas del Cinturón Hortícola Platense sobre el depredador *Eriopis connexa* en el marco del Manejo Integrado de Plagas (Tesis Doctoral). Facultad de Ciencias Exactas, UNLP. Recuperado de <http://sedici.unlp.edu.ar/handle/10915/18096>
- Fogel, M.N., Schneider, M.I., Desneux, N., González, B. & Ronco, A.E. (2013). Impact of the neonicotinoid acetamiprid on immature stages of the predator *Eriopis connexa* (Coleoptera: Coccinellidae). *Ecotoxicology*, 22, 1063-1071.
- Francesena, N., Desneux, N., De Campos, M. & Schneider, M.I. (2017). Side effects of spirotetramat on pupae and adults of a Neotropical strain of *Eretmocerus mundus* (Hymenoptera: Aphelinidae): Effects on the life parameters and demography *Environmental Science and Pollution Research*, 24, 17719- 17730.
- Francesena, N. & Schneider, M.I. (2018). Selectivity assessment of two biorational insecticides, azadirachtin and pyriproxyfen, in comparison to a neonicotinoid, acetamiprid, on pupae and adults of a Neotropical strain *Eretmocerus mundus* (Mercet). *Chemosphere*, 206, 349–358.
- Furlong, M.J., Shi, Z.H., Lui, Y.Q., Guo, S.J., Lu, Y.B., Lui, S.S. & Zalucki, M.P. (2004). Experimental analysis of the influence of pest management practice on the efficacy of an endemic arthropod natural enemy complex of the diamondback moth. *Journal of Economic Entomology*, 97, 1814-1827.
- Haramboure, M., Francesena, N., Reboledo, G.R., Smaghe, G., Alzogaray, R.A. & Schneider, M.I. (2013). Toxicity of cypermethrin on the neotropical lacewing *Chrysoperla externa* (Neuroptera: Chrysopidae): Behavior disruption and recovery capacity. *Communication Applied Biological Sciences*, 78(2), 339-344.
- Haramboure, M., Francesena, N., Alzogaray, R.A. & Schneider, M.I. (2015). Efectos de insecticidas neurotóxicos y biorracionales sobre parámetros reproductivos y desarrollo ovárico en *Chrysoperla externa* (Neuroptera: Chrysopidae). IX Congreso Argentino de Entomología. Posadas, Misiones, Argentina.
- Haramboure, M., Smaghe, G., Niu, J., Mirande, L., Gutierrez, G., Goeteyn, L., Spanoghe, P., Alzogaray, R.A. & Schneider, M.I. (2014). Monitoring of insecticide resistance in two populations of *Chrysoperla externa* (Neuroptera: Chrysopidae). 66th International Symposium on Crop Protection. Gent University, Bélgica.
- Hassan, S.A. (1985). Standard methods to test the side-effects of pesticides on natural enemies of insects and mites developed by the IOBC/WPRS Working Group "Pesticides and Beneficial Organisms". *Bulletin OEPP/EPPO*, 15, 214-255.
- Hassan, S.A. (1994). Activities of the IOBC/WPRS working group "Pesticides and Beneficial Organisms". *IOBC WPRS Bulletin*, 17(10), 1-5.

- Jergentz, S., Pessacq, P., Mugni, H., Bonetto, C. & Schulz, R. (2004). Linking in situ bioassays and population dynamics of macroinvertebrates to assess agricultural contamination in streams of the Argentine pampa. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 59, 133-141.
- Kogan, M. & Jepson, P. (Eds.). (2007). Perspectives in ecological theory and integrated pest Management. 588 p. Cambridge, UK: Cambridge University Press.
- Kremer, R. (2008). Glyphosate and glyphosate-resistant crop interactions with rhizosphere microorganisms. Proceedings of the Symposium on Problems in Plant Nutrition and Diseases in Modern Agriculture. International Plant Institute. *Agronomy Information Bulletin*, 1, 15-16.
- Landis D.A., Wratten, S.D. & Gurr, G.M. (2000). Habitat management to conserve natural enemies of arthropod pests in agriculture. *Annual Review of Entomology*, 45: 175-202.
- Mead-Briggs, M.A., Brown, K., Candolfi, M.P., Coulson, M.J.M., Miles, M., Moll, M., Nienstedt, K., Schuld, M., Ufer, A. & McIndoe, E. (2000). A laboratory test for evaluating the effects of plant protection products on the parasitic wasp, *Aphidius rhopalosiphi* (De Stephani-Perez) (Hymenoptera: Braconidae). En: Candolfi, M.P., Blumel, S., Forster, R., Bakker, F.M., Grimm, G., Hassan, S.A., Heimbach, U., Mead-Briggs, M.A., Reber, B., Schmuck, R., Vogt, H. (Eds.), Guidelines to evaluate side-effects of plant protection products to non-target arthropods (158 p.). Gent, Bélgica: IOBC/WPRS.
- Mirande, L., Haramboure, M., Smagghe, G., Reinoso, M.F.A., Desneux, N. & Schneider, M.I. (2014). Side effects of four insecticides on *Harmonia axyridis* eggs (Coleoptera: Coccinellidae). 66th International Symposium on Crop Protection. Gent University, Bélgica.
- Mirande, L., Perez, M.E., Gutierrez, G., González, B., Desneux, N. & Schneider, M.I. (2013). Selectivity of acetamiprid, azadirachtin and pyriproxyfen to larvae and pupae of *Harmonia axyridis* Pallas (Coleoptera:Coccinellidae). 13° SICONBIOL Use o Controle Biológico. Faca Bonito, Brasil.
- Mitidieri, M. & Polack, L.A. (2005). Producción de tomate diferenciado. Protocolo Preliminar de Manejo Integrado de Plagas y Enfermedades. 16 p. Buenos Aires, Argentina: Ediciones INTA.
- Mugni, H., Paracampo, A., Demetrio, P., Pardi, M., Bulus, G., Ronco, A. & Bonetto, C. (2016). Toxicity persistence of chlorpyrifos in runoff from experimental soybean plots to the non-target amphipod *Hyalella curvispina*: effect of crop management. *Archives of Environmental Contamination and Toxicology*, 70(2), 257-264.
- Nunes, C., Lucas, E. & Coderre, D. (2005). Diagnóstico sobre el conocimiento y manejo de *Bemisia tabaci* por los productores del norte nicaragüense. *Manejo Integrado De Plagas y Agroecología*, 76, 75-79.
- Pérez, G., Torremorell, A., Mugni, H., Rodriguez, P., Vera, M.S., Do Nascimento, M., Allende, L., Bustingorry, J., Escaray, R., Ferraro, M., Izaguirre, I., Pizarro, H., Bonetto, C., Morris, D. & Zagarese, H. (2007). Effects of the herbicide Roundup® on freshwater microbial communities: a mesocosm study. *Ecological Applications*, 17, 2310-2322.
- Rimoldi, F., Alvarez, M., Barcena, A., Schneider, M.I. & Ronco, A.E. (2008a). Efectos secundarios de insecticidas convencionales y bioracionales sobre la elección de presa del depredador generalista *Chrysoperla externa*. Congreso Argentino de Entomología. Córdoba, Argentina.

- Rimoldi, F., Fogel, M.N., Ronco, A.E. & Schneider, M.I. (2017). Comparative susceptibility of two Neotropical predators, *Eriopsis connexa* and *Chrysoperla externa*, to acetamiprid and pyriproxyfen: short and long-term effects after egg exposure. *Environmental Pollution*, 231, 1042-1050.
- Rimoldi, F., Schneider, M.I., Pineda, S. & Ronco, A.E. (2007). Effects of conventional and biorational insecticides on larvae of *Chrysoperla externa*. *Communication Applied Biological Sciences*, 72, 561-565.
- Rimoldi, F., Schneider, M.I. & Ronco, A.E. (2008). Susceptibility of *Chrysoperla externa* eggs (Neuroptera: Chrysopidae) to conventional and biorational insecticides. *Environmental Entomology*, 37, 1252-1257.
- Rimoldi, F., Schneider, M.I. & Ronco, A.E. (2012). Short and long-term effects of endosulfan, cypermethrin, spinosad, and methoxyfenozide on adults of *Chrysoperla externa* (Neuroptera: Chrysopidae). *Journal of Economic Entomology*, 105, 1982-1987.
- Schneider, M.I. & Viñuela, E. (1999). Evaluation of tebufenozide on immature stages of *Hyposoter didymator*, a parasitoid of noctuid larvae. *Med. Fac. Landbouw. Univ. Gent*, 64/3a, 287-295
- Schneider, M.I., Sanchez, N., Pineda, S., Chi, H., & Ronco, A. (2009a). Impact of glyphosate on the development, fertility and demography of *Chrysoperla externa* (Neuroptera: Chrysopidae): Ecological Approach. *Chemosphere*, 76, 1451-1455.
- Schneider, M., Pineda, S., Francesena, N. & Martinez, A.M. (2009b). Compatibility of methoxyfenozide with *Eriopsis connexa*, *Chrysoperla externa*, *Trissolcus basalus* and *Trichopoda giacomellii*. 61st International Symposium of Crop Protection. Gent, Bélgica.
- Schneider, M.I. & Pineda, S. (2007). Efectos letales y subletales de tres insecticidas neurotóxicos y un IGR sobre adultos de *Trichopoda giacomellii* (Diptera: Tachinidae), parasitoide de *Nezara viridula* (Heteroptera: Pentatomidae). *Entomología Mexicana*, 464-469.
- Sobrero, M., Rimoldi, F. & Ronco, A. (2007). Effects of the glyphosate active ingredient and a formulation on *Lemna gibba* L. at different exposure levels and assessment end-points. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology*, 79(5), 537-543.
- Stark, J.D., Vargas, R. & Banks, J.E. (2007). Incorporating ecological relevant measures of pesticide effects for estimating the compatibility of pesticides and biocontrol agents. *Journal of Economic Entomology*, 100, 1027-1032.
- Strassera, M.E. (2008). Generalidades del Control biológico y experiencias en el Cinturón Hortícola Platense (CHP). *Boletín Hortícola*, 40, 16-20.
- van Lenteren, J.C. (2000). A greenhouse without pesticides: Fact or fantasy? *Crop Protection*, 19, 375-384.
- Wyckhuys, K.A.G., Lu, Y., Morales, H., Vazquez, L.L., Legaspi, J.C., Eliopoulos, P.A. & Hernández, L.M. (2013). Current status and potential of conservation biological control for agriculture in the developing world. *Biological Control*, 65, 152-167.



SECCIÓN II

CONTROL BIOLÓGICO DE ARTRÓPODOS PLAGA CON ENTOMOPATÓGENOS



CAPÍTULO 7

USO DE LOS HONGOS ENTOMOPATÓGENOS PARA EL CONTROL MICROBIANO DE ARTRÓPODOS EN CULTIVOS HORTÍCOLAS

Manfrino, R. G., D' Alessandro, C. P., Lecuona, R. E. y López Lastra, C. C.

HISTORIA DE LA PATOLOGÍA DE INSECTOS Y CONTROL MICROBIANO DE PLAGAS

La Patología de Insectos es una disciplina que proviene de la patología de invertebrados y se enfoca básicamente en el estudio de los patógenos que producen enfermedades en insectos, en la enfermedad en sí, sus signos y síntomas y métodos de identificación de los patógenos y diagnóstico. La principal aplicación es en entomología. Las enfermedades causadas por patógenos son conocidas desde hace miles de años, siendo las primeras observadas en China (2700 A.C.). Agostino Bassi, demostró que el hongo *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuillemin provocaba una enfermedad en el gusano de seda que causaba su muerte y dejaba al cadáver con una pelusa de color blanca conteniendo las esporas del hongo (Dubos, 1985). Luego, en 1865, fue Louis Pasteur que estudió otra enfermedad del gusano de seda, en este caso provocada por el protozooario *Nosema bombycis* Naegeli. Además, determinó que había factores ambientales que influían en la susceptibilidad a la enfermedad (temperatura, humedad relativa, ventilación de salas de cría, las hojas de la morera), descubriendo así los principios de la Epidemiología, ciencia que fue explicada años más tarde por Steinhaus en 1949 (Fuxa y Tanada, 1987; Lecuona y Alves, 1996).

El principal aporte u objetivo de la Patología de Insectos es el Control Microbiano, rama del Control Biológico que utiliza microorganismos (hongos, bacterias, virus, protozoarios y nematodos) para reducir y estabilizar las poblaciones de artrópodos plaga (Lecuona, 1996). Se podría considerar a Pasteur también como precursor del Control Microbiano, ya que recomendó el uso de

microorganismos para el control de enfermedades en animales y vegetales, como por ejemplo a la filoxera (hemíptero plaga de la vid) (Dubos, 1985). Sin embargo, los padres de este Control Biológico son los rusos Elie Metschnikoff e Isaac Krassilstchik, por ser los primeros en producir y aplicar un micoplaguicida. En 1879 Metschnikoff aisló a *Entomophthora anisopliae* (= *Metarhizium*) proponiendo su uso para el control del escarabajo de los cereales *Anisoplia austriaca* Herbst y contra la plaga de la remolacha azucarera *Cleonus punctiventris* (Germar) aplicando al suelo cadáveres esporulados de la misma. Finalmente, en 1888, Krassilstchik produce 55 kg del hongo en Smela (Ucrania) para aplicarlo en el campo y obtuvo una mortalidad de 55 a 80 % (Dubos, 1985; Alves, 1998).

DESCRIPCIÓN DE LOS HONGOS ENTOMOPATÓGENOS

Los hongos entomopatógenos (HE) son microorganismos que tienen la particularidad de parasitar a diferentes grupos de insectos y a otros artrópodos, como las arañas y los ácaros (Boucias y Pendland, 1998). Los HE pueden infectar a los insectos directamente a través de la penetración de la cutícula, son diseminados por el viento, la lluvia y otros insectos hospederos, presentan esporas de resistencia que toleran condiciones climáticas adversas, persisten en el medio ambiente y su manipulación en cultivos *in vitro* es relativamente fácil (Osborne y Landa, 1992; Lecuona, 1996; Shah y Pell, 2003; Hajek, 2004).

Los HE viven en una relación multitrófica entre los insectos, el suelo y las plantas (Hesketh *et al.*, 2010). El ciclo de vida de los hongos entomopatógenos consiste en una fase parasitaria (desde la infección del huésped hasta su muerte) y una fase saprofítica (después de la muerte del huésped). Los insectos muertos por los hongos entomopatógenos liberan conidios que pueden iniciar nuevos ciclos de infección en hospederos primarios o alternativos. Además, los hongos entomopatógenos pueden habitar en el suelo por largos períodos de tiempo (Meyling y Eilenberg, 2006; Medo y Cagán, 2011) y desarrollar asociaciones con las raíces de las plantas (St. Leger, 2008; Bruck, 2010).

Los HE han sido ampliamente estudiados en todo el mundo, habiéndose encontrado más de 750 especies reunidas en 100 géneros diferentes (Lecuona, 1996; Vega y Blackwell, 2005).

Los principales grupos de hongos patógenos de insectos se encuentran en Reino Mycota y se ubican en el Phylum Ascomycota y Phylum Zoopagomycota (Spatafora *et al.*, 2016).

MECANISMO DE ACCIÓN DE LOS HONGOS ENTOMOPATÓGENOS

El ciclo de infección de los hongos entomopatógenos HE y el consecuente desarrollo de una micosis, ocurre en una serie de etapas (Figura 1). El paso inicial en la infección de los insectos involucra la adhesión de los propágulos infectivos (conidios o esporas) a la cutícula del insecto, lo cual ocurre por las propiedades físicas, químicas y electrostáticas de la superficie del conidio y de la cutícula. Luego de la adhesión e hidratación de los conidios, ocurre la germinación de los mismos que originan un tubo germinativo y, en algunos casos, la formación de un apresorio. La germinación depende en gran parte de la humedad ambiental y de la temperatura, y en menor grado, de las condiciones de luz y nutrición (Tanada y Kaya, 1993). La siguiente etapa involucra la penetración del tegumento. El modo de penetración depende principalmente de las propiedades de la cutícula, del grosor, de la esclerotización y de la presencia de sustancias antifúngicas y nutricionales del tegumento del insecto (Charnley, 1984). En la penetración, participan dos mecanismos: uno físico y otro enzimático. El primero, consiste en la presión mecánica ejercida por el extremo de la hifa invasiva o por el apresorio, que origina el quiebre de las áreas esclerotizadas y membranosas y la consecuente deformación de la cutícula (Tanada y Kaya, 1993). El mecanismo enzimático consiste en la acción de proteasas, lipasas y quitinasas, las cuales degradan la cutícula en la zona de penetración y facilita la penetración del tubo germinativo o hifa invasiva. A continuación, ocurre la multiplicación del hongo en el hemocele y muerte del insecto. Una vez en el interior del mismo, la mayoría de los hongos entomopatógenos convierten el crecimiento micelial en un crecimiento por gemación, dando lugar a formas miceliales unicelulares llamadas blastosporas (en Ascomycota), cuerpos hifales (en Entomophthorales) o protoplastos, que se multiplican y se dispersan rápidamente por el interior del insecto (Samson *et al.*, 1988; Murrin, 1996; Boucias y Pendland, 1998). Previo a la muerte del insecto, la multiplicación del hongo en el interior del hospedador origina cambios fisiológicos que se observan

como convulsiones, carencia de coordinación y comportamientos alterados (Lecuona, 1996). La muerte del insecto puede ocasionarse por la secreción de sustancias tóxicas denominadas micotoxinas (en Ascomycota) o por la depleción de los nutrientes de la hemolinfa y la invasión completa de los tejidos del insecto (en Entomophthorales) (Tanada y Kaya, 1993; Murrin, 1996; Boucias y Pendland, 1998). El tiempo que demanda la muerte del insecto dependerá del hongo entomopatógeno, del insecto hospedador y de los factores ambientales (Lecuona, 1996). En la siguiente etapa ocurre la emergencia del hongo y la dispersión de los propágulos infectivos. Después de la muerte del insecto, si las condiciones ambientales no son favorables, el hongo permanece en el interior del insecto y el tegumento se mantiene intacto. Sin embargo, si las condiciones de humedad relativa son altas, las estructuras fúngicas logran atravesar nuevamente el tegumento para emerger hacia el exterior del insecto. Generalmente, la emergencia del hongo ocurre por las regiones menos esclerosadas de la cutícula, como las membranas intersegmentales o los espiráculos (Lecuona, 1996). Los propágulos infectivos (esporas o conidios) producidos en el exterior del cadáver son dispersados por el viento, el agua o los animales, y cuando estos tienen contacto con otro insecto comienza nuevamente el ciclo de infección (Boucias y Pendland, 1998).

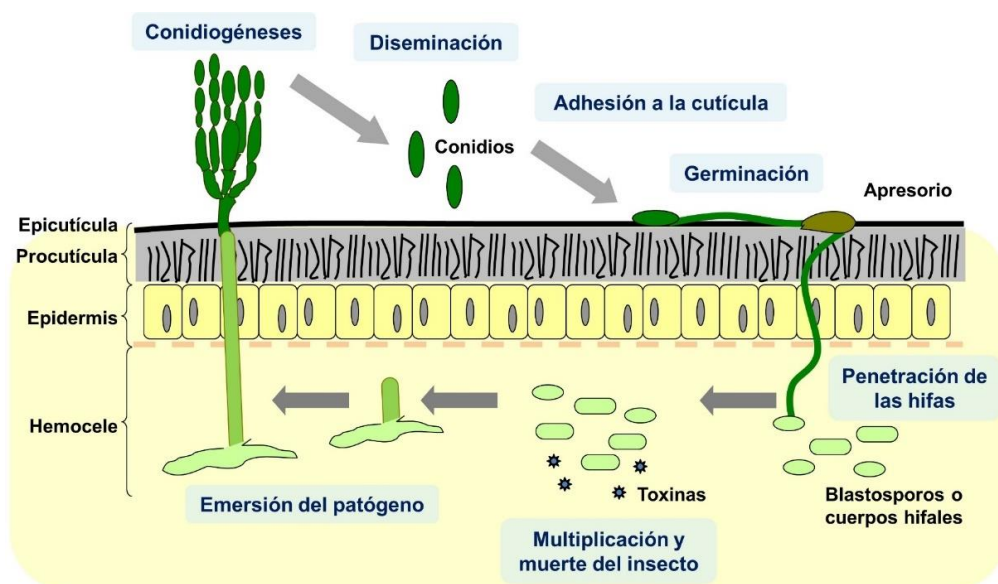


Figura 1. Esquema representativo del mecanismo de acción de los hongos entomopatógenos (tomado y modificado de Mascarin y Jaronski, 2016).

En general, los hongos que se incluyen en el Phylum Ascomycota son considerados como patógenos facultativos, infectando un amplio rango de órdenes de insectos. La muerte del hospedador está asociada comúnmente a la producción de toxinas, a diferencia de los hongos del Phylum Entomophthoromycota, en los que la muerte del insecto hospedador ocurre debido a la colonización de tejidos (Humber, 1984).

Aun, cuando las condiciones ambientales sean las apropiadas, la patogenicidad del hongo dependerá del insecto hospedador. La defensa de los insectos contra las infecciones fúngicas puede estar dada a nivel cuticular, inmunológico o de comportamiento. Asimismo, el rango de especificidad puede variar desde una especie hasta una amplia diversidad de especies hospedadoras (Boucias y Pendland, 1998).

Dentro del grupo de los insectos, los HE infectan mayoritariamente los órdenes Hemiptera, Diptera, Coleoptera, Lepidoptera, Hymenoptera y Orthoptera, donde la infección ocurre frecuentemente en los estados inmaduros (larvas o ninfas) y en los adultos (Tanada y Kaya, 1993).

Los hongos patógenos de insectos se encuentran representados en el Reino Mycota y ubicados en los Phyla: Ascomycota, Basidiomycota, Chytridiomycota y Zoopagomycota. La mayoría de los ejemplos de hongos patógenos de insectos y de otros artrópodos, se incluyen en los Phyla Zoopagomycota y Ascomycota. Sin embargo, representantes del Phylum Chytridiomycota, también se citan como patógenos de estados inmaduros de dípteros.

PHYLUM ASCOMYCOTA

Los hongos del Phylum Ascomycota, se caracterizan por presentar hifas septadas que se diferencian en conidióforos, células conidiógenas o fiálides y conidios los cuales corresponden a las estructuras reproductivas asexuales. La producción de los conidios ocurre en las células conidiógenas erectas del micelio aéreo y la dispersión de estos es de manera pasiva. En el ciclo de vida de los hongos de este Phylum la fase saprofitica ocurre en general en el suelo. Estos hongos, se encuentran en la naturaleza mayoritariamente en su estado asexual o conidial (anamorfo) más que en su estado sexual (teleomorfo). Por eso, antiguamente eran clasificados como “Imperfectos” y se encontraban dentro del

subphylum Deuteromycotina. Actualmente, los HE más importantes del Phylum Ascomycota, se ubican en Subphylum Pezizomycotina, Clase Sordariomycetes, Orden Hypocreales subdividido en tres familias. En la Familia Clavicipitaceae se encuentran los géneros *Aschersonia*, *Hypocrella*, *Metarhizium*; en la Familia Cordycipitaceae se hallan *Beauveria*, *Isaria*, *Lecanicillium* y en la Familia Ophiocordycipitaceae, se encuentran los géneros *Ophiocordyces*, *Hirsutella*, *Tolypocladium*, *Haplosporium* (Samson *et al.*, 1988; Humber, 1997; Hodge, 2003; Sung *et al.*, 2007; Sosa-Gómez *et al.*, 2010).

PHYLUM ZOOPAGOMYCOTA (S. P. Entomophthoromycotina)

Dentro del Phylum Zoopagomycota, Orden Entomophthorales, se incluyen más de 200 especies patógenas, las cuales, generan epizootias en hemípteros, lepidópteros, ortópteros y dípteros. Las principales especies de Entomophthorales son: *Conidiobolus*, *Zoophthora*, *Pandora*, *Entomophaga*, *Entomophthora*, *Neozygites* (Papierok y Hajek, 1997; Humber, 1997; Benny *et al.*, 2001; Hibbett *et al.*, 2007; Sosa-Gómez *et al.*, 2010). Los hongos de este orden se caracterizan por presentar un conjunto de estructuras bien definidas, que se describen a continuación y se esquematizan en la Figura 2.

- ❖ **Protoplastos:** se forman dentro del cuerpo del insecto y se encargan del crecimiento vegetativo del hongo.
- ❖ **Cuerpos hifales:** están presentes en todas las especies, ya sea en la primera etapa del huésped infectado o se forman a partir de protoplastos. Tienen una pared celular que les da la forma típica. Los cuerpos hifales originan conidióforos, cistidios, rizoides y esporas de resistencia.
- ❖ **Conidióforos:** emergen desde los cuerpos hifales y pueden ser ramificados o no ramificados. Ambos, emergen desde un único tubo germinativo de un cuerpo hifal.
- ❖ **Conidios:** son esporas de origen asexual, no móviles. Su función es la diseminación de la enfermedad y la infección de nuevos hospedadores.
- ❖ **Núcleo:** los núcleos difieren en la forma en que se dividen (específico de la Familia), en el número por estructura, especialmente por conidio, y en su tamaño.

- ❖ **Esporas de resistencia:** son estructuras de paredes gruesas cuya función es asegurar la supervivencia del hongo en condiciones adversas.
- ❖ **Rizoides:** estas estructuras se encargan de fijar el hospedador al sustrato. Se forman en el lado ventral del hospedador poco antes de la muerte; por lo general surgen de las partes del cuerpo débilmente quitinizadas como membranas o articulaciones intersegmentales.
- ❖ **Cistidios:** su función es la ruptura de la cutícula del hospedador por presión mecánica. Contienen citoplasma y núcleos. En general, son de forma ahusada, rara vez con un extremo ensanchado o ramificado.

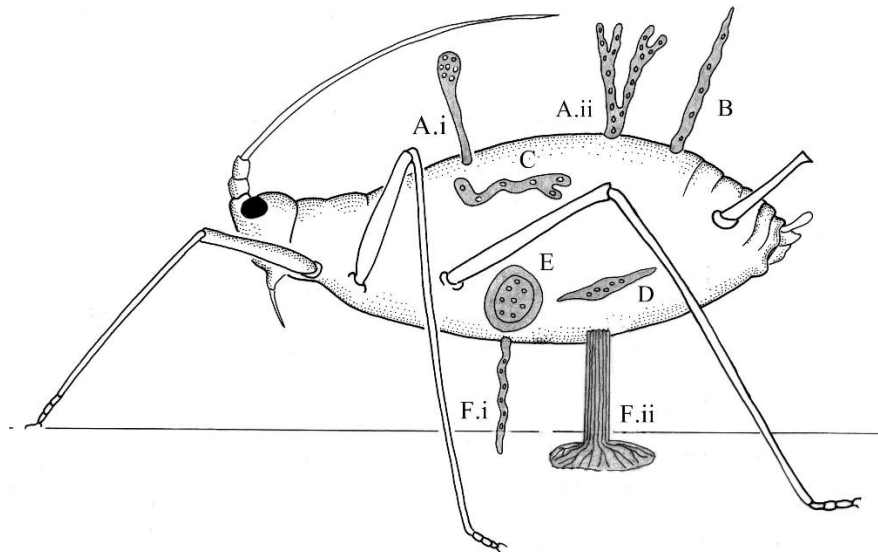


Figura 2. Esquema representativo de las estructuras típicas de los hongos entomofthorales. A.i: conidióforo simple; A.ii: conidióforo ramificado, B: cistidios; C: cuerpos hifales; D: protoplastos; E: esporas de resistencia; F.i: rizoides monohifales; F.ii: rizoides compuestos (tomado y modificado de Keller, 2007).

El ciclo de vida de los hongos Entomophthorales

Cada sistema patógeno-hospedador exhibe peculiaridades propias. Algunas especies de hongos por ejemplo tienen únicamente una única especie de hospedador, otras tienen muchas. Sin embargo, el ciclo de vida de los hongos entomopatógenos tiene muchas similitudes. Básicamente, puede ser dividido en un ciclo de conidios y uno de esporas de resistencia (Figura 3). El primero, facilita la propagación y la diseminación de la enfermedad y el último, sirve para la supervivencia bajo condiciones desfavorables. En muchas especies, las esporas de resistencia son desconocidas y otras estructuras deben ser capaces de resistir las condiciones adversas que pudieran ocurrir.

Las infecciones son siempre debidas a los conidios que se adhieren a la cutícula y forman un tubo de penetración. La penetración a través de la cutícula del hospedador usualmente deja un orificio triangular. La multiplicación dentro del hospedador se desarrolla por protoplastos o por cuerpos hifales. Estas estructuras colonizan el abdomen o, más comúnmente, todo el cuerpo del hospedador. El agotamiento de nutrientes detiene el crecimiento vegetativo. Los hospedadores de la mayoría de las especies mueren en esta etapa. Algunas especies, sin embargo, esporulan mientras el hospedador aún está vivo y móvil.

Normalmente, los cuerpos hifales comienzan a formar un solo conidióforo. Los conidióforos penetran la cutícula del hospedador por presión mecánica y forman los conidios primarios, que son activamente proyectados.

Se estima que el ciclo de esporas de resistencia comienza, generalmente, de la misma manera que el ciclo conidial. Se desconoce en qué etapa es inducida la formación de esporas de resistencia y si hay cambios a nivel nuclear durante su formación y maduración. Las esporas de resistencia pueden ser cigosporas o acigosporas. Su germinación y la formación de conidios germinales son conocidas únicamente para unas pocas especies.

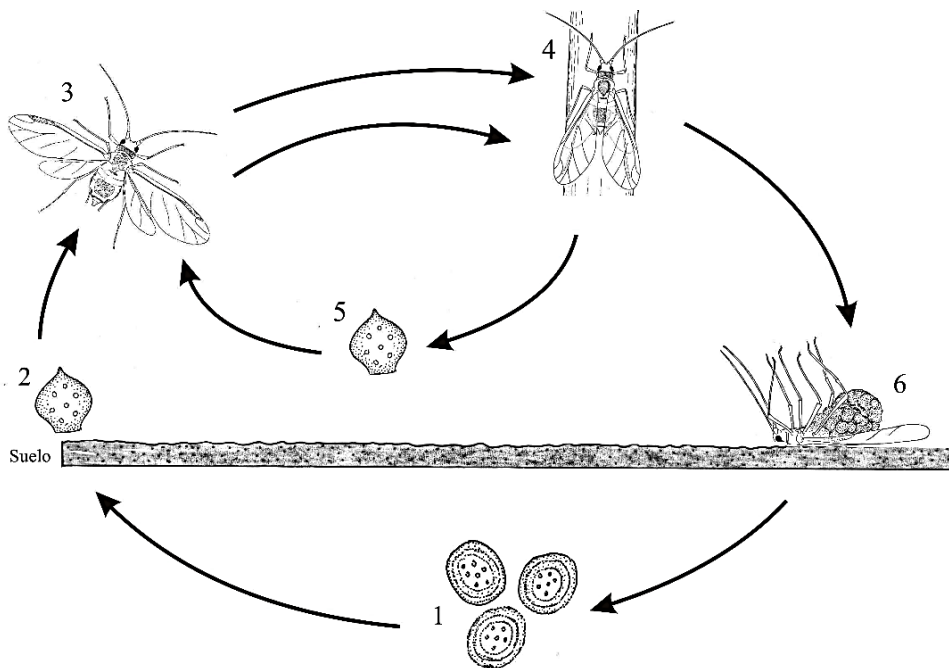


Figura 3. Ciclo de vida de *Entomophthora* sp. en áfidos. 1: Esporas de resistencia en el suelo; 2: Conidios asexuales infectivos son producidos por la estructura de supervivencia del hongo; 3: conidios asexuales infectan estados susceptibles del hospedador; 4: luego de un período de incubación el hospedador muere manteniéndose adherido al sustrato por rizoides; 5: desde el hospedador esporulado son producidos conidios que volverán a infectar a nuevos hospedadores; 6: cuando el número de hospedadores susceptibles disminuye o cuando las condiciones ambientales son desfavorables algunos individuos infectados no producen conidios infectivos, sino estructuras de supervivencia (esporas de resistencia). Las esporas de resistencia sobreviven durante las condiciones desfavorables en el suelo y producirán conidios infectivos el próximo año (tomado y modificado de Keller, 2007).

IMPORTANCIA DE LOS HONGOS ENTOMOPATÓGENOS

En la búsqueda de alternativas al control químico, se ha promovido el estudio y uso de organismos entomopatógenos en programas de control de insectos plagas a nivel mundial (Shah y Pell, 2003). Entre estos organismos, los HE constituyen un importante grupo de patógenos de insectos plaga. Algunas de las ventajas que presentan estos microorganismos son: alta especificidad, dispersión natural, posibilidad de cultivo *in vitro* manteniendo la patogenicidad, inocuidad para vertebrados y la posibilidad de provocar un control permanente una vez establecidos en el ambiente. Asimismo, otra ventaja importante que presentan estos patógenos es que la infección, generalmente, se produce por contacto, a través del tegumento de los insectos, no necesitando ser ingeridos por los mismos, siendo este, un factor importante en programas de control de insectos hemípteros.

FACTORES INVOLUCRADOS EN LOS PROCESOS EPIZOOTIOLÓGICOS DE HONGOS ENTOMOPATÓGENOS

La epizootiología es la ciencia que estudia la dinámica de las enfermedades en las poblaciones de insectos presentes en un ecosistema, no es un fenómeno individual sino, un proceso de múltiples interacciones dentro y entre las poblaciones tanto de los insectos como de los microorganismos, estando ambas íntimamente relacionadas con el resto de los factores ambientales (Lecuona, 1996). Esta ciencia, no solo comprende el estudio de las enfermedades infecciosas sino también, el de las no infecciosas que son, el resultado de diferentes causas: nutricionales, genéticas, fisiológicas, físicas, etc. (Tanada, 1963). En ciertos casos, ambas enfermedades pueden estar presentes al mismo tiempo en una población de insectos. El principal objetivo, de la epizootiología, es la explicación de la distribución de la enfermedad o de su ausencia dentro de la población de insectos.

La transmisión es un factor ecológico clave que debe ser comprendido antes que los entomopatógenos puedan ser manipulados. "La comprensión de los mecanismos de transmisión de un entomopatógeno dado permitirá la predicción de su capacidad de propagarse dentro de una población huésped y, en algunos casos, de su potencial como agente de control microbiano aplicado" (Harper, 1987). Según Hajek y St. Leger (1994), la dispersión de propágulos infectivos a un nuevo huésped representa la parte más arriesgada del ciclo de vida del hongo. Los procesos de producción de esporas, la descarga, dispersión, la supervivencia y la germinación de las mismas, con frecuencia, dependen de las condiciones ambientales.

Los factores que intervienen en el desarrollo de una enfermedad en artrópodos son muy variados y están relacionados tanto con características del hospedante como del patógeno y ambos con los factores ambientales (Tabla 1).

Tabla 1. Factores que influyen en el desarrollo de enfermedades en artrópodos.

Relacionados con la población del hospedante	Factores del hospedante que afectan la susceptibilidad del patógeno	Endógenos (fisiológicos y genéticos) Exógenos (temperatura y alimentación)
	Parámetros poblacionales relacionados con la densidad del patógeno	Comportamiento Densidad Relación con otros organismos
Relacionados con la población del patógeno	Propiedades individuales del patógeno	Patogenicidad, Virulencia, Agresividad
	Características de la población del patógeno	Densidad, Dispersión, Sobrevivencia, Transmisión
Factores ambientales		Temperatura
		Humedad relativa
		Precipitaciones
		Radiación solar
		Fotoperíodo, Suelo, Agroquímicos, Especie Vegetal

1. Factores relacionados con el hospedador

Entre estos, se incluyen el efecto de la biología y morfología de los insectos y los efectos del estado de desarrollo del insecto en la transmisión. Respecto al primero, los áfidos constituyen un buen ejemplo de un taxón que es exitosamente explotado por hongos entomopatógenos. Muchas características de los áfidos juegan un rol en el desarrollo de epizootias de hongos. Los áfidos son pequeños, insectos hemimetábolos, de cuerpos blandos, con ciclos de vida rápido, esperanza de vida relativamente corta, a menudo partenogenéticos y vivíparos, que producen formas sin alas (ápteros) y formas aladas. Debido a que los áfidos son hemimetábolos, las ninfas viven y se alimentan en colonias con los adultos, resultando que toda la población es susceptible al ataque por patógenos fúngicos. Esto se diferencia de la dinámica de los patógenos en insectos pertenecientes a los Ordenes Hymenoptera, Lepidoptera, Diptera, y otros insectos hemimetábolos en los cuales,

los entomopatógenos usualmente se restringen al estado de larva o adulto. Los cuerpos pequeños y blandos (débilmente esclerotizados) de los áfidos hacen que presenten relativamente pocas barreras a la penetración de hongos patógenos. El pequeño tamaño de los áfidos puede también estar relacionado con el poco tiempo requerido por algunos hongos patógenos para matar a su hospedador.

En relación a la densidad de la población hospedadora, las poblaciones densas de insectos, favorecen la rápida diseminación del patógeno. La densidad de la población hospedadora ha sido considerada como el principal factor que determina los niveles de infección en algunos sistemas de cultivo-insecto-patógeno (Robert *et al.*, 1973; Rabasse y Robert, 1975; Wilding y Perry, 1980; Soper y MacLeod, 1981; Feng *et al.*, 1992).

Con respecto al estado de desarrollo del hospedador, Kim y Roberts (2012) sugirieron que los estados ninfales tempranos de áfidos del algodón son menos susceptibles porque pueden escapar a la infección fúngica debido, al menos en parte, a la combinación de tres factores: bajo número de conidios adheridos a sus cutículas, a los bajos niveles de germinación de conidios y a la rápida muda que remueven los conidios antes de que el tubo germinativo penetre dentro de la hemolinfa del hospedador. En el caso de los pulgones, la alta susceptibilidad a la infección de las formas aladas es muy importante en la transmisión de los patógenos, ya que estas formas infectadas pueden volar y dispersar los patógenos entre sitios. Esto ha sido demostrado en China (Feng *et al.*, 2004). Además, la habilidad de volar largas distancias mientras están infectados es un factor importante en el desarrollo de epizootias (White *et al.*, 2000).

2. Factores relacionados con el patógeno

Entre los factores relacionados con el patógeno, los siguientes pueden tener un efecto en la transmisión: descarga activa o pasiva de conidios; tamaño, forma y número de conidios, mecanismos de fijación y mecanismos de supervivencia.

3. Efectos relacionados con la planta hospedadora

La presencia de tricomas en las hojas y tallos, la arquitectura y tamaño de la planta, la presencia de ceras superficiales, los compuestos químicos de las plantas y la existencia de plantas “refugio” son algunas de las características que pueden tener efectos en la transmisión (Duetting *et al.*, 2003).

4. Efectos relacionados con los factores ambientales

El ambiente juega el principal rol en la supervivencia y transmisión de todos los patógenos. La humedad relativa, la luz del sol, la temperatura, la lluvia, el viento y las sustancias químicas artificiales afectan la transmisión de los hongos patógenos. Cada especie de hongo tiene diferentes requerimientos de humedad y temperatura. Algunas especies de Entomophthorales son más comunes en regiones tropicales y subtropicales, mientras que otras predominan en zonas templadas o frías.

❖ **Efecto de la temperatura y de la luz:** los extremos de temperatura tienen un efecto en la supervivencia de los patógenos, y su capacidad para crecer, esporular y germinar. Se ha demostrado que la luz tiene efectos en la producción y germinación de esporas. Respecto a la temperatura, Glare *et al.* (1986) demostraron que afecta la producción y la descarga de conidios primarios de *Zoophthora phalloides* Batko desde cadáveres de *Myzus persicae* (Sulzer) esporulados, con grandes cantidades de conidios producidos a 10, 15 y 20 °C, pero muy pocos a 4 o 25 °C.

❖ **Agroquímicos:** las sustancias químicas aplicadas a los cultivos pueden afectar la transmisión de los hongos patógenos (Steinkraus, 2006). Los insecticidas pueden alterar la dinámica de la transmisión de los hongos patógenos al reducir a densidades muy bajas las poblaciones de insectos, afectando el potencial de transmisión y el desarrollo de epizootias. Respecto a los fungicidas, varios autores indican que estos pueden suprimir el desarrollo de epizootias de hongos entomopatógenos (Kish y Allen, 1978; Smith y Hardee, 1993; Wells *et al.*, 2000, Ruano-Rossil *et al.*, 2002).

❖ **Humedad relativa (HR):** es el factor más crítico en la transmisión de hongos patógenos. Los hongos, generalmente, requieren alta humedad para sobrevivir, germinar y esporular (Steinkraus, 2006). Glare *et al.* (1986) demostraron que la esporulación de *Zoophthora phalloides* Batko desde cadáveres de *M. persicae*

ocurrió únicamente con porcentajes de humedad relativa del 100 %. Los mismos autores mostraron que la humedad relativa influyó en la germinación de conidios primarios de *Z. phalloides*. Altos porcentajes de conidios germinaron a 98 y 100 %, mientras que no se registró germinación a 94 o 91 % de HR. Wilding (1969), Steinkraus y Slaymaker (1994) y Brobyn *et al.* (1985) demostraron que la HR es un factor clave en la esporulación y germinación de las especies *Entomophthora thaxteriana* Hall & Bell, *Pandora neoaphidis* (Remaudière and Hennebert) Humber y *Neozygites fresenii* (Nowak.) Remaud. & Keller. Estos autores coincidieron en que elevados porcentajes de HR favorecieron la esporulación y germinación de las especies de hongos.

PREVALENCIA DE LAS INFECCIONES FÚNGICAS

Los hongos entomopatógenos y particularmente los hongos Entomophthorales son importantes factores de mortalidad de insectos en el campo (Keller, 2006). Estudios intensivos de hongos Entomophthorales contribuyen al entendimiento de su potencial epizootológico, fenología y manejo en cultivos agrícolas (Pell *et al.*, 2001). Con frecuencia causan epizootias que pueden rápidamente reducir las densidades de insectos (Steinkraus *et al.*, 1995), esta característica los convierte en excelentes candidatos para ser utilizados como agentes de control biológico de insectos plaga.

El término prevalencia es definido como “*el número de hospedadores afectados con la enfermedad en un momento y tiempo determinados*” (Fuxa y Tanada, 1987). Se calcula como el porcentaje de insectos infectados respecto del número total de insectos en la muestra.

La prevalencia de los hongos Entomophthorales en poblaciones de insectos puede alcanzar niveles muy altos en ciertas épocas del año y pueden permitir la eliminación de las poblaciones de insectos plaga. Esta observación sugiere que existe un alto potencial de utilización de hongos Entomophthorales para control microbiano/biológico de insectos y ácaros, es especial en tácticas de Control Biológico Conservativo (CBC). Este tipo de control es una elección adecuada para hongos Entomophthorales, pero a la vez es desafiante ya que se respalda en un profundo conocimiento de la biología y ecología del hospedador y del patógeno,

así como de los efectos e interacciones entre los factores ambientales y prácticas de manejo que se realizan en relación con el insecto “blanco”.

Estacionalidad de infecciones fúngicas

Estudios previos referidos a la estacionalidad de hongos entomopatógenos en poblaciones de insectos en la Argentina documentan que las infecciones fúngicas son más comunes en las estaciones otoño-invierno (desde marzo hasta agosto) (López Lastra *et al.*, 2003; 2006; López Lastra y Scorsetti 2006; Toledo *et al.*, 2008) cuando prevalecen condiciones de temperaturas relativamente bajas y porcentajes de humedad elevados.

POTENCIAL DE HONGOS ENTOMOPATÓGENOS EN TÁCTICAS DE CONTROL MICROBIANO

El Manejo Integrado de Plagas es una estrategia que contempla el empleo de diferentes tácticas de control con el fin de reducir las poblaciones de las plagas. El Control Biológico (CB) es una de ellas, ya sea mediante el uso y/o manejo de entomófagos o de entomopatógenos (Control Microbiano). Mediante estrategias de CB los agentes de control biológico pueden ser introducidos en un área donde no estaban presentes, para lograr su establecimiento y colonización en el agroecosistema. También, se podría considerar favorecer el desarrollo de epizootias en el campo o desarrollar prácticas agronómicas de manejo para favorecer el mantenimiento e incremento de los HE presentes. Es evidente entonces, que el conocimiento de los principios de la epizootiología y su aplicación en el campo, jugarán un importante papel en el mantenimiento sostenido de la reducción poblacional de la plaga a controlar. A continuación, se citan estrategias de CB mediante la utilización de hongos entomopatógenos:

❖ **Liberación inoculativa e inundativa de hongos entomopatógenos:** la liberación inoculativa hace referencia a los casos de liberación de un entomopatógeno limitada a una estación o ciclo anual. El objetivo es aumentar la cantidad de inóculo de un patógeno ya presente en el área, con la finalidad de inducir una epizootia, aunque en ciertos casos, luego de algunos años puede lograr establecerse en el agroecosistema y mantener la plaga en un nivel enzoótico. De forma general, las epizootias naturales que se presentan en el

agroecosistema ocurren luego que los insectos han provocado un daño considerable al cultivo. Para subsanar en parte este desfase entre el daño y el nivel epizootico, los entomopatógenos pueden ser liberados al agroecosistema en forma temprana, cuando la población de la plaga es aún baja, ya sea durante la primera generación de ella o cuando otras especies susceptibles a ese patógeno preceden a la plaga principal.

La liberación inundativa refiere a la aplicación de un patógeno en el agroecosistema para aumentar su población y obtener un efecto en muy corto tiempo, independientemente de la densidad poblacional del hospedante. En esta estrategia, no se pretende que el microorganismo se establezca y se recicle en el hábitat. El efecto logrado es semejante al de un insecticida químico, de manera que esta alternativa corresponde al empleo de insecticidas microbianos o bioinsecticidas.

❖ **Control Biológico Conservativo (CBC):** es una estrategia de control biológico en la que las prácticas de manejo son alteradas para incrementar las condiciones de vida de los enemigos naturales de las plagas (Barbosa, 1998; Eilenberg *et al.*, 2001). Hasta la fecha, la mayoría de los ejemplos de CBC involucran artrópodos (depredadores y parasitoides) (Landis *et al.*, 2000; Gurr *et al.*, 2004; Wade *et al.*, 2008; Zumoffen *et al.*, 2012) con pocos estudios relacionados a entomopatógenos (Fuxa, 1998; Ekesi *et al.*, 2005).

Entre los hongos entomopatógenos, el Orden de los Entomophthorales ofrece un alto potencial para explotar en estrategias de CBC contra insectos (Powell *et al.*, 1986; Steenberg y Eilenberg, 1995; Barta y Cagán 2003; Shah y Pell, 2003; Ekesi *et al.*, 2005; Steinkraus, 2006). La importancia de estos organismos como enemigos naturales reside en su habilidad para suprimir las poblaciones de insectos con condiciones de humedad y frío, en contraste con los requerimientos para la actividad de parasitoides y depredadores (Pell, 2007). Estudios del rol de hospedadores alternativos como recursos de inóculo fúngico han sido realizados en Europa (Carruthers y Soper, 1987; Eilenberg, 1988; Powell *et al.*, 2003; Pell, 2007), en África (Hatting *et al.*, 1999) y en la Argentina con muy buenos resultados (Manfrino *et al.*, 2013).

PROCESO DE DESARROLLO DE UN PLAGUICIDA BIOLÓGICO A BASE DE HONGOS ENTOMOPATÓGENOS

La producción masiva de hongos entomopatógenos tiene como objetivo la multiplicación a gran escala de las estructuras fúngicas, como micelio, conidios o blastosporas, para luego ser empleadas en la formulación de micoinsecticidas. El punto de partida para la producción de un micoinsecticida es contar con una cepa que reúna las siguientes condiciones: abundante producción de conidios, elevada virulencia, ser fácilmente cultivable, no ser tóxica para el hombre ni para ningún animal de sangre caliente y ser económicamente rentable (Goettel, 1984). Además, se debe tener en cuenta su crecimiento, esporulación, estabilidad genética, capacidad de supervivencia y persistencia en el medio ambiente (Jaronsky, 1986).

La producción masiva puede clasificarse según el método de multiplicación en: producción *in vitro* o producción *in vivo*. La producción *in vitro* es el método mayormente utilizado en la multiplicación de los hongos con requerimientos nutricionales menos exigentes, como por ejemplo, los hongos del orden Hypocreales (Goettel y Roberts, 1991). En cambio, la producción *in vivo* es llevada a cabo con patógenos obligados que tienen requerimientos nutricionales complejos y, por lo tanto, la única alternativa para propagarlos es a través de pasajes por insectos susceptibles a éstos (Ignoffo, 1981).

La producción *in vitro* puede llevarse a cabo en sustratos sólidos, líquidos o en sistemas bifásicos. La fermentación en sustratos sólidos es la alternativa más utilizada para el crecimiento y producción de conidios de los hongos entomopatógenos a escala industrial. Se utilizan en general granos de plantas de gramíneas, como por ejemplo arroz, cebada y trigo, los cuales pueden ser colocados en botellas de vidrio, bolsas de polipropileno o bandejas metálicas (Alves, 1986; 1998). Al inicio de las investigaciones sobre la fermentación en sustratos sólidos, se utilizaban botellas de vidrio para la multiplicación de las estructuras fúngicas, pero este sistema de producción fue progresivamente descartado por los costos elevados de las botellas, su fragilidad y las dificultades para su reutilización. Se plantearon dos procedimientos de fermentación sólida que introdujeron mejoras en la economía del proceso: uno de ellos es llevado a cabo en bolsas de polipropileno autoclavables (Aquino *et al.*, 1977) y el otro mediante la utilización de bandejas (Alves y Pereira, 1989).

Otra manera de producción *in vitro* es llevada a cabo en base a cultivos líquidos, la cual permite realizar un estricto control de las condiciones fisicoquímicas. Sin embargo, la mayoría de los hongos del orden Hypocreales no producen conidios en cultivos líquidos a pesar de crecer abundantes cantidades de blastosporas (Roberts y Sweeney, 1982). Estas blastosporas son fragmentos de micelio de pared delgada y aspecto levaduriforme, las cuales resultan infectantes, pero tienen un tiempo de vida medio corto y no soportan condiciones ambientales extremas como los conidios (Roberts y Sweeney, 1982).

La producción *in vitro* en sistemas bifásicos, aprovecha las ventajas de la producción en medios sólidos y la fermentación en medio líquido. Esta producción consta de dos etapas: la primera de multiplicación en medios líquidos para obtener abundante micelio, seguida de una segunda etapa en donde el micelio es distribuido en bandejas, las que son alojadas en un cuarto con temperatura y humedad controlada hasta alcanzar la esporulación.

Una vez obtenidos los conidios por producción masiva, el siguiente paso es la formulación, la cual consiste en mezclar el ingrediente activo, es decir los conidios, con materiales inertes (agentes emulsionantes, humectantes, protectores de luz UV, etc) que protejan al hongo y faciliten el almacenamiento (Monzón, 2001). Existen dos tipos de formulaciones: seca o líquida. En las formulaciones secas o como polvo mojable se utiliza un vehículo de origen mineral o vegetal, que ayuda a absorber la humedad de los conidios y mantiene la viabilidad de estos por un tiempo considerable. Estas formulaciones no cuentan con gran aceptación del mercado, ya que traen serios problemas de aplicación y ocasionan alergia al usuario (Lecuona, 1996). Las formulaciones líquidas utilizan un líquido emulsionante que tiene la función de mantener suspendidos los conidios en una mezcla homogénea y que garantice una adecuada aplicación mediante mochilas pulverizadoras (Monzón, 2001).

Previo a la comercialización de los micoinsecticidas se requiere un control de las propiedades biológicas, físicas y químicas de los formulados. Para esto, se realizan pruebas microbiológicas que establezcan la concentración de conidios, la germinación de las esporas y la pureza del formulado. Además, se determina el pH, el porcentaje de humedad y el tamaño de las partículas que aseguren al usuario un producto con la máxima eficacia de control en el campo (Vélez *et al.*, 1997).

Las formulaciones comercializadas a base a HE están siendo elaboradas con conidios, blastosporas o micelio, los cuales son mezclados con diferentes materiales, tales como aceite vegetal, medios de cultivos, agua y estabilizantes. En América Latina, la formulación de conidios en granos de arroz precocidos fue ampliamente desarrollada en industrias privadas y públicas, sin embargo, la comercialización de estos formulados presentó varias complicaciones a la hora de la preparación de la suspensión de conidios, el almacenamiento de las bolsas de arroz y en la aplicación en el campo. Dentro de las formulaciones más avanzadas en América Latina se encuentra el aceite emulsionante que puede ser preparado como una suspensión concentrada de conidios y es estable en el medio ambiente, ya que protege a los conidios de la desecación y de la radiación solar (Alves y López, 2008).

Actualmente, en el mercado mundial existen varios micoinsecticidas a base de hongos entomopatógenos para controlar las plagas de importancia económica (Charnley, 1997). En América Latina, la mayoría de los micoinsecticidas están siendo elaborados por Brasil seguido por Colombia, México, Cuba, Venezuela y Costa Rica (Alves y López, 2008). Algunos ejemplos de bioinsecticidas a base de *B. bassiana* son: Mycotrol, Naturalis-L, Betel, Ostrinil, Boverin, Boverol y Boverosil, los cuales son producidos en Estados Unidos, Alemania, Francia, Rusia, República Checa y China. Los nombres comerciales para las formulaciones a base de *Metarhizium anisopliae* (Metschnikoff) Sorokin son: BIO 1020, Biogreen, Metaquino, Bio-Path, elaborados en Alemania, Australia, Brasil y Estados Unidos. Los bioinsecticidas en base de *Lecanicillium lecanii* (Zimmerm.) Zare & W. Gams, *Isaria fumosorosea* Wize y *Isaria javanica* (Frieder & Bally) Samson & Hywel-Jones han sido recientemente producidos para combatir las plagas agrícolas. Las formulaciones de *L. lecanii* son producidas en Holanda. Los nombres comerciales son Mycotol y Vertalec. Asimismo, los productos a base de *I. fumosorosea* se denominan PFR-97 y PreFeRal, elaborados en Bélgica (Charnley, 1997). Recientemente en Brasil, fue registrado un nuevo bioplaguicida en base de *I. fumosorosea* (cepa ESALQ 1296) para el control de una de las principales plagas de cítricos, *Diaphorina citri* Kuwayama por la empresa Koppert Brasil (<https://www.koppert.com.br/challenger/>).

USO DE HONGOS ENTOMOPATÓGENOS PARA EL CONTROL MICROBIANO DE PLAGAS HORTÍCOLAS EN LA ARGENTINA

En la Argentina, las investigaciones acerca de la ocurrencia y uso de los hongos como agentes de control se han enfocado principalmente en hemípteros, abarcando principalmente a insectos pertenecientes a las Familias Aleyrodidae, Aphididae y Cixiidae, algunos de los cuales representan en la actualidad un serio problema de plagas en cultivos hortícolas.

Los estudios de los hongos patógenos de la mosca blanca (Hemiptera: Aleyrodidae) involucran estudios de ocurrencia natural y de patogenicidad de hongos Hypocreales. Scorsetti *et al.* (2008) y Toledo *et al.* (2004) citan a las especies *L. lecanii*, *L. muscarium* (Petch) Zare & W. Gams, *L. longisporum* (Petch) Zare & W. Gams, *I. fumosorosea* infectando a *Trialeurodes vaporariorum* Westwood y *Bemisia tabaci* (Gennadius) en cultivos de *Apium graveolens* L. (apio), *Beta vulgaris* var. *cicla* L. (acelga), *Beta vulgaris* var. *conditiva* L. (remolacha), *Capsicum annuum* L. (pimiento), *Cucumis sativus* L. (pepino), *Cynara scolymus* L. (alcaucil), *Lactuca sativa* L. (lechuga), *Lycopersicon esculentum* Mill. (tomate) y *Solanum melongena* L. (berenjena). Asimismo, D'Alessandro (2011) reportó la ocurrencia de epizootia natural del *I. fumosorosea* en adultos de *T. vaporariorum* provenientes de cultivos de chaucha de la provincia de Buenos Aires. En el Capítulo 14 se citan los estudios realizados con mosca blanca en la Argentina.

Los estudios realizados con hongos para el control de áfidos (Hemiptera: Aphididae) involucran a microorganismos pertenecientes tanto al Orden Hypocreales como al Orden Entomophthoromycota. Scorsetti *et al.* (2012) han probado la patogenicidad de cepas de *L. lecanii*, *L. muscarium* y *L. longisporum* contra diferentes especies de áfidos y han evaluado la interacción de estos agentes de control con un predador común de áfidos, *Eriopsis connexa* (Germar). En relación al control de pulgones mediante microorganismos pertenecientes al Orden Entomophthorales los estudios realizados citan hasta el momento, siete especies de entomophthorales infectando diferentes especies de áfidos en cultivos intensivos (Scorsetti *et al.*, 2006; López Lastra y Scorsetti, 2006, 2007; Jensen *et al.*, 2009; Manfrino *et al.*, 2013; 2014, a b; 2015, Scorsetti *et al.*, 2012). Scorsetti *et al.* (2006) citan a las especies *Aphis fabae* (Scopoli), *Aphis gossypii* (Glover), *Brevicoryne brassicae* L., *Lipaphis erysimi* (Kaltenbach), *Macrosiphum*

euphorbiae (Thomas), *Myzus* sp., *M. persicae*, *Nasonovia ribisnigri* (Mosley) y *Capitophorus elaeagni* (del Guercio) como hospedadores de seis especies de hongos patógenos. *Conidiobolus obscurus* (Hall & Dunn) Remaud. & Keller, *Entomophthora planchoniana* Cornu, *Neozygites fresenii* (Nowakowski) Batko, *Zoophthora radicans* (Brefeld) Batko y *Zoophthora* sp. Estos autores citaron a *Pandora neoaphidis* Humber como el patógeno predominante de áfidos. Manfrino *et al.* (2014, 2016) citan a las especies de hongos entomophthorales *P. neoaphidis*, *Z. radicans*, *E. planchoniana* y *Zoophthora* sp. como patógenos de *M. persicae*, *B. brassicae*, *N. ribisnigri*, *Aphis* sp. y *M. euphorbiae* en cultivos de *B. oleracea* var. *capitata* L., *B. oleracea* var. *botrytis* L., *B. oleracea* var. *italica* Plenck, *L. sativa*, *S. melongena* y *C. annuum* en el cinturón hortícola santafesino. Asimismo, en otros estudios realizados se citan importantes niveles de infección fúngica en poblaciones de pulgones. Entre ellos, Scorsetti *et al.* (2010) registraron *P. neoaphidis* en *N. ribisnigri* en cultivo de lechuga en La Plata (Buenos Aires) con una prevalencia de 56,6 % (n = 30). Manfrino *et al.* (2014b) registran a las especies *P. neoaphidis* y *E. planchoniana* causando epizootias en *M. persicae* alcanzando niveles de 45,5 % (n = 2296) y 98,1 % (n = 15) en *S. melongena* y en *C. annuum*, respectivamente. Estas especies de hongos parecen desempeñar un rol en la disminución de las poblaciones de *M. persicae*. Es notable destacar que las epizootias ocurrieron entre los meses de octubre-febrero (primavera y verano en la Argentina). *Pandora neoaphidis*, aparentemente, infecta áfidos más frecuentemente en zonas templadas (Keller, 1991) y ha sido citada causando epizootias en *M. persicae* sobre espinaca en Arkansas (McLeod *et al.*, 1998) mientras que *E. planchoniana* es más frecuente en hábitats secos (Keller, 1987; Bałazy, 1993). Por otro lado, Manfrino *et al.* (2016) han observado frecuentes epizootias de *Z. radicans* en *B. brassicae* alcanzando niveles de hasta el 96 % (n=75) en *B. oleracea* var. *botrytis* durante el año 2011.

En relación a lepidópteros plaga de cultivos hortícolas se ha citado a las especies de hongos *Z. radicans* (Zygomycetes: Entomophthorales) y *Metarhizium rileyi* (Farlow) Samson (Ascomycetes: Clavicipitaceae) como patógenos de *Plutella xylostella* L. (Lepidoptera: Plutellidae) (Manfrino *et al.*, 2018), importante insecto plaga de cultivos de brasicáceas. Las infecciones de *Z. radicans* han sido registradas desde larvas, pupas y adultos de *P. xylostella*, destacándose la importancia y la capacidad del patógeno de infectar a los diferentes estados de

desarrollo del insecto (Manfrino *et al.*, 2018). Por otro lado, *Z. radicans* ha sido registrado provocando infecciones en *T. absoluta* (Meyrick) (Lepidoptera: Gelechiidae) en la provincia de Buenos Aires (Lopez Lastra y Scorsetti, 2006), importante insecto plaga en cultivos de tomate.

En relación a los hongos patógenos de ácaros, en nuestro país se ha informado la presencia del hongo entomopatógeno *Neozygites cf. floridana* (Zoopagomycota: Zygomycetes: Neozygiales) como patógeno de la “arañuela roja”, *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae), importante plaga de cultivos de tomate, pimiento, berenjena, y otras hortalizas (Scorsetti y López Lastra, 2007) en el cinturón hortícola del Gran La Plata.

BIBLIOGRAFÍA

- Alves, S.B. & López, R.B. (2008). *Controle microbiano de pragas na America Latina: avanços e desafios*. Vol. 14. 414 p. Piracicaba, Sao Pablo, Brasil: FEALQ.
- Alves, S.B. & Pereira, R.M. (1989). Produção de *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorok. e *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. em bandejas. *Ecosistema*, 14, 188-192.
- Alves, S.B. (1998). Fungos entomopatogenicos. *Em: Alves, S.B. (Ed.), Controle microbiano de insetos*. 2nd Ed. pp. 289-370. Piracicaba, Sao Pablo, Brasil: FEALQ.
- Aquino, M.L., Vital, A.F., Cavalcanti, V.L.B. & Nascimento, M.G. (1977). Cultura de *Metarhizium anisopliae* (Metsch.) Sorokin em sacos de polipropileno. *Bol. Téc. Com. Exec. Defesa Fitosanitária da Lavoura Canavieira de Pernambuco* (CODECAP), 5, 11.
- Balazy, S. (1993). *Flora of Poland. Fungi* (Mycota), vol. 24: Entomophthorales. 356 p. Cracovia, Polonia: Polish Acad. Science, W. Szafer Inst. Botany.
- Barbosa, P. (1998). *Conservation Biological Control*. 396 p. San Diego, USA: Academic Press.
- Barta, M. & Cagán, L. (2003). Entomophthoralean fungi associated with common nettle aphid (*Mircrolophium carnosum* Buckton) and the potential role of nettle patches as reservoirs for the pathogens in landscape. *J. Pest. Sci.*, 76, 6-13.
- Benny, G.L., Humber R.A. & Morton, J.B. (2001). Zygomycota: Zygomycetes. *In: McLaughlin, D.J., McLaughlin, E.G. & Lemke, P.A. (Eds.). The Mycota VII. Systematics and Evolution. Part A*. pp. 113-146. New York, USA: Springer-Verlag.
- Boucias, D. & Pendland, J.C. (1998). *Principles of insect pathology*. 537 p. Boston, USA: Kluwer Academic Publishers.
- Brobyn, P.J., Wilding, N. & Clark, S.J. (1985). The persistence of infectivity of conidia of the aphid pathogen *Erynia neoaphidis* on leaves in the field. *Ann. Appl. Biol.*, 107, 365-376.
- Bruck, D.J. (2010). Fungal entomopathogens in the rhizosphere. *Biocontrol*, 55, 103-112.
- Carruthers, R.I. & Soper, R.S. (1987). Fungal diseases. *In: Fuxa, J.R. & Tanada, Y. (Ed.). Epizootiology of insect diseases*. pp. 357-416. 576 p. New York, USA: Wiley.
- Charnley, A.K. (1984). Physiological aspects of destructive pathogenesis in insects by fungi: A speculative review. *In: Anderson, J., Rayner, A. & Walton, D. Invertebrate-microbial Interactions*. pp. 229-270. Cambridge, UK: Cambridge University Press.
- Charnley, A.K. (1997). Entomopathogenic fungi and their role in Pest Control. *In: Wicklow, DT., & Söderström, B. (Eds.) (1997). Environmental and Microbial Relationships. (The Mycota; Vol. IV)*. pp. 185-201. 373 p. Springer-Verlag Berlin Heidelberg: Alemania.
- D'alessandro, C.P. (2011). *Hongos patógenos de la "mosca blanca" (Hemiptera: Aleyrodidae). Diversidad, patología y variación estacional en cultivos hortícolas*. (Tesis Doctoral). Facultad de Ciencias Naturales y Museo, Universidad Nacional de La Plata, La Plata, Buenos Aires, Argentina. 192 p.
- Dubos, R.J. (1985). *Pasteur*. 369 p. Barcelona, España: Salvat.
- Duetting, P.S., Ding, H., Neufeld, J. & Eigenbrode, S.D. (2003). Plant waxy bloom on peas affects infection of pea aphids by *Pandora neoaphidis*. *J. Invertebr. Pathol.*, 84, 149-158.
- Eilenberg, J. (1988). Occurrence of fungi from Entomophthorales in a population of carrot flies (*Psila rosae* F.) Results 1985 and 1986. *IOBC Bull.*, 11, 53-59.

- Eilenberg, J., Hajek, A.E. & Lomer, C. (2001). Suggestions for unifying the terminology in biological control. *BioControl*, 46, 387-400.
- Ekesi, S., Shah, P.A., Clark, S.J. & Pell, J.K. (2005). Conservation biological control with the fungal pathogen *Pandora neoaphidis*, implications of aphid species, host plant and predator foraging. *Agric. Forest. Entomol.*, 7, 21-30.
- Feng, M.G., Chen, C. & Chen, B. (2004). Wide dispersal of aphid-pathogenic Entomophthorales among aphids relies upon migratory alates. *Environ. Microbiol.*, 6, 510-516.
- Feng, M.G., Nowierski, R.M., Johnson, J.B. & Poprawski, T.J. (1992). Epizootics caused by entomophthoralean fungi (Zygomycetes, Entomophthorales) in populations of cereal aphids (Homoptera, Aphididae) in irrigated small grains of southwestern Idaho, USA. *J. Appl. Entomol.*, 113, 376-390.
- Fuxa, J.R. & Tanada, Y. (1987). Epidemiological concepts applied to insect epizootiology. pp. 3-21. *In: Fuxa, J.R. & Tanada, Y. (Eds.), Epizootiology of insect diseases*. 576 p. New York, USA: Wiley.
- Fuxa, J.R. (1998). Environmental manipulation for microbial control of insects. *In: Barbosa, P. (Ed.) (1998), Conservation Biological Control*. pp. 255-268. 396 p. San Diego, USA: Academic Press.
- Glare, T.R., Milner, R.J. & Chilvers, G.A. (1986). The effect of environmental factors on the production, discharge, and germination of primary conidia of *Zoophthora phalloides* Batko. *J. Invertebr. Pathol.*, 48, 275-283.
- Goettel, M.S. & Robert, D.W. (1991). Mass production formulations and field applications of entomopathogenic fungi. *In: Lomer, C.J. & Prior, C. (Eds.), Biological control of locusts and grasshoppers*. Wallingford, U.K. pp. 230-238.
- Goettel, M.S. (1984). A simple method for mass culturing entomopathogenic Hyphomycete fungi. *J. Microbiol. Met.*, 3, 15-20.
- Gurr, G.M., Wratten, S.D. & Altieri, M.A. (2004). Ecological engineering for pest management: advances in habitat manipulation for arthropods. 232 p. Collingwood, Australia: CSIRO Publishing.
- Hajek, A.E. & St. Leger, R.J. (1994). Interactions between fungal pathogens and insect hosts. *Ann. Rev. Entomol.*, 39, 293-322.
- Hajek, A.E. (2004). *Natural enemies: An introduction to biological control*. 378 p. Cambridge, UK: Cambridge University Press.
- Harper, J.D. (1987). Applied epizootiology: microbial control of insects. *In: Fuxa, J.R. & Tanada, Y. (Eds.), Epizootiology of insect diseases*. pp. 473-496. 576 p. New York, USA: Wiley.
- Hatting, J.L., Humber, R.A., Poprawski, T.J. & Miller, R.M. (1999). A survey of fungal pathogens of aphids from South Africa, with special reference to cereal aphids. *Biological Control*, 16, 1-12.
- Hesketh, H.E., Roy, H., Eilenberg, J.K., Pell, J. & Hails, R.S. (2010). Challenges in modelling complexity of fungal entomopathogens in semi-natural populations of insects. *BioControl*, 55, 55-73.
- Hibbett, D.S., Binder, M., Bishoff, J.F., Blackwell, M., Cannon, P.F., Eriksson, O.E.,... Zhang, N. (2007). Higher-level phylogenetic classification of the Fungi. *Mycol. Res.*, 111(5), 509-547.

- Hodge, K.T. (2003). Clavicipitaceous Anamorphs. In: White, J.F., Bacon, C.W., Hywel Jones, N.L. & Spatafora, J.W. (Eds.), *Clavicipitaceous fungi, evolutionary biology, chemistry biocontrol and cultural impacts*. pp. 75-123. 640 p. New York, USA: Marcel Dekker.
- Humber, R.A. (1984). Foundations for an evolutionary classification of the Entomophthorales (Zygomycetes). In: Wheeler, Q. & Blackwell, M. (Eds.) *Fungus insect relationships*. pp. 166-183. New York, USA: Columbia University Press.
- Humber, R.A. (1997). Fungi: Identification. In: Lacey, L. (Ed.), *Manual of Techniques in Insect Pathology*. pp. 53-185. 409 p. San Diego, California, USA: Academic Press.
- Ignoffo, C.M. (1981). The fungus *Nomuraea rileyi* as microbial insecticide. In: Burges, H.D. (Ed.), *Microbial control of pest and plant diseases*. pp. 513-538. London, UK: Academic Press.
- Jaronsky, S.T. (1986). Commercial development of Deuteromycetous fungi of Arthropods: A critical appraisal. In: Samson, R.A., Vlask J.M. & Peters, D. (Eds.), *Fundamental and applied Aspect of Invertebrate Pathology*. pp. 653-656. 711 p. Wageningen, Netherlands: Foundation of the Fourth International Colloquium of Invertebrate Pathology.
- Jensen, A., Eilenberg, J. & López Lastra, C.C. (2009). Differential divergences of obligatory insect-pathogenic *Entomophthora* species from fly and aphid hosts. *FEMS Microbiol. Let.*, 300, 180-187.
- Keller, S. (1987). Arthropod-pathogenic Entomophthorales of Switzerland. I. Conidiobolus, Entomophaga and Entomophthora. *Sydowia*, 40, 122-167.
- Keller, S. (2006). Species of Entomophthorales attacking aphids with description of two new species. *Sydowia*, 58, 38-74.
- Keller, S. (2007). Arthropod-pathogenic Entomophthorales from Switzerland. III. First additions. *Sydowia*, 59, 75-113.
- Kim, J.J. & Roberts, D.W. (2012). The relationship between conidial dose, moulting and insect developmental stage on the susceptibility of cotton aphid, *Aphis gossypii*, to conidia of *Lecanicillium attenuatum*, an entomopathogenic fungus. *Biocontrol. Sci. Techn.*, 22, 319-331.
- Kish, L.P. & Allen, G.E. (1978). The biology and ecology of *Nomuraea rileyi* and a program for predicting its incidence on *Anticarsia gemmatalis* in soybean. Bulletin, 795. 48 p. Gainesville, Fl., USA: Univ. of Fl., Agric. Exp. Stations.
- Landis, D.A., Wratten, S.D. & Gurr, G.M. (2000). Habitat management to conserve natural enemies of arthropod pests in agriculture. *Ann. Rev. Entomol.*, 45, 175-201.
- Lecuona, R.E. (Ed.). (1996). *Microorganismos patógenos empleados en el control microbiano de insectos plaga*. 338 p. Buenos Aires, Argentina: Mariano Mas.
- Lecuona, R.E. & Alves, S.B. (1996). Epizootiología. En: Lecuona, R.E. (Ed.) *Microorganismos patógenos empleados en el Control Microbiano de insectos plaga* (pp. 17-34). 338 p. Buenos Aires, Argentina: Mariano Mas.
- López Lastra, C.C. & Scorsetti, A.C. (2006). Hongos Entomophthorales patógenos de insectos de la República Argentina. *Rev. Biol. Trop.*, 54, 311-315.
- López Lastra, C.C. & Scorsetti, A.C. (2007). Revisión de los hongos entomophthorales (Zygomycota: Zygomycetes) patógenos de insectos de la República Argentina. *Bol. Soc. Bot. Arg.*, 42, 33-37.

- López Lastra, C.C., Mazzucchelli, M.G. & Dikgolz, V. (2003). Temporal changes in the prevalence of three species of Trichomycetes (Zygomycota: Zygomycotina) in Dipteran aquatic larvae from Argentina. *Fungal Diversity*, 14, 87-95.
- López Lastra, C.C., Siri, A., García, J.J., Eilenberg, J. & Humber, R.A. (2006). *Entomophthora ferdinandii* (Zygomycetes: Entomophthorales) causing natural infections of *Musca domestica* (Diptera: Muscidae) in Argentina. *Mycopathologia*, 161, 251-254.
- Manfrino, R.G., Gutiérrez, A.C., Rueda Páramo, M.E., Salto, C.E. & López Lastra C.C. (2016). Prevalence of entomophthoralean fungi (Entomophthoromycota) of aphids in relation to developmental stages. *Pest Management Science*, 72(8), 1566-1571.
- Manfrino, R.G., Gutiérrez, A.C., Steinkraus, D., Salto, C.E. & López Lastra, C.C. (2014b). Prevalence of entomophthoralean fungi (Entomophthoromycota) of aphids (Hemiptera: Aphididae) on solanaceous crops in Argentina. *J. Invertebr. Pathol.*, 121, 21-23.
- Manfrino, R.G., Hatting, J.L., Humber, R., Salto, C.E. & López Lastra, C.C. (2014a). Natural occurrence of entomophthoroid fungi (Entomophthoromycota) of aphids (Hemiptera: Aphididae) on cereal crops in Argentina. *Ann. Appl. Biol.*, 164, 151-158.
- Manfrino, R.G., Zumoffen, L., Salto, C.E. & López Lastra, C.C. (2013). Potential plant-aphid-fungal associations aiding conservation biological control of cereal aphids in Argentina. *Int. J. Pest Manage.*, 59, 314-318.
- Mascarin, G.M. & Jaronski, S.T. (2016). The production and uses of *Beauveria bassiana* as a microbial insecticide. *World J. Microbiol. Biotechnol.*, 32, 177, 1-26.
- Mcleod, P.J., Steinkraus, D.C., Correll, J.C. & Morelock, T.E. (1998). Prevalence of *Erynia neoaphidis* (Entomophthorales: Entomophthoraceae) infections of green peach aphid (Homoptera: Aphididae) on spinach in the Arkansas River Valley. *Environ. Entomol.*, 27, 796-800.
- Medo, J. & Cagán, L. (2011). Factors affecting the occurrence of entomopathogenic fungi in soils of Slovakia as revealed using two methods. *Biological Control*, 59(2), 200-208.
- Meyling, N.V. & Eilenberg, J. (2006). Occurrence and distribution of soil borne entomopathogenic fungi within a single organic agroecosystem. *Agr. Ecosyst. Environ.*, 113, 336-341.
- Monzón, A. (2001). Producción, uso y control de calidad de hongos entomopatógenos en Nicaragua. *Manejo Integrado de Plagas (Costa Rica)*, 63, 95-103.
- Murrin, F. (1996). Fungi and insects. In: Howard, D.H. & Miller, J.D. (Eds.), *The Mycota VI. Human and Animal Relationship*. (pp. 365-388). Springer-Verlag Berlin Heidelberg: Alemania.
- Osborne, L.S. & Landa, Z. (1992). Biological control of whiteflies with entomopathogenic fungi. *Fla. Entomol.*, 75, 456-471.
- Papierok, B., Hajek, A.E. (1997). Fungi: Entomophthorales. In: Lacey, L. (Ed.), *Manual of Techniques in Insect Pathology*. pp. 187-212. 409 p. Londres, UK: Academic Press.
- Pell, J.K. (2007). Ecological approaches to pest management using entomopathogenic fungi: concepts, theory, practice and opportunities. In: Ekesi, S. & Maniania, N. (Eds.), *Use of entomopathogenic fungi in biological pest management*. pp. 145-177. 333 p. Kerala, India: Research Signpost.

- Pell, J.K., Eilenberg, J., Hajek, A.E. & Steinkraus, D.S. (2001). Biology, ecology and pest management potential of Entomophthorales. *In: Butt, T.M., Jackson, C. & Magan, N. (Eds.), Fungi as biocontrol agents: progress, problems and potential.* pp. 71-154. Wallingford, Oxon, UK: CAB International.
- Powell, W., Walters, K., A'hara, S., Ashby, J., Stevenson, H. & Northing, P. (2003). Using field margin diversification in agri-environment schemes to enhance aphid natural enemies. *IOBC/WPRS Bulletin*, 26(4), 123-128.
- Powell, W., Wilding, N., Brobyn, P.J. & Clark, S.J. (1986). Interference between parasitoids (Hym, Aphidiidae) and fungi (Entomophthorales) attacking cereal aphids. *Entomophaga*, 31, 193-199.
- Rabasse, J.M. & Robert, Y. (1975). Facteurs de limitation des populations d'*Aphis fabae* Scop. Dans l'ouest de la France. II- Incidence des mycoses à *Entomophthora* sur les populations des hôtes primaires et de la féverole de printemps. *Entomophaga*, 20, 49-63.
- Robert, Y., Rabasse, J.M. & Scheltes, P. (1973). Facteurs de limitation des populations d'*Aphis fabae* Scop. Dans l'ouest de la France. *Entomophaga*, 18, 61-75.
- Roberts, D.W. & Sweeney, A.W. (1982). Production of fungi imperfecti with vector control potential. *In: Third International Colloquium on Invertebrate Pathology.* pp. 409-413. Brighton, UK: Society for Invertebrate Pathology.
- Ruano-Rossil, J.M., Radcliffe, E.B. & Ragsdale, D.W. (2002). Disruption of entomopathogenic fungi of green peach aphid, *Myzus persicae* (Sulzer), by fungicides used to control potato late blight. *In: Simon, J.C., Dedryver, C.A., Rispe, C. & Hullé, M. (Eds.), Aphids in a New Millennium.* (pp. 365-370). Paris, Francia: Institut National de la Recherche Agronomique.
- Samson, R.A., Evans, H.C. & Latgé, J.P. (1988). *Atlas of Entomopathogenic Fungi.* 300 p. Berlin, Alemania: Springer-Verlag.
- Scorsetti, A.C., García, J.J., Humber, R.A. & López Lastra, C.C. (2006). Natural occurrence of entomopathogenic fungi (Zygomycetes: Entomophthorales) of aphid (Hemiptera: Aphididae) pests of horticultural crops in Argentina. *BioControl*, 52, 641-655.
- Scorsetti, A.C., Humber, R.A., De Gregorio, C. & López Lastra, C.C. (2008). New records of entomopathogenic fungi infecting *Bemisia tabaci* and *Trialeurodes vaporariorum*, pests of horticultural crops, in Argentina. *BioControl*, 53, 787-796.
- Scorsetti, A.C., Jensen, A.B., López Lastra, C.C. & Humber, R.A. (2012). First report of *Pandora neophididis* resting spore formation *in vivo* in aphid hosts. *Fungal Biol.*, 116, 196-203.
- Shah, P.A. & Pell, J.K. (2003). Entomopathogenic fungi as biological control agents. *Appl. Microbiol. Biotechnol.*, 61, 413-423.
- Smith, M.T. & Hardee, D.D. (1993). Influence of fungicides applied at planting on seasonal development of the entomopathogenic fungus, *Neozygites fresenii* (Nowakowski) Batko in the cotton aphid, *Aphis gossypii* Glover. *In: Proceedings of the Beltwide Cotton Conference.* (pp. 744-746). Memphis, TN, USA: Nat. Cotton Council America.
- Soper, R.S. & McLeod, D.M. (1981). Descriptive epizootiology of aphid mycosis. USDA Tech. Bul., 1632. 17 p. Washington, D.C.: USDA.
- Sosa-Gómez, D.R., López Lastra, C.C. & Humber R.A. (2010). An overview of Arthropod-Associated Fungi from Argentina and Brazil. *Mycopathologia*, 170, 61-76.

- Spatafora, J.W., Chang, Y., Benny, G.L., Lazarus, K., Smith, M.E., Berbee, M.L.,... & Stajich, J.E. (2016). A phylum-level phylogenetic classification of zygomycete fungi based on genome-scale data. *Mycologia*, 108, 1028-1046.
- St. Leger, R. (2008). Studies on adaptations of *Metarhizium anisopliae* to life in the soil. *J. Invertebr. Pathol.*, 98, 271-276.
- Steenberg, T. & Eilenberg, J. (1995). Natural occurrence of entomopathogenic fungi on aphids at an agricultural field site. *Czech Mycology*, 48(2), 89-96.
- Steinkraus, D.C. & Slaymaker, P.H. (1994). Effect of temperature and humidity on formation, germination, and infectivity of conidia of *Neozygites fresenii* (Zygomycetes: Neozygitaceae) from *Aphis gossypii* (Homoptera: Aphididae). *J. Invertebr. Pathol.*, 64, 130-137.
- Steinkraus, D.C. (2006). Factors affecting transmission of fungal pathogens of aphids. *J. Invertebr. Pathol.*, 92, 125-131.
- Steinkraus, D.C., Hollingsworth, R.G. & Slaymaker, P.H. (1995). Prevalence of *Neozygites fresenii* (Entomophthorales: Neozygitaceae) on cotton aphids (Homoptera: Aphididae) in Arkansas cotton. *Environ. Entomol.*, 24, 465-474.
- Sung, G.H., Hywel-Jones, N.L., Sung, J.M., Luangsa-Ard, J.J., Shreshtha, B. & Spatafora, J.W. (2007). Phylogenetic classification of *Cordyceps* and the Clavicipitaceous fungi. *Stud. Mycol.*, 57, 5-59.
- Tanada, Y. & Kaya, H. (1993). *Insect Pathology*. 666 p. San Diego, California, USA: Academic Press.
- Tanada, Y. (1963). Epizootiology of Infectious Diseases. In: Steinhaus, E. (Ed.), *Insect Pathology. An advanced Treatise. Vol. 2*. pp. 423-475. New York and London: Academic Press.
- Toledo, A.V., Giambelluca, L., Marino De Remes Lenicov, A.M. & López Lastra C.C. (2008). Pathogenic fungi of planthoppers associated with rice crops in Argentina. *Int. J. Pest. Manage.*, 54, 363-368.
- Toledo, A.V., Scorsetti, A.C., Dikgolz, V.E. & López Lastra, C.C. (2004). *Paecilomyces fumosoroseus* y *Nomuraea rileyi* (Deuteromycotina: Hyphomycetes), hongos patógenos de insectos plaga de la agricultura en la Argentina. *Bol. Soc. Arg. Bot.*, 39(1-2), 21-26.
- Vega, E.F. & Blackwell, M. (2005). *Insect fungal associations: ecology and evolution*. 333 p. New York, USA: Oxford University Press.
- Vélez, P., Posada, F., Marin, P., González, M., Osorio, E. & Bustillo, A. (1997). Técnicas para el control de calidad de formulaciones de hongos entomopatógenos. 37 p. Chinchiná, Caldas, Colombia: Cenicafé - Federación Nac. de Cafeteros de Colombia.
- Wade, M.R., Zalucki, M.P., Wratten, S.D. & Robinson, K.A. (2008). Conservation Biological Control of arthropods using artificial food sprays: current status and future challenges. *Biological Control*, 45, 185-199.
- Wells, M.L., Mcpherson, R.M., Ruberson, J.R. & Herzog, G.A. (2000). Effect of fungicide application on activity of *Neozygites fresenii* (Entomophthorales: Neozygitaceae) and cotton aphid (Homoptera: Aphididae) suppression. *J. Econ. Entomol.*, 93, 1118-1126.
- White, A., Watt, A.D., Hails, R.S. & Hartley, S.E. (2000). Patterns of spread in insect-pathogen systems: the importance of pathogen dispersal. *Oikos*, 89, 137-145.
- Wilding, N. & Perry, J.N., (1980). Studies on *Entomophthora* in populations of *Aphis fabae* on field beans. *Ann. App. Biol.*, 94, 367-378.

- Wilding, N. (1969). Effect of humidity on the sporulation of *Entomophthora aphidis* and *E. thaxteriana*. *Trans. Br. Mycol. Soc.*, 53, 126-131.
- Zumoffen, L., Salto, C. & Salvo, A. (2012). Preliminary study on parasitism of aphids (Hemiptera: Aphididae) in relation to characteristics of alfalfa fields (*Medicago sativa* L.) in the Argentinean Pampas. *Agric. Ecosyst. Environ.*, 159, 49-54.

CAPITULO 8

BACTERIAS ENTOMOPATÓGENAS

Sauka, D. y Benintende, G.

INTRODUCCIÓN

De los cinco grupos más importantes de microorganismos entomopatógenos que presentan potencial como agentes de control biológico (virus, bacterias, hongos, nematodos y microsporidios), las bacterias son de las más estudiadas y utilizadas a nivel mundial. Entre ellas, las especies que tienen mayor potencial para ser empleadas en el Control Microbiano de insectos plagas son las de bacilos formadores de esporas: *Bacillus* spp. y géneros relacionados.

Los primeros trabajos sobre el manejo de insectos plaga mediante la utilización de bacterias se remontan a 1914. Appert y White en 1914, aparentemente los ensayos no fueron consistentes y el interés en estos entomopatógenos resurge cuando White y Dutky en 1940, demostraron exitosamente el control del escarabajo japonés *Popillia japonica* Newman (Coleoptera: Scarabaeidae) mediante la aplicación de esporas de *Paenibacillus popilliae* (antes *Bacillus popilliae*). Sin duda alguna, ello estimuló a otros investigadores a que publiquen numerosos trabajos sobre la efectividad de diferentes bacterias patógenas de diversos insectos.

Hacia la misma época, otra bacteria llamada *Bacillus thuringiensis*, comenzó a ser objeto de numerosos estudios, convirtiéndose varios años más tarde en el insecticida microbiano más comercializado en el mundo. Se ha estimado que casi el 90 % de los bioinsecticidas bacterianos actualmente disponibles en el mercado mundial está constituido por más de 200 productos comerciales sobre la base de esta bacteria entomopatógena (Damalas y Koutroubas, 2018). Este entomopatógeno posee todas las características requeridas para ser utilizado como insecticida biológico. El espectro de hospedantes está limitado a especies de los órdenes Lepidoptera, Diptera y Coleoptera, así como a algunas pocas especies de nematodos y ácaros. Los parasitoides o predadores no son afectados por la acción patogénica de esta bacteria. Tampoco se han detectado efectos tóxicos en vertebrados, siendo

segura su manipulación y utilización aun hasta la fecha de cosecha, lo cual los hace especialmente apropiados para el tratamiento de frutales y hortalizas. Por último, su producción en gran escala no presenta mayores inconvenientes, siendo multiplicadas a nivel industrial por cultivo sumergido en fermentadores.

BIODIVERSIDAD

La mayor relevancia a nivel mundial como agentes de biocontrol de insectos plaga la tienen las especies *B. thuringiensis* y *Lysinibacillus sphaericus* (antes *Bacillus sphaericus*), siendo la primera de relevancia en el sector hortícola. Ambos bacilos entomopatógenos son productores de toxinas y enzimas; habitantes naturales en diferentes fuentes acuíferas y suelos donde son muy persistentes y desde donde pueden ser aislados sin dificultad.

Lysinibacillus sphaericus abarca cepas que presentan actividad insecticida altamente específica, restringida a larvas de mosquitos especialmente de los géneros *Culex* (vector de encefalitis y filariasis), *Anopheles* (vector de filariasis, dengue y fiebre hemorrágica) y en menor grado a especies de *Aedes* (vector del dengue y fiebre chikunguña).

Bacillus thuringiensis, o popularmente conocida como “Bt”, abarca numerosas cepas con diferentes especies hospedantes. Un gran número de cepas presentan cristales bipiramidales y cúbicos, las cuales son tóxicas para la mayoría de las especies de lepidópteros, o cristales cuadrados aplanados, las cuales son tóxicas principalmente para crisomélidos y curculiónidos. Asimismo, hay cepas de *B. thuringiensis* con cristales ovoides que resultan tóxicas para mosquitos y jejenes. En menor medida, se han descrito cepas con cristales en forma de barra y bipiramidal delgado que resultan tóxicos para nematodos.

Taxonómicamente la especie *B. thuringiensis* se ubica dentro del género *Bacillus*, formando parte del grupo *Bacillus cereus*, que incluye seis especies aprobadas (*B. anthracis*, *B. cereus*, *B. mycoides*, *B. pseudomycoides*, *B. thuringiensis* y *B. weihenstephanensis*) y dos especies propuestas (*B. cytotoxicus* y *B. gaemokensis*). Se encuentra estrechamente relacionado a *B. anthracis* y *B. cereus*, de los que no logra distinguirse completamente debido a que no existen suficientes diferencias en sus características morfológicas y bioquímicas, por lo que la designación de *B. thuringiensis* como especie ha estado sometida a

discusión. A pesar de esto, el *Bergey's Manual of Systematics of Archae and Bacteria* reconoce la individualidad de estas especies, basándose principalmente para la de *B. thuringiensis*, en dos características diferenciales: la presencia de la inclusión o cristal parasporal, y que con frecuencia estos pueden ser tóxicos para insectos y otros invertebrados.

Bacillus thuringiensis se clasifica en 84 serovares mediante serología del antígeno flagelar H, técnica que es discutida por varias razones, principalmente por la existencia de aislamientos no flagelados y fundamentalmente por la imposibilidad de distinguir, en ciertos casos, cepas con distintos espectros de actividad usando esta metodología. A pesar de las limitaciones de esta técnica, han adquirido fundamental relevancia algunos serovares que abarcan cepas reconocidas por su alta toxicidad para insectos. Un ejemplo de ello lo constituye la cepa HD-1 perteneciente al serovar *kurstaki*, cepa utilizada mundialmente desde 1970 como ingrediente activo de bioinsecticidas para el manejo de larvas de lepidópteros (Sauka y Benintende, 2008).

Una inmensa diversidad de aislamientos y cepas productoras de cientos de combinaciones de proteínas Cry y de otras también específicas para insectos plagas, se constituyen entonces, como las mejores opciones para el desarrollo de bioinsecticidas efectivos y muy específicos.

En el Instituto de Microbiología y Zoología Agrícola (IMYZA), CNIA, INTA se conformó y se mantiene un importante número de cepas exóticas provenientes de varias colecciones internacionales; así como la más importante colección de aislamientos nativos de *B. thuringiensis* provenientes de muestras ambientales de diferentes sistemas agroecológicos de nuestro país.

Uno de dichos aislamientos, identificado como *B. thuringiensis* INTA 7-3 y obtenido de una muestra de suelo con cultivo de cebada de la provincia de Buenos Aires, presenta un cristal bipiramidal grande y uno cuadrado aplanado más pequeño correspondientes a proteínas Cry1 y Cry2, respectivamente. El perfil proteico de los cristales muestra dos bandas principales de 130 y 65 kDa. Los mismos disuelven, por la acción de álcali y tripsina, para formar un fragmento resistente de unos 65 kDa. La caracterización de los genes codificantes de proteínas Cry1 presentes mediante la amplificación de secuencias nucleotídicas por reacción en cadena de la polimerasa (PCR) reveló genes de tipo *cry1*. El fragmento amplificado fue secuenciado y comparado con secuencias de genes

cry1Ac, estableciéndose identidades de hasta un 91 %. Toxicológicamente el aislado presentó gran actividad lepidopterida, habiendo sido activo en larvas neonatas de *Manduca sexta* (Linnaeus), *Anticarsia gemmatalis* (Hübner), *Diatraea saccharalis* (Fabricius), *Rachiplusia nu* (Guenée), *Cydia pomonella* (Linnaeus), *Tuta absoluta* (Meyrick) y *Epinotia aporema* (Walsingham). En ensayos de laboratorio utilizando larvas de la polilla del tomate *T. absoluta*, provocó niveles de toxicidad significativamente superiores a los índices causados por la cepa más difundida entre los bioinsecticidas comerciales (HD-1) (Polack y Benintende, 2002). Por otro lado, otras cepas de esta misma colección, generaron mortalidades de hasta el 30 % cuando se evaluaron sobre larvas de segundo estadio de un coleóptero de relevancia en horticultura como es la “vaquita de los melones” [(*Epilachna paenulata* (Germar) (Coleoptera: Coccinellidae)] (Sauka *et al.*, 2010).

Además del IMYZA, varias otras instituciones sudamericanas de investigación han realizado estudios sobre la biodiversidad de *B. thuringiensis* con el objeto de controlar plagas en horticultura. Distintos laboratorios de Brasil y Colombia han caracterizado y seleccionado con éxito, cepas nativas que controlan larvas de *Tuta absoluta* en tomate (García, 1992; Marques y Alves, 1996) y *Plutella xylostella* en distintas crucíferas (Ruiz, 1998; Silva *et al.*, 2015).

MECANISMO DE ACCIÓN

Las bacterias entomopatógenas tienen en común que la mayoría de ellas producen la mortalidad de los insectos por un mecanismo de acción general que incluye la ingestión de alimento contaminado. Sin embargo, unas pocas especies se comportan como patógenos oportunistas accediendo al cuerpo del insecto a través de lesiones mecánicas o causadas por otros controladores biológicos (parasitoides y predadores u otros entomopatógenos, como los hongos).

El mecanismo de acción de las proteínas Cry, constituyentes principales de los cristales de *B. thuringiensis*, se describió principalmente en lepidópteros como un proceso de múltiples etapas (Sauka y Benintende, 2008). Dichos cristales son ingeridos y posteriormente solubilizados en el intestino medio del insecto liberando las proteínas cristalinas en forma de protoxinas. Estas no producirán el daño *per se*, sino que deberán ser procesadas por enzimas proteasas del intestino para generar las toxinas activas que llevarán a la muerte de la larva.

Bajo su forma monomérica, las toxinas se unen a dos receptores (fosfatasa alcalina (ALP) y aminopeptidasa N (APN)) mediante una interacción de baja afinidad (Pardo-López *et al.*, 2013). Estos receptores son proteínas muy abundantes en la membrana apical de las células epiteliales del intestino medio (Upadhyay y Singh, 2011). La unión a ALP y APN permite la concentración de una gran cantidad de toxinas en dicha zona, para unirse posterior y fuertemente a otro receptor (proteínas similares a caderina (CAD)) (Pardo-López *et al.*, 2013). Luego, se induce un cambio conformacional en la proteína Cry monomérica que favorece una escisión en un extremo específico de la toxina por una proteasa de membrana. Este clivaje facilita la formación de una estructura oligomérica pre-poro, en la que varias moléculas de la proteína Cry interactúan para su formación (Pardo-López *et al.*, 2013). Esta estructura se une a una molécula de APN y ALP, a través de una interacción de alta afinidad, que la transportaría hacia zonas específicas de la membrana donde se inserta formando un poro, provocando desequilibrio osmótico y la consecuente lisis celular (Figura 1). De esta forma, el tejido intestinal es dañado severamente, impidiendo la asimilación y retención de compuestos vitales para la larva, lo que lleva a la muerte del insecto. La muerte puede acelerarse al germinar las esporas y proliferar las células vegetativas en el hemocele.

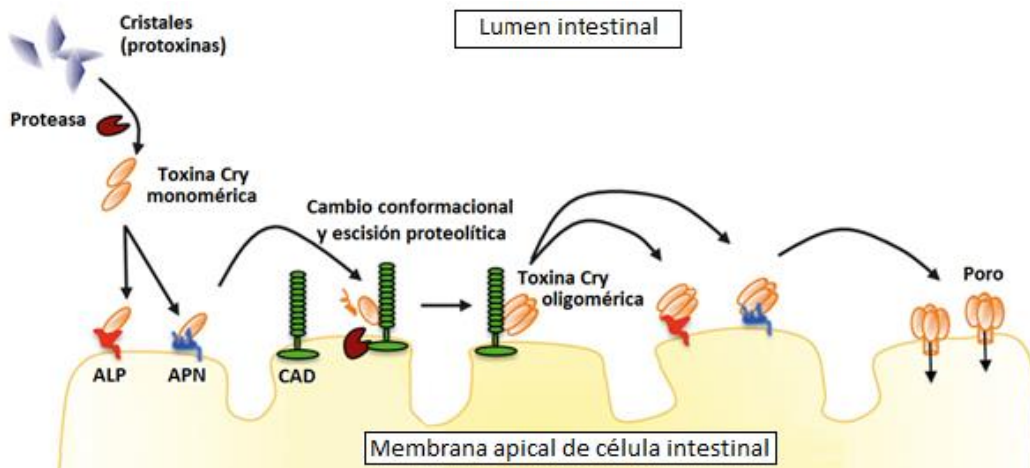


Figura 1. Esquema del mecanismo de acción a nivel molecular de las toxinas Cry en lepidópteros. Adaptado de Pardo-López *et al.* (2013).

INVESTIGACIÓN Y DESARROLLO DE BIOINSECTICIDAS BACTERIANOS

Las etapas básicas de la investigación y desarrollo de los bioinsecticidas sobre la base de bacterias, como la de otros bioinsumos de origen microbiano, se esquematiza en la Figura 2.

La I+D de bioinsecticidas bacterianos se inicia con el interés de controlar determinadas plagas. Entre las primeras etapas, la prospección, caracterización y selección de cepas con actividad insecticida diferencial frente a plagas de interés resulta de fundamental importancia pues al ser más específicas, permitirán reducir las dosis de uso, incrementando la eficacia de los bioinsecticidas.

Estas etapas suelen en general ser más simples que etapas posteriores que involucran la producción masiva y la formulación. Dada su ubicuidad, nuevos aislamientos de *B. thuringiensis* son fácilmente obtenidos de una variedad de muestras ambientales. Su caracterización fenotípica y genotípica se basa en una serie de estudios morfológicos, bioquímicos, genéticos y toxicológicos. Los ensayos de toxicidad, comúnmente bioensayos de virulencia, pondrán de manifiesto las bondades del nuevo candidato para controlar más eficazmente alguna plaga de interés.

Considerando que los requisitos nutricionales de diferentes cepas y serovariaciones de *B. thuringiensis* suelen variar sustancialmente, los estudios prosiguen a nivel de laboratorio, mediante la selección de la adecuada combinación de componentes del medio de cultivo que permita maximizar la producción de lo que será el ingrediente activo del bioinsecticida.

En una escala experimental o piloto, se ajustan y seleccionan las condiciones óptimas del proceso fermentativo (pH, temperatura, requerimientos de oxígeno, porcentaje de inóculo, recuperación y disposición del ingrediente activo), acompañando todo el proceso mediante ensayos biológicos para determinar la actividad insecticida de los productos obtenidos (caldos, biomásas).

Resultan limitantes del desarrollo y empleo de estos bioinsumos, los problemas relacionados a la estabilidad de la actividad tóxica durante el almacenamiento, así como la adecuada residualidad en condiciones de campo. De allí que la etapa de formulación, que es un requisito obligatorio en la producción de todo plaguicida biológico, sea el enlace entre el proceso de fermentación, la aplicación y determinante en gran parte del costo, de la vida media, de la facilidad de

dispersión y de la eficacia del producto. La formulación se realiza de acuerdo a su presentación comercial (polvo humectable, suspensión, gránulos, etc.) mediante la adecuada combinación de ingredientes activos e inertes.

Estos formulados normalmente permiten el uso del equipo convencional de pulverizaciones para su aplicación.



Figura 2. Etapas en la I+D de bioinsumos de origen microbiano.

A pesar del éxito demostrado por los bioinsecticidas *Bt*, ellos representan aún, una fracción muy pequeña en el mercado global de insecticidas. La principal causa radica, fundamentalmente, en el alto costo de los productos, mayoritariamente producidos en países desarrollados. La producción local o regional de bioinsecticidas competitivos, en cuanto a eficacia y calidad con los productos disponibles en el mercado internacional, podría impactar fuertemente reduciendo sus costos generando, además, un importante desarrollo de las industrias locales de la fermentación y un mejor aprovechamiento de algunos de los productos o subproductos de la agroindustria regional que pudieran utilizarse como insumos primarios.

Un número elevado de formulaciones sobre la base de *B. thuringiensis* se encuentran registradas en todo el mundo.

En nuestro país, desde la década del '80 se han efectuado estudios sobre producción de esta clase de bioinsecticidas empleando distintas cepas de *B. thuringiensis*, focalizándose en el diseño y formulación de medios de cultivo y

optimización de procesos fermentativos. Algunas empresas privadas locales registraron productos de origen nacional destinados al control de orugas defoliadoras y también de larvas de mosquitos, los que se suman a productos de importación. Con la ya mencionada cepa nativa de *B. thuringiensis* INTA 7-3 se preparó un bioinsecticida formulado como polvo humectable y cuya potencia fue de 26.000 U.I./mg. Dicha formulación fue evaluada en condiciones de invernáculos de producción en la EEA San Pedro, donde se condujo un ensayo para evaluar el efecto de diversos insecticidas sobre el nivel de daño provocado por la polilla del tomate en hojas y frutos (Polack y Benintende, 2002). El producto INTA 7-3 fue evaluado en una única dosis de 310 g/hl. Como referencia se utilizaron formulados comerciales, Dipel® de 17.600 U.I./mg, a base de la cepa HD-1, en dos dosis 450 y 640 cc/hl. El comportamiento del bioinsecticida INTA 7-3, determinado como protección de daño en hojas y frutos, fue equivalente al del producto comercial Dipel® que había sido aplicado en una dosis 40 % mayor. Estos resultados confirmaron los obtenidos en ensayos de laboratorio: la mayor eficacia de la cepa INTA 7-3 para el control de la polilla del tomate.

Como ya se mencionó, la utilización de bioinsecticidas a base de cepas específicas, sean estas silvestres, transconjugantes o recombinantes, permite claramente aumentar la eficiencia de *B. thuringiensis* como controlador; incrementando los niveles de toxicidad con el consecuente aumento de la potencia y la reducción de los costos de producción.

Además, de la eficacia de los productos *Bt* para el control de *T. absoluta*, una enorme ventaja adicional es la completa inocuidad de la bacteria sobre la supervivencia y acción de los enemigos naturales de la plaga (Riquelme *et al.*, 2006). Esto posibilita la utilización complementaria de estrategias de control sin riesgo agroecotoxicológico, en programas de Manejo Integrado de Plagas.

No debe perderse de vista la potencialidad de *B. thuringiensis* para el biocontrol de numerosas especies de plagas artrópodas en cultivos hortícolas sobre las cuales aún no ha sido evaluado, considerando como se mencionó, la enorme variedad de aislamientos y cepas de la bacteria que portan muy diversas combinaciones de proteínas insecticidas.

BIBLIOGRAFÍA

- Damalas, C. & Koutroubas, S. (2018). Current status and recent developments in biopesticide use. *Agriculture*, 8(1), 13-18.
- Garcia, F. (1992). Manejo integrado de plagas em cultivos del Valle del Cauca. *ICA informa*, 26, 11-12.
- Marques, I. & Alves, S. (1996). Efeito de *Bacillus thuringiensis* Berl. var. *kurstaki* sobre *Scrobipalpus loides absoluta* Meyer. (Lepidoptera: Gelechiidae). *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, 25(1), 39-45.
- Pardo-López, L., Soberón, M. & Bravo, A. (2013). *Bacillus thuringiensis* insecticidal three-domain Cry toxins: mode of action, insect resistance and consequences for crop protection. *FEMS Microbiology Reviews*, 37(1), 3-22.
- Polack, L. & Benintende, G. (2002). Bioinsecticidas a base de *Bacillus thuringiensis* como alternativa para el control de la polilla del tomate, *Tuta absoluta* (Meyrick). Presentación oral. XXV Congreso Argentino de Horticultura y I Encuentro Virtual de las Ciencias Hortícolas. 25/11 al 06/12/2002. Encuentro Virtual, Argentina.
- Riquelme Virgala, M., Botto, E. & Lafalce, C. (2006). Evaluación de algunos insecticidas para el control de la "polilla del tomate", *Tuta absoluta* (Lepidoptera: Gelechiidae) y su efecto residual sobre el parasitoide *Trichogrammatoidea bactrae* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). *Rev. Soc. Entomol. Arg.*, 65(3-4), 57-65.
- Ruiz, R. (1998). El control biológico de insectos plagas en hortalizas. (pp. 269-294). En: Barreto Campodónico, U., Hollands, J. & Lizárraga Travagliani, A (Eds.). Nuevos aportes del control biológico en la agricultura sostenible. Bogotá, Colombia: Editora Nacional. 397 p.
- Sauka, D. & Benintende, G. (2008). *Bacillus thuringiensis*: general aspects. An approach to its use in the biological control of lepidopteran insects behaving as agricultural pest. *Revista Argentina de Microbiología*, 40(2), 124-140.
- Sauka, D., Monella, R. & Benintende, G. (2010). Induced-feeding bioassays for detection of *Bacillus thuringiensis* insecticidal activity against *Epilachna paenulata* (Coleoptera). *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 45(4), 430-432.
- Silva, M., Siqueira, H., Silva, L., Marques, E. & Barros, R. (2015). Cry proteins from *Bacillus thuringiensis* active against diamondback moth and fall armyworm. *Neotropical Entomology*, 44(4), 392-401.
- Upadhyay, S. & Singh, P. (2011). Role of alkaline phosphatase in insecticidal action of Cry1Ac against *Helicoverpa armigera* larvae. *Biotechnology Letters*, 33(10), 2027-2036.

CAPÍTULO 9

VIRUS ENTOMOPATÓGENOS

Quintana, G. y Salvador, R.

INTRODUCCIÓN

El descubrimiento de los baculovirus está íntimamente asociado a la industria de la seda, cuyo origen en China data de hace 5.000 años. La cría del lepidóptero *Bombyx mori* L. llamado “gusano de seda” se extendió por toda Asia, Europa y llegó a México por los años 1.500 (Rohrmann, 2013). La detección de patologías en los gusanos de seda, causantes de pérdidas en la producción, motivó el estudio de sus agentes causales. A mediados del siglo XIX, con el uso del microscopio óptico, se determinó la presencia de cuerpos poliédricos en larvas enfermas. Esto condujo a la denominación de la enfermedad como “poliedrosis”. A finales de la década de 1940 se demostró, mediante microscopía electrónica, la presencia de viriones con forma de bastón contenidos en el interior de estos cuerpos poliédricos. Basado en esto, se los comenzó a designar como virus de la poliedrosis nuclear (*Nuclear Polyhedrosis Virus*, NPV), debido a que los cuerpos de oclusión se localizaban en el núcleo celular (Xeros, 1952). De igual modo, en la década de 1920, ya se había descrito otra enfermedad que afectaba a insectos del Orden Lepidoptera, también caracterizada por la presencia de cuerpos de oclusión pequeños y de forma granular, a la que se había denominado como “virus de la granulosis” (*Granulosis Virus*, GV) (Paillot, 1926). El término baculovirus, que incluyó a ambos grupos de virosis, deriva del latín *baculum* (bastón) aludiendo a la forma de los viriones. En 1973, para incluir a los patógenos de insectos con estas características se creó la Familia *Baculoviridae* (Vago *et al.*, 1974).

Los baculovirus comienzan a estudiarse como agentes de control de insectos debido a los registros de mortandades masivas de sus hospedadores observadas en la naturaleza (Cameron, 1973). Existen numerosos reportes que indican la ocurrencia de epizootias en poblaciones naturales de insectos, en las cuales el agente etiológico fue identificado como un baculovirus (Caballero *et al.*, 1992; Gelernter, 1990).

La alta virulencia sumada al escaso o nulo impacto ambiental, especificidad y persistencia en el medio, posicionaron a este grupo de patógenos como potenciales herramientas para el control de insectos perjudiciales, sentaron las bases del control microbiano de plagas y dieron origen al desarrollo de la industria de los bioinsecticidas (van Lenteren, 2012).

CARACTERÍSTICAS Y MODO DE ACCIÓN

Los baculovirus se caracterizan por ser altamente específicos, infectando solo artrópodos, los cuales en su mayoría están incluidos en la clase Insecta y el Orden Lepidoptera (Gröner, 1986). En general, los aislamientos virales presentan un reducido espectro de hospedantes y no producen daño sobre plantas, mamíferos incluyendo al hombre, o insectos benéficos como los parasitoides o depredadores de plagas. Otra ventaja de estos patógenos es la de formar, durante una fase de su ciclo viral, un fenotipo con viriones ocluidos en una matriz proteica (*occlusion body*, OB). Estos OBs son producidos en enormes cantidades en el insecto infectado y son liberados en el medio cuando el hospedador muere, siendo capaces de persistir en el ambiente (principalmente suelo y hojas) durante largos períodos de tiempo y constituir una fuente de reinfección sobre la población de insectos susceptibles (Kalmakoff, 1982).

Desde el punto de vista estructural, los baculovirus se caracterizan por poseer genoma de ADN doble cadena, circular, súper-enrollado, que varía entre 80 y 180 kpb y codifica entre 90 y 180 genes (Kelly *et al.*, 2016). En la mayoría de los baculovirus existen dos tipos de viriones con idéntico genotipo y diferente fenotipo: el de los viriones ocluidos (*occluded virions*, OVs u *occluded derived virions*, ODVs), incluidos en una matriz proteica que conforma los denominados cuerpos de oclusión (*occlusion bodies*, OBs) (Figura 1). Como se mencionó previamente, esta estructura es la que persiste en el ambiente, fuera del insecto hospedador y es la responsable de iniciar el ciclo de infección. El otro fenotipo, denominado como viriones brotantes (*budded virions*, BVs), se genera luego del primer ciclo de replicación del virus dentro del hospedador y es el encargado de dispersar la infección a diferentes células y tejidos (Rohrmann, 2013). De esta forma, los dos tipos de viriones cumplen funciones diferentes durante el ciclo biológico del virus.

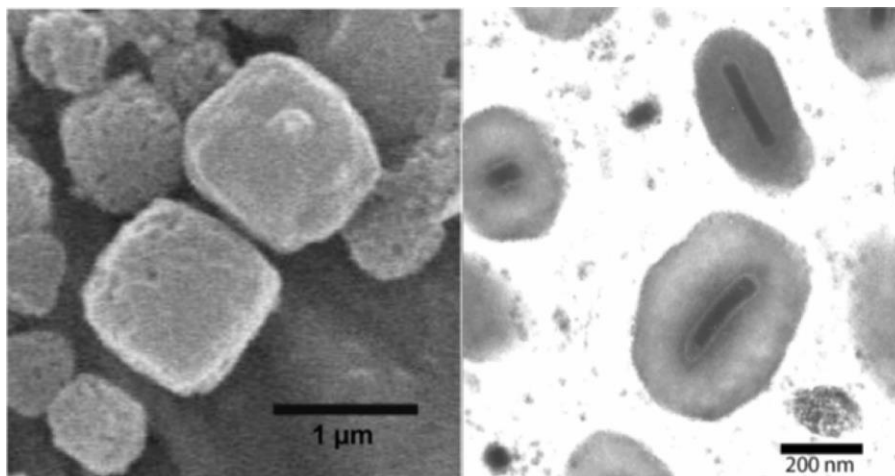


Figura 1. Cuerpos de oclusión (OBs). Izquierda: poliedros de AcMNPV (Foto microscopía electrónica de barrido. Ricardo Salvador). Derecha. Gránulos de *Cydia pomonella* granulovirus (Foto microscopía electrónica de transmisión Goldberg *et al.*, 2002).

El ciclo infeccioso de los baculovirus se divide en dos etapas: la infección primaria y la infección secundaria (Figura 2). En la primera etapa del ciclo (infección primaria), las larvas ingieren los cuerpos de oclusión (OBs) que se encuentran contaminando su alimento, principalmente hojas, tallos o frutos. Los OBs ingeridos, al alcanzar el intestino medio, son disueltos debido a la acción de proteasas alcalinas permitiendo la liberación de los viriones derivados de los cuerpos de oclusión (ODV). La primera barrera que deben atravesar estos ODVs es la membrana peritrófica, la cual alteran mediante proteínas asociadas a los cuerpos de oclusión (Lehane, 1997). Los viriones se unen luego a las microvellosidades del epitelio intestinal mediante la fusión de sus membranas y las nucleocápsides (NC) contenidas en su interior son liberadas en el citosol (Blissard y Rohrmann, 1990; Blissard y Theilmann, 2018). Luego, las NCs son transportadas desde el citosol al núcleo iniciando la replicación del ADN y la transcripción de las proteínas virales que permite la formación de nuevas NCs (Berretta *et al.*, 2013).

En la fase secundaria de la infección, las nuevas NCs formadas son transportadas a la membrana celular, desde donde abandonan la célula por brotación o a través de la membrana basal constituyendo los viriones brotantes (BV). Estos últimos, migran a células vecinas y son los responsables de infectar otros tipos celulares o tejidos susceptibles. En una etapa avanzada de esta fase, se empiezan a constituir los cuerpos de oclusión (OBs), debido a que la proteína que lo compone se sintetiza en grandes cantidades y se acumula en la región

nuclear rodeando a los viriones (Kelly *et al.*, 2016). Avanzada la infección se produce la lisis celular, adquiriendo la hemolinfa del insecto una coloración blanquecina debido a la acumulación de los OBs. Luego, el tegumento de la larva se rompe y se liberan los OBs en el ambiente, reiniciando el ciclo cuando las larvas de insectos susceptibles ingieren alimento contaminado con los mismos.

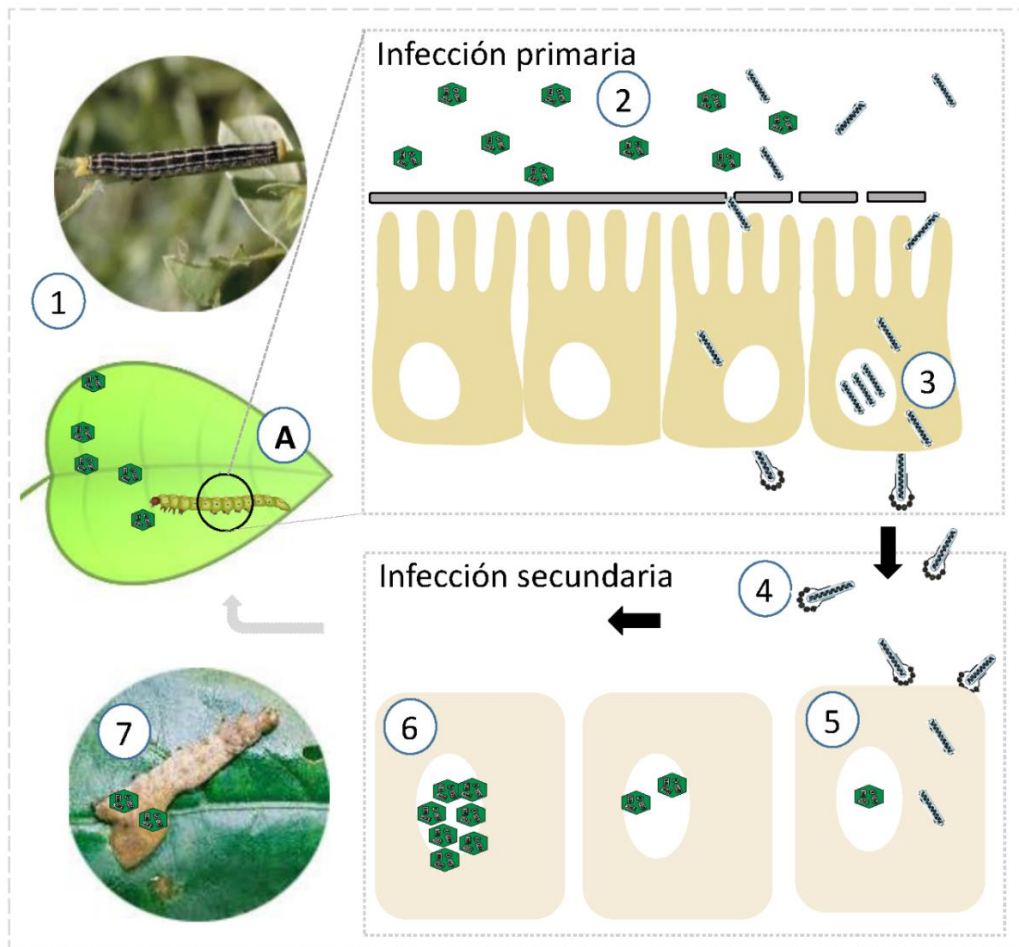


Figura 2. Ciclo de infección. 1- Los cuerpos de oclusión de los baculovirus (OBs) son ingeridos por el estado larval debido a que se encuentran contaminando su alimento (hojas, tallos y frutos). A. Corte longitudinal del intestino larval. 2- En el intestino medio, los OBs se disuelven debido a la acción de proteasas intestinales y liberan los viriones (ODVs). La membrana peritrófica que recubre el epitelio intestinal es degradada por enzimas asociadas a los OBs permitiendo la entrada de los ODVs a las células intestinales. 3- En el epitelio intestinal los ODVs pueden iniciar un ciclo de replicación generando el fenotipo de los viriones brotantes (BV) o alternatively dirigirse hacia la membrana basal del epitelio y salir de la célula como BV. 4- Se inicia la infección secundaria hacia otros tejidos del hospedador. 5- Los BV replican su material genético y comienza la síntesis de la proteína que constituye los cuerpos de oclusión, formándose de esta forma los OBs. 6- En etapas finales del ciclo, las células se encuentran con una gran cantidad de OBs. 7- Al morir la larva como consecuencia de la infección viral, los OBs son liberados al medio contaminando las fuentes de alimentación del estadio larval de los hospedadores.

CLASIFICACIÓN

El tamaño y la forma de los OBs se utilizó inicialmente para clasificar a la familia Baculoviridae en dos géneros: *Nucleopolyhedrovirus* (NPV) y *Granulovirus* (GV) (Theilmann *et al.*, 2005). Recientemente, sobre la base del conocimiento de secuencias genómicas baculovirales y sus relaciones filogenéticas, se ha sugerido la división de esta familia en cuatro géneros (Jehle *et al.*, 2006) (Figura 3).

El género *Alphabaculovirus* incluye a todos los *Nucleopolyhedrovirus* específicos de lepidópteros. Los miembros de este género producen tanto viriones brotantes como viriones ocluidos, los cuales pueden presentar una o varias nucleocápsides por virión (SNPV o MNPV, respectivamente). Morfológicamente el cuerpo de oclusión es poliédrico y mide aproximadamente 0,4-3 μm de diámetro. El tamaño del genoma oscila entre 100 y 180 kbp. La especie tipo propuesta es *Autographa californica Nucleopolyhedrovirus* (AcMNPV).

El género *Betabaculovirus* incluye a representantes específicos que también infectan solo lepidópteros, nombrados anteriormente como *Granulovirus*. En su ciclo replicativo producen tanto viriones brotantes como ocluidos. El OB es generalmente ovalado y su tamaño es de aproximadamente 300-500 nm x 130-250 nm. El genoma puede poseer entre 100 y 180 kbp. Como especie tipo se propuso a *Cydia pomonella granulovirus* (CpGV).

El género *Gammabaculovirus* incluye a dos *Nucleopolyhedrovirus* aislados de himenópteros. Presentan cuerpos de oclusión poliédricos de unos 0,4 -1,1 μm diámetro, con una sola nucleocápside por virión (SNPV). El tamaño de los genomas de NeleNPV (*Neodiprionlecontei Nucleopolyhedrovirus*) y de NeseNPV (*Neodiprionsertifer Nucleopolyhedrovirus*) es de 82 y 86 kbp, respectivamente (Duffy *et al.*, 2006). El fenotipo brotante puede estar ausente. La especie tipo propuesta es *Neodiprionlecontei Nucleopolyhedrovirus* (NeleNPV).

Por último, el género *Deltabaculovirus* incluye a *Culex nigripalpus Nucleopolyhedrovirus* (CuniNPV) y otros baculovirus específicos de dípteros. Tanto los BV como los ODV están descritos en el ciclo viral. CuniNPV presenta OBs de forma globular de unos 400 nm de diámetro. La proteína constituyente del cuerpo de oclusión no es homóloga ni a la poliedrina ni a la granulina (Perera *et al.*, 2006). La especie tipo propuesta en este caso es *Culex nigripalpus nucleopolyhedrovirus* (CuniNPV).

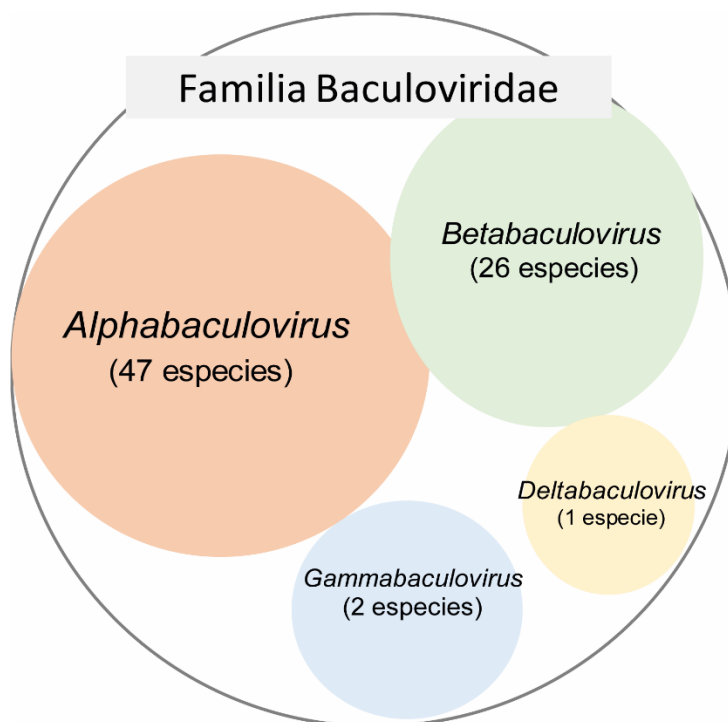


Figura 3. Géneros incluidos dentro de la Familia Baculoviridae. Entre paréntesis, número de especies virales contenidas en cada género.

BACULOVIRUS COMO BASE DEL DESARROLLO DE BIOINSECTICIDAS

Dentro del control microbiano de plagas, los virus entomopatógenos representan una alternativa ecológica segura y eficaz al uso de los insecticidas químicos convencionales de amplio espectro porque pueden controlar insectos plaga de modo específico con mínimo impacto ambiental.

En particular, la familia de los baculovirus (Baculoviridae) posee el mayor número de representantes con potencial para ser utilizados en el desarrollo de bioinsecticidas. En la actualidad, existen más de 80 productos comerciales elaborados sobre la base de unos quince diferentes baculovirus en todo el mundo (Grzywacz y Moore, 2017; Haase *et al.*, 2015).

En general, la estrategia de uso de estos agentes se basa en realizar aplicaciones inundativas que aseguren en el medio una concentración adecuada del virus, lo suficientemente activa como para controlar de modo satisfactorio a la población blanco. La virulencia del aislamiento es esencial para reducir el intervalo

que va entre la infección y la muerte del huésped luego de la ingesta. A mayor virulencia, más rápido muere el insecto y menor es el daño que ocasiona al cultivo (Claus *et al.*, 2001; Gupta *et al.*, 2007; Moscardi *et al.*, 2011).

La selección de aislamientos con propiedades insecticidas, demanda tanto de una certera caracterización bioquímica como de estudios genéticos y biológicos que consideren la susceptibilidad de la especie huésped y las posibles variaciones en la respuesta de distintas poblaciones de la misma a un determinado aislamiento viral. Por otra parte, si bien la especificidad insecto huésped-baculovirus es alta, cada plaga puede ser susceptible, en mayor o menor grado, a los baculovirus de otras especies de insectos (Caballero *et al.*, 2008; Cisneros *et al.*, 2002).

Una vez establecida la eficacia de un aislamiento como agente de control, es posible multiplicarlo, formularlo e incorporarlo en los programas sanitarios de los cultivos, utilizando los mismos canales de comercialización y las maquinarias de aplicación empleados para los insecticidas químicos de uso convencional (Shapiro, 1986; Sporleder y Lacey, 2013).

Multiplicación

Los baculovirus son patógenos obligados que solo pueden ser propagados en células vivas de una especie de insecto susceptible (Caballero *et al.*, 2008; Eberle *et al.*, 2012). Esta multiplicación puede llevarse a cabo *in vivo* sobre larvas del huésped o *in vitro*, en células del huésped original o de diferentes huéspedes, utilizando líneas celulares establecidas o desarrollando cultivos primarios de células (Caballero *et al.*, 2008; Claus *et al.*, 2001; Gupta *et al.*, 2007).

Cada sistema baculovirus/hospedador tiene requisitos individuales y mientras algunos baculovirus solo se replican en una sola especie de insecto, otras tienen un rango de hospedadores más amplio y pueden replicar en varias especies hospedantes o líneas celulares.

Para poder competir con los métodos tradicionales de control de plagas, la producción de baculovirus debe ser rentable. En este sentido, la producción *in vitro*, si bien presenta avances biotecnológicos significativos (Caballero *et al.*, 2008; Claus *et al.*, 2001; Gupta *et al.*, 2007), no es aún utilizada a nivel comercial, no solo por el costo elevado de los medios de cultivo, sino también, porque a menudo los OBs experimentan una disminución de la virulencia como efecto de

procesos de adaptación a dichos medios. En consecuencia, la dinámica de infección de los lotes de virus producidos es baja y lenta, comparada con la que se obtiene en la multiplicación *in vivo* (Caballero *et al.*, 2008; Claus y Sciocco de Cap, 2001; Grzywacz *et al.*, 2014; Jones y Burguer, 1998).

Por consiguiente, hasta el presente, la producción de la mayoría de los baculovirus usados como controladores de plagas se efectúa *in vivo* sobre larvas de la especie huésped. Puede realizarse tanto en insectario, instalaciones especializadas con condiciones controladas, como en campo (Gupta *et al.*, 2007; Moscardi *et al.*, 2011).

La producción de los baculovirus en insectos involucra la inoculación de un número masivo de larvas, su cría durante la replicación del virus y la cosecha de los OBs de los cadáveres de las larvas infectadas.

En laboratorio, la multiplicación se realiza a partir de la inoculación de las larvas por ingestión de dieta semisintética contaminada, por depósito en superficie o por incorporación, con una alta dosis del virus (Grzywacz *et al.*, 2014; Moscardi *et al.*, 2011; Grzywacz y Moore, 2017). El material se mantiene en cámaras climatizadas durante la replicación del virus y hasta la muerte de las larvas. Entonces, se cosechan los cadáveres, se homogenizan y se someten a procesos de purificación del virus por filtración y centrifugación (Claus y Sciocco de Cap, 2001; Ayala Sifontes y Henderson, 2017).

La multiplicación en campo se efectúa por aplicación del virus en parcelas del cultivo hospedero con alta densidad poblacional, natural o artificial, de larvas de la especie huésped. Las larvas enfermas son colectadas a punto de morir y conservadas a baja temperatura hasta su formulación (Claus y Sciocco de Cap, 2001; Gupta *et al.*, 2007; Moscardi *et al.*, 2011). La posibilidad de utilizar las poblaciones naturales o emplear larvas provenientes de crías artificiales para producir virus en campo posibilita tener insecticidas baculovirales a costos razonables (Moscardi *et al.*, 2011).

Una vez seleccionado un aislamiento por su potencial para producir mortalidad, el principal obstáculo a sortear es la titulación de las preparaciones virales. El recuento de los cuerpos ocluidos, por microscopía óptica o electrónica, tiene un valor limitado como medida de la actividad del producto. La riqueza en cuerpos de inclusión de las partidas no establece ni la integridad ni la virulencia de los mismos. La realización de ensayos biológicos es el único medio disponible para establecer

y monitorear la infectividad y rapidez con las que una preparación viral mata a la plaga. Así, la potencia se cuantifica mediante bioensayos de dosis-mortalidad para determinar la dosis letal (DL_{50}) o la concentración letal (CL_{50}) de partículas infectivas que provoca la muerte del 50 % de la población en el laboratorio y el tiempo letal medio (TL_{50}), tiempo necesario para que se produzca la muerte del 50 % de los insectos tratados. Estos valores se calculan a través de técnicas estadísticas de análisis probit o logit (Claus y Sciocco de Cap, 2001; Ayala Sifontes y Henderson, 2017).

Es imprescindible optimizar la producción masiva de larvas infectadas para alcanzar un alto rendimiento, continuo y coordinado, de lotes de partículas virales viables contenidas en cuerpos de oclusión intactos, de lo contrario los rendimientos y los costos pueden ser muy variables y afectar el éxito económico de la producción del baculovirus (Shapiro, 1986; Van Beek y Davis, 2009).

El costo de la producción *in vivo* puede reducirse aún más si los parámetros de producción están estandarizados con respecto a la dosis de inóculo, la edad de las larvas, el período posterior a la incubación y la etapa de recolección (Szewczyk *et al.*, 2011; Lacey, 2016;).

Formulación

Todo proceso de formulación de un bioinsecticida persigue agregar valor al producto. Así, las tecnologías aplicadas en el desarrollo de las formulaciones de baculovirus buscan conservar o mejorar sus propiedades y facilitar el manejo del producto para alcanzar un control eficaz en el campo.

El desarrollo comercial de un baculovirus debe asegurar una formulación activa y estandarizada que brinde estabilidad al virus durante el almacenamiento, maximice la persistencia en el medio, facilite la aplicación y favorezca la ingestión del patógeno por parte de la plaga, todo a un costo accesible (Claus y Sciocco de Cap, 2001; Cisneros *et al.*, 2002).

En general, las formulaciones básicas de los baculovirus se presentan como polvos (secos, mojables o granulares) y líquidas (emulsiones y suspensiones concentradas). Las formulaciones secas pueden ser producidas por pasaje de corrientes de aire, liofilización, coprecipitación con lactosa o microencapsulación de homogenatos del baculovirus. Generalmente, son usadas en poscosecha,

espolvoreadas sobre productos almacenados, p. ej. el granulovirus de *Pthorimaea operculella* (PhoCpGV), que es usado sobre los tubérculos almacenados para el control de la polilla de la papa (Sporleder y Lacey, 2013).

La mayoría de las formulaciones de baculovirus comercializadas son líquidas, particularmente diseñadas como suspensiones concentradas. Altas concentraciones de partículas virales son suspendidas en agua y aceite para retardar los procesos de evaporación una vez aplicadas sobre el follaje. Una serie de inertes son integrados a la fórmula, tales como: fagoestimulantes, blanqueadores ópticos, adherentes y sustancias *buffers* para contribuir a la persistencia y estabilidad del patógeno (Haase *et al.*, 2015).

Los fagoestimulantes (sucrosa, caseína, derivados de la molienda de cereales, etc.) incentivan la alimentación del fitófago, que consume una dosis letal en menor tiempo, acrecentando la mortalidad. Los blanqueadores ópticos, compuestos derivados del estilbena, tienen la capacidad de absorber la radiación UV, favorecen la persistencia del patógeno en el medio y pueden incrementar la actividad insecticida (Grzywacz *et al.*, 2014; Haase *et al.*, 2015).

En general, la estabilidad de los baculovirus está influenciada por la temperatura, el pH, la humedad, la presencia de aditivos, pero la luz ultravioleta es probablemente el factor más perjudicial para la supervivencia del virus (Szewczyk *et al.*, 2011).

Mantener la estabilidad durante el almacenamiento de un producto es esencial para evitar la pérdida de la actividad insecticida del virus, la descomposición de otros componentes de la formulación o alteraciones en la composición física tales como sedimentación o agregación de OBs en las suspensiones o el endurecimiento de los polvos (Caballero *et al.*, 2008; Moscardi *et al.*, 2011).

Bajo condiciones de campo, la radiación solar directa y difusa, la temperatura y la humedad son los factores que más inciden sobre la patogenicidad. La inactivación de los baculovirus también puede ser causada por metabolitos de las plantas como las peroxidasa, que generan radicales libres. La inactivación se puede reducir mediante la adición de manitol o la enzima superóxido dismutasa a las preparaciones de baculovirus (Szewczyk *et al.*, 2011).

Si bien, los baculovirus se pueden almacenar por varios años a bajas temperaturas, la actividad de una partida puede ser afectada durante el almacenamiento o el transporte si es expuesta a temperaturas ambientes altas. Entre los

38 y 42 °C se produce una significativa disminución de la actividad biológica en pocos meses y aun semanas (Hunter-Fujita *et al.*, 1998). Por encima de los 50 °C la actividad viral se pierde en cuestión de horas o minutos. Por lo tanto, es necesario observar una cadena de frío durante estas etapas para asegurar la viabilidad del producto (Jaques *et al.*, 1987).

Por otra parte, los baculovirus son estables a concentraciones de pH que varían entre 4 y 9. Preferentemente, deben ser almacenados en suspensiones neutras o próximas a la neutralidad (Ignoffo y Garcia, 1966).

Aplicación

Como ya se ha expresado, los baculovirus deben ser ingeridos por el huésped para que se produzca la infección. Por esto, es esencial que la aplicación cubra correctamente los frutos y el follaje para que el insecto ingiera una dosis letal máxima de producto (van Lenteren, 2012).

La eficacia en campo de un aislamiento viral puede diferir de la observada en laboratorio si no se aplica en el lugar y tiempo correctos. El inicio oportuno de los tratamientos y el intervalo entre las aplicaciones deben ajustarse al comportamiento, distribución y estado de desarrollo del insecto en el cultivo, de modo de alcanzar un uso exitoso del patógeno (Morales *et al.*, 2001).

En general, la actividad biológica de una formulación declinará en el campo de manera natural, principalmente por acción de la radiación ultravioleta, en un período comprendido entre 7 y 14 días.

La concentración de la aplicación (número de cuerpos ocluidos por hectárea) es determinante para alcanzar un control satisfactorio de la plaga y hasta cierto punto afectará el tiempo de su supervivencia, ya que el consumo de una dosis mayor disminuye el tiempo letal de la infección. Si se aplican dosis subletales, la supervivencia no solo será mayor, sino que el insecto puede continuar creciendo y hasta completar su ciclo biológico, a pesar de que se hubieran iniciado los procesos de infección. Esto se traduce por un lado, en un incremento de los porcentajes de daño del cultivo y si bien, los individuos que portan el virus juegan un rol activo en la transmisión del agente a su descendencia, se puede favorecer la aparición de focos de resistencia en las poblaciones de la plaga (Caballero *et al.*, 2008; Sporleder y Lacey, 2013).

Sin embargo, la concentración determina en gran parte el costo de cada aplicación y, por lo tanto, en cada formulación comercial se busca estimar y recomendar la concentración más baja de virus que permita lograr un control adecuado de la plaga.

Los baculovirus pueden ser usados como única herramienta de control o ser incorporados en estrategias de Manejo Integrado de Plagas (MIP) aplicados en combinación con insecticidas químicos, con otros agentes biológicos u otras alternativas de control tales como la técnica de confusión sexual (TCS) o la técnica del insecto estéril (TIE).

En general, son compatibles con los insecticidas químicos convencionales, con nuevos productos de mínimo impacto (reguladores de crecimiento, insecticidas botánicos, etc.), fitohormonas, fungicidas y acaricidas, pero siempre se debe considerar que el producto que se use en la sinergia no posea un efecto tóxico en el rendimiento del baculovirus. De modo que, deben evitarse las mezclas con productos con elevada alcalinidad (p. ej. caldo bordelés) que disuelven la capa proteica y desnaturalizan al virus o con aquellos productos que compitan por el mismo sitio de acción en el insecto blanco (p. ej. productos con *Bacillus thuringiensis* (*Bt*)) (Afolami y Oladunmoye, 2017).

USOS DE BACULOVIRUS EN HORTICULTURA

La horticultura se distingue dentro de la agricultura por exhibir una amplia diversidad de prácticas especializadas según el cultivo y, en líneas generales, por la pequeña escala de las tareas y la superficie en que se desarrolla (Leguizamón, 2018). Esto último representa una ventaja para la utilización de agentes baculovirales en el control de plagas presentes en cultivos hortícolas. Si bien, la utilización de estos agentes de biocontrol es incipiente a nivel regional, existen numerosos ejemplos de aplicación exitosa de baculovirus para el control de plagas claves en horticultura. A continuación, se describirán ejemplos de los principales cultivos hortícolas en los cuales se ha implementado a nivel regional el uso de productos a base de este grupo de entomopatógenos.

Tomate

El cultivo de tomate es una de los más difundidos en la horticultura, debido al elevado consumo por habitante que se registra a nivel mundial. Según los datos actuales, es la segunda hortaliza más importante del mundo en cuanto a volumen producido, ubicándose detrás de la papa. A nivel regional, su cultivo puede realizarse en invernáculos o a campo, lo que permite que sea producido durante todo el año (Viteri *et al.*, 2013).

Entre los ejemplos de baculovirus utilizados en la producción de tomate para el control de plagas se puede citar el virus aislado del lepidóptero *Autographa californica*, denominado *Autographa californica multipnucleopolyhedrovirus* (AcMNPV). Este virus, a diferencia de lo que ocurre con la mayoría de los baculovirus, tiene un amplio espectro de hospedadores y es capaz de infectar 39 especies de larvas de lepidópteros pertenecientes a 13 familias diferentes (Guo *et al.*, 2005). En Guatemala, la empresa Agrícola del Sol comercializa un producto basado en AcMNPV para el control de lepidópteros como *Trichoplusia ni*, *Pseudoplusia includens*, *Heliothis virescens*, *Spodoptera exigua*, *Estigmeneacrea*, *Spodoptera spp*, *Plutellaxylostella*, entre otros. Este producto se vende como polvo soluble en agua y puede ser aplicado de forma sencilla mediante el uso de mochilas rociadoras (Agrícola El Sol, 2019).

Entre las plagas más destructivas del cultivo de tomate se pueden mencionar las denominadas orugas bolilleras. Este complejo está actualmente formado por los lepidópteros *Heliothis virescens*, *Helicoverpa gelatopoeon*, *Helicoverpa zea* y *Helicoverpa armígera*, esta última, recientemente detectada en Sudamérica (Specht *et al.*, 2013; Murúa *et al.*, 2014). En general, este grupo de insectos son polípagos en el estado larval, generando un nivel de daño elevado debido a que producen severos daños en el follaje y los frutos verdes en desarrollo. En estos últimos deja cavidades circulares, generalmente cerca del pedúnculo. Para el control de estas plagas existen productos comerciales a base de baculovirus aislados de estos lepidópteros. Como ejemplos se pueden citar al bioinsecticida denominado Helicovex® (Andermatt, Suiza) cuyo principio activo es el virus *Helicoverpa armígera nucleopolyhedrovirus* (HearNPV), o el llamado Gemstar® (Sertis, EEUU) que en su composición posee al baculovirus *Helicoverpa zeasingle nucleopolyhedrovirus* (HzSNPV). Ambos productos se

aplican sobre el cultivo mediante métodos tradicionales de pulverización. Según estudios realizados, la aplicación de estos virus a campo es capaz de reducir un 90 % el daño sobre el fruto, demostrando la efectividad del producto en el control de estas orugas (Benuzzi *et al.*, 2010).

Otro grupo de lepidópteros bien representados entre las plagas de tomate, son las orugas del género *Spodoptera* spp. Entre ellas podemos citar a *S. frugiperla*, *S. littoralis*, *S. litura*, *S. cosmioides* y *S. exigua* (solo en América del Norte y Centroamérica). Estas orugas producen sobre las plantas altos niveles de defoliación (Sparks, 1979). Diferentes especies incluidas dentro del género *Spodoptera* spp. presentan hábitos polívoros, por lo cual se las puede encontrar como plagas claves en diversos cultivos hortícolas.

En México se comercializa un producto para el control de *S. exigua* denominado Spod-X® (Certis, EEUU), cuyo principio activo es el baculovirus *Spodoptera exigua nucleopolyhedrovirus* (SeNPV). Este virus se vende como un preparado líquido y es dispersado sobre la superficie foliar de las plantas de forma sencilla mediante el uso de pulverizadores. La aplicación de este virus en invernáculos con ataques de esta plaga logra reducir significativamente el daño en plantas (Caballero *et al.*, 2009.).

Papa

La papa (*Solanum tuberosum* L., Solanaceae) es después del arroz y el trigo, el tercer cultivo más importante del mundo en términos de consumo humano (International Potato Center, 2019). Entre los principales insectos plaga que afectan su producción, se destaca la polilla *Phthorimaea operculella* (Zeller) (Lepidoptera: Gelechiidae) (Rondon, 2010). El estado larval de este insecto es capaz de producir daño sobre los tubérculos en el campo y durante su almacenamiento.

Un baculovirus denominado *Phthorimaea operculella granulovirus* (PhopGV) fue aislado de *P. operculella* en varios países del mundo, y diversos ensayos demostraron su elevado potencial para controlar esta plaga (Reed *et al.*, 1971). En países regionales como Perú, Bolivia, Ecuador y Colombia se obtuvieron diferentes aislamientos de este virus, los cuales son producidos y comercializados por entidades público-privadas para su utilización en el control de esta polilla (Alcázar y Salas, 1991; Lacey *et al.*, 2010; Barea *et al.*, 2015). Numerosos estudios demuestran

que la aplicación de este patógeno conduce a una reducción de la población de la plaga en porcentajes comprendidos entre 86-96 % cuando es aplicado sobre las hojas de la planta y entre un 90-97 % cuando se aplica sobre los tubérculos depositados en cajas, después de cosechados (Lacey *et al.*, 2010).

Morrón

Entre las principales plagas que afectan al cultivo de morrón, al igual que en el cultivo de tomate, también se encuentran lepidópteros del género *Spodoptera* spp. (Lepidoptera: Noctuidae). Las dos especies generalmente asociadas a daños severos son *S. frugiperda* y *S. cosmiodes* (Cáceres *et al.*, 2011). El estado larval de la plaga genera ataques intensos y destructivos debido a que se alimenta en el interior del morrón el cual, aunque parece estar en buen estado, se pudre ocasionando la pérdida del fruto. También, ocasiona daños cuando se alimenta alrededor del pedúnculo, generando la caída del fruto. En América del Norte y Centroamérica, se puede encontrar en plantaciones de morrón a la especie *S. exigua*, considerada una especie clave en este cultivo. Debido a que estos insectos plagas son encontrados también en el cultivo de tomate, pueden ser controlados con los mismos productos descritos anteriormente a base de baculovirus como AcMNPV, SfMNPV y SeMNPV.

El grupo de las orugas bolilleras *Helicoverpa zea* y *H. armígera*, anteriormente mencionada como plagas claves en tomate, también pueden producir daños significativos en el cultivo del morrón. El control efectivo de ambas especies de lepidópteros puede realizarse con los productos citados anteriormente como Helicovex® (Andermatt, Suiza) o Gemstar® (Sertis, EEUU).

Maíz

Dentro de todas las variedades conocidas, el cultivo del denominado maíz dulce o “choclo” es el más difundido en horticultura. Entre las plagas principales que pueden afectar su producción se encuentra la denominada oruga de la espiga, *Helicoverpa zea*, también presente en cultivos de tomate y morrón. En el maíz, la larva penetra en la parte superior de la espiga escapando de la acción de los insecticidas, así como de parásitos y predadores. Para el control de esta oruga, se

utilizan los productos disponibles a base de *Helicoverpa armígera nucleopolyhedrovirus* y *Helicoverpa zea single nucleopolyhedrovirus*.

Otra de las plagas considerada clave de este cultivo es la oruga cogollera *S. frugiperda*. Su daño depende del momento de aparición de la plaga y del estado de desarrollo de la planta. Puede comportarse como oruga defoliadora en plántulas recién emergidas, aunque con plantas adultas tiene preferencia por el cogollo (verticilo) del maíz (Flores y Balbi, 2010). Actualmente, no existen productos comerciales a base de baculovirus para el control de esta plaga. Recientes aislamientos virales realizados en Brasil fueron evaluados y demostraron ser capaces de producir casi un 100 % de mortalidad larval. Estos agentes están siendo evaluados en formulaciones como polvos solubles en agua para su utilización a campo (Haase *et al.*, 2015).

Otros

En cultivos hortícolas como el de la lechuga, repollo, pepino, berenjena, batata, entre otros, pueden aparecer como plagas clave algunas de especies como las incluidas en el género *Helicoverpa* ssp. y *Spodoptera* ssp. En estos cultivos, también se utilizan para su control los productos a base de los baculovirus mencionados anteriormente.

A modo de ejemplo, se presenta en la Tabla 1 un resumen de los baculovirus disponibles a nivel regional para el control de especies claves en cultivos hortícolas.

AISLAMIENTOS LOCALES DE BACULOVIRUS CON ELEVADA VIRULENCIA EN PLAGAS PRESENTES EN HORTICULTURA

A nivel local, el Instituto de Microbiología y Zoología Agrícola (IMYZA, CNIA, INTA), desarrolla investigaciones con entomopatógenos como agentes de control microbiano desde hace más de treinta años. En este sentido, en el año 2000 alcanzó el registro del primer insecticida biológico de la Argentina, desarrollado para el control de una plaga clave en frutales (carpocapsa) sobre la base del granulovirus de *Cydia pomonella* (CpGV) (Quintana y Alvarado, 2004).

En lo referente a plagas hortícolas, el IMYZA dispone de aislamientos baculovirales con potencial para ser utilizados como bioinsecticidas, entre los que se pueden mencionar diversos aislamientos locales del virus de *S. frugiperda* clasificados como SfMNPV y SfGV, los cuales fueron caracterizados a nivel biológico y molecular (Berretta *et al.*, 1998; Ferrelli *et al.*, 2018; Pidre *et al.*, 2019; Yasem de Romero *et al.*, 2009). Estudios preliminares muestran que la combinación en mezclas del virus SfMNPV con el virus de la granulosis SfGV, produce una elevada y rápida mortalidad en larvas de *S. frugiperda*. La mezcla de ambos agentes virales se muestra como un promisorio bioinsecticida para ser usado en el control de esta plaga en cultivos hortícolas como tomate, morrón, maíz y lechuga, entre otros.

Recientemente, se aisló de la oruga *Helicoverpa gelotopoeon*, un baculovirus altamente patogénico. En base a estudios moleculares y de microscopía electrónica el virus fue clasificado como una poliedrosis y se denominó HearSnPV (Ferrelli *et al.*, 2016). Los ensayos realizados sobre larvas de *H. gelotopoeon* demostraron que la administración oral de poliedros de HearSNP es capaz de producir una mortalidad del 91 % de las larvas infectadas. Los resultados obtenidos hasta el momento indican que el aislamiento es un buen candidato viral para ser incluido como bioinsecticida en estrategias de manejo integrado de orugas bolilleras.

De modo paralelo, dos aislados nativos de *Rachiplusia nu* se están caracterizando y evaluando bajo condiciones de laboratorio. Uno de ellos es un baculovirus clasificado como RanuMNPV, que podría considerarse una variante de *Autographa californica MNPV* con un rango de hospedadores diferente (Rodríguez *et al.*, 2012.). El otro aislamiento denominado RanuSNPV, parece ser un virus aún no descrito en la literatura pero con alto potencial como bioinsecticida (Arneodo *et al.*, 2014).

Tabla 1. Agentes baculovirales comercializados a nivel regional para el control de lepidópteros plaga asociados a cultivos hortícolas. Entre paréntesis, se indica el país de producción.

Virus	Hospedador	Cultivo	País	Compañía
<i>Autographa californica</i> MNPV + <i>Spodoptera albula</i> NPV	<i>Trichoplusia ni</i> , <i>Pseudoplusia includens</i> , <i>Heliothis virescens</i> , <i>Spodoptera exigua</i> , <i>Estigmene acrea</i> , <i>Spodoptera</i> spp. y <i>Plutella xylostella</i>	Tomate, lechuga, morrón, repollo, pepino y batata	Guatemala	Agrícola El Sol (Guatemala)
<i>Erinnyis ello</i> GV	<i>Erinnyis ello</i>	Mandioca	Colombia	Rural de Santa Catarina S.A.
<i>Helicoverpa zea</i> SNPV	<i>Heliothis</i> y <i>Helicoverpa</i> spp.	Tomate y maíz	México y Brasil	Certis (EEUU), AgBiTech (Australia).
<i>Helicoverpa armigera</i> NPV	<i>Heliothis</i> y <i>Helicoverpa</i> spp.	Tomate, morrón y maíz	Brasil	Koppert (Brasil), Andermatt Biocontrol (Brasil).
<i>Phthorimaea operculella</i> GV	<i>Phthorimaea operculella</i> , <i>Tecia solanivora</i>	Papa	Colombia, Perú y Costa Rica	CORPOICA (Colombia), SENASA (Perú), INTA (Costa Rica).
<i>Phthorimaea operculella</i> GV + <i>Bacillus thuringiensis</i>	<i>Phthorimaea operculella</i> , <i>Tecia solanivora</i> y <i>Symmetrischema tangolias</i>	Papa	Bolivia y Ecuador	Fundación PROINPA (Bolivia), INIAP (Ecuador).
<i>Spodoptera exigua</i> NPV	<i>Spodoptera exigua</i>	Tomate, berenjena, morrón, melón y sandía	México	Certis (EEUU), SUMMIT AGRO (México)
<i>Spodoptera frugiperda</i> MNPV	<i>Spodoptera frugiperda</i>	Tomate, berenjena, morrón y papa	Brasil	EMBRAPA (Brasil)

BIBLIOGRAFÍA

- Afolami, O.I. & Oladunmoye, M.K. (2017). Baculoviruses: Emerging Frontiers for Viral Biocontrol of Insect Pests of Agricultural Importance. *Journal of Advances in Microbiology*, 5(4), 1-7.
- Agrícola El Sol. (2019). Manual de Aplicación. Recuperado de www.agricolaelsol.com
- Alcázar, J.R. & Salas, R. (1991). Un virus como agente de control de la polilla de la papa *Phthorimaea operculella*. *Revista Peruana de Entomología*, 34, 101-104.
- Arneodo, J., Jakubowicz, V., Taibo, C. & Sciocco Cap, A. (2014). Avances en la Caracterización de dos Baculovirus Aislados de la Oruga Medidora *Rachiplusia nu* (Lepidoptera: Noctuidae). Resumen en XV Jornadas Argentinas de Microbiología, Córdoba, Argentina.
- Ayala Sifontes, J.L. & Henderson, D. (2017). Potencial de los Baculovirus para el manejo de plagas agrícolas en Cuba. *Revista Centro Agrícola*, 44, 80-87.
- Barea, O.B., Calderón, R., Crespo, L., Franco, J., Herbas, J., Lino, V., Martínez, E. & Ramos, J. (2015). Desarrollo de componentes del manejo integrado de las polillas de la papa (*Phthorimaea operculella* y *Symmetrischema tangolias*) en Bolivia y el Bioinsecticida Baculovirus (MATAPOL). Cochabamba, Bolivia: PROINPA. Recuperado de <http://www.asocam.org>
- Benuzzi, M., Fiorentini, F., Lucchi, A. & Ladurner, M. (2010). Helicovez, Nuovo insetticida a base di Virus della poliedrosi nucleare (HearNPV): Efficacia nel contenimento della nottua gialla (*Helicoverpa armigera*) su orticole. *ATTI Giornate Fitopatologiche*, 1, 11-18.
- Berretta, M., Ferrelli, M.L., Salvador, R., Sciocco de Cap, A. & Romanowski, V. (2013). Baculovirus Gene Expression. In: *Current Issues in Molecular Virology. Viral Genetics and Biotechnological Applications* (pp. 57-78). London; UK: Intech Editions.
- Berretta, M.F., Rios, M.L. & Sciocco Cap, A. (1998). Characterization of a nuclear polyhedrosis virus of *Spodoptera frugiperda* from Argentina. *Journal of Invertebrate Pathology*, 71(3), 280-282.
- Blissard, G.W. & Rohrmann, G.F. (1990). Baculovirus diversity and molecular biology. *Annual Review of Entomology*, 35, 127-155.
- Blissard, G.W. & Theilmann, D. A. (2018). Baculovirus Entry and Egress from Insect Cells. *Annual Review of Virology*, 5(1), 113-139.
- Caballero, P., Aldebis, H.K., Vargas-Osuna, E. & Santiago-Alvarez, C. (1992). Epizootics caused by a nuclear polyhedrosis virus in populations of *Spodoptera exigua* in southern Spain. *Biocontrol Science and Technology*, 2, 35-38.
- Caballero, P.M., Muñoz, D. & Williams, T. (2009.). El nucleopoliedrovirus de *Spodoptera exigua* (Lepidoptera: Noctuidae) como bioplaguicida: análisis de avances recientes en España. *Revista Colombiana de Entomología*, 35(2), 105-115.
- Caballero, P. & Williams, T. (2008). Virus entomopatógenos. En: *Control biológico de plagas agrícolas* (pp. 121-135). Valencia, España: Ed. Phytoma.
- Cáceres, S., Miño, V.L. & Aguirre, A. (2011). Guía Práctica para la Identificación y el Manejo de las Plagas del pimiento. 79 p. Bella Vista, Corrientes, Argentina: Ediciones INTA.
- Cameron, J.W. (1973). Insect pathology. En: Smith, R.F., Mittler, T.E. & Smith, C.N. (Eds.), *History of entomology* (pp 223-306). Palo Alto, California, USA: Annual Reviews Inc.

- Cisneros, J., Perez, J.A., Penagos, D.I., Ruiz, J., Goulson, D., Caballero, P., Cave, R.D. & Williams, T. (2002). Formulation of a nucleopolyhedrovirus with boric acid for control of *Spodoptera frugiperda* (Lepidoptera: Noctuidae) in maize. *Biological Control*, 23, 87-95.
- Claus, J.D. & Sciocco Cap, A. (2001). Producción masiva de baculovirus. *En: Caballero, P., López Ferber, M.A. & Williams, T (Eds.), Los baculovirus y sus aplicaciones como bioinsecticidas en el control biológico de plagas* (pp. 257-312). Valencia. España: Ed. Phytoma.
- Duffy, S.P., Young, A.M., Morin, B., Lucarotti, C.J., Koop, B.F. & Levin, D.B. (2006). Sequence analysis and organization of the Neodiprion abietis nucleopolyhedrovirus genome. *Journal of Virology*, 80(14), 6952-6963.
- Eberle, K., Johannes, J.A. & Huber, J. (2012). Microbial control of crop pests using insect viruses insect viruses. *En: Abrol, D.P. & Shankar, U. (Eds.), Integrated Pest Management* (pp. 281-298). Jammu, India: University of Agricultural Sciences and Technology.
- Ferrelli, M.L., Taibo, C., Fichetti, P., Sciocco Cap, A. & Arneodo, J.D. (2016). Characterization of a new *Helicoverpa armigera* nucleopolyhedrovirus variant causing epizootic on a previously unreported host, *Helicoverpa gelatopoeon* (Lepidoptera: Noctuidae). *Journal of Invertebrate Pathology*, 138, 89-93.
- Ferrelli, M.L., Pidre, M.L., Ghiringhelli, P.D., Torres, S., Fabre, M.L., Masson, T., Cédola, M.T., Sciocco Cap, A. & Romanowski, V. (2018). Genomic analysis of an Argentinean isolate of *Spodoptera frugiperda* granulovirus reveals that various baculoviruses code for Lef-7 proteins with three F-box domains. *PLoS One*, 13(8), e0202598. doi: <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0202598>.
- Flores, F. y Balbi, E. (2010). Manejo de plagas en el cultivo de maíz. EEA INTA Marcos Juárez. Recuperado de https://inta.gob.ar/sites/default/files/script-tmp-inta-manejo_de_plagas_en_el_cultivo_de_maz.pdf
- Gelernter, W. (1990). Virus epizootics in Californian populations of *Spodoptera exigua*: dominance of a single viral genotype. *Biochemical Systematics and Ecology*, 18, 461-466.
- Goldberg, A.V., Romanowski, V., Federici, B.A. & Sciocco Cap, A. (2002). Effects of the Epap granulovirus on its host, *Epinotia aporema* (Lepidoptera: Tortricidae). *Journal of Invertebrate Pathology*, 80(3), 148-159.
- Gröner, A. (1986). Specificity and safety of baculoviruses. *En: Granados, R. & Federici, A. (Eds.), The biology of baculoviruses* (177-202). Boca Raton, USA: CRC Press.
- Grzywacz, D. & Moore, S. (2017). Production, Formulation, and Bioassay of Baculoviruses for Pest Control. *En: Lacey, L. (Ed.), Microbial control of Insect and Mite* (pp 109-124). Cambridge, MA, USA: Academy Press.
- Grzywacz, D., Moore, D. & Rabindra, R.J. (2014). Mass production of entomopathogens in less industrialized countries. *In: Morales-Ramos, J.A., Rojas, M.G. & Shapiro-Ilan, D.I. (Eds.), Mass Production of Beneficial Organisms* (pp. 519-553). Amsterdam, The Netherlands: Elsevier.
- Guo, T., Wang, S., Guo, X., & Lu, C. (2005). Productive infection of *Autographa californica* nucleopolyhedrovirus in silkworm *Bombyx mori* strain Haoyue due to the absence of a host antiviral factor. *Virology*, 341(2), 231-237.

- Gupta, R.K., Raina, J.C. & Monobrullah, M.D. (2007). Optimization of in vivo Production of Nucleopolyhedrovirus in Homologous Host Larvae of *Helicoverpa armigera*. *Journal of Entomology*, 4, 279-288.
- Haase, S., Sciocco Cap, A. & Romanowski, V. (2015). Baculovirus insecticides in Latin America: historical overview, current status and future perspectives. *Viruses*, 7(5), 2230-2267.
- Hunter-Fujita, F.R., Enwistle, P.F., Evans, H.F. & Crook, N.E. (1998). Insect viruses and pest management. 620 p. Chichester, UK: John Wiley.
- Ignoffo, C.M. & Garcia, C. (1966). The relation of pH to the activity of inclusion bodies of a Heliothis nuclear polyhedrosis. *Journal of Invertebrate Pathology*, 8, 426-427.
- International Potato Center (CIP). Papa. Recuperado de: <https://cipotato.org/es/potato>.
- Jaques, R.P., Laing, J.E., Laing, D.R. & Yu, D. (1987). Effectiveness and persistence of the granulosis virus of the codling moth *Cydia pomonella* (L) (Lep: Oleuthreutidae) on apple. *Canadian Entomologist*, 119, 1063-1067.
- Jehle, J.A., Blissard, G.W., Bonning, B.C., Cory, J.S., Herniou, E.A., Rohrmann, G.F. & Vlak, J.M. (2006). On the classification and nomenclature of baculoviruses: a proposal for revision. *Archives of Virology*, 151(7), 1257-1266.
- Jones, K.A. & Burgues, H.D. (1998). Technology of formulation and application. In: Burges, H.D. (Ed.), *Formulation of Microbial Biopesticides* (pp. 2-30). Dordrecht, The Netherlands: Kluwer Academic Publishers.
- Kalmakoff, J.K. (1982). Enzootic virus control of *Wiseana* spp. in the pasture environment. In: Kurstak, G. (Ed.), *Microbial and Viral Pesticides* (pp. 435-448). New York, USA: Marcel Dekker.
- Kelly, B.J., King, L.A. & Possee, R.D. (2016). Introduction to Baculovirus Molecular Biology. *Methods in Molecular Biology*, 1350, 25-50.
- Lacey, L. (Ed.) (2016). *Microbial Control of Insect and Mite Pests: From Theory to Practice*. Cambridge, MA, USA: Academy Press.
- Lacey, L.A., Kroschel, J., Arthurs, S.P. & De la Rosa, F. (2010). Control microbiano de la palomilla de la papa *Phthorimaea operculella* (Lepidoptera: Gelechiidae). *Revista Colombiana de Entomología*, 36, 181-189.
- Leguizamón, E.S. (2018). Historia de la horticultura. Buenos Aires, Argentina: Ediciones INTA. Recuperado de https://inta.gob.ar/sites/default/files/inta_asaho_historia_horticultura.pdf
- Lehane, M.J. (1997). Peritrophic matrix structure and function. *Annual Review of Entomology*, 42, 525-550.
- Miller, L. (1996). Insect viruses. In: Knipe, D.M. & Howley, P.M (Eds.), *Fields Virology* (pp. 553-556). Philadelphia, USA: Raven Publishers.
- Morales, L., Moscardi, F., Sosa-Gomez, D.R., Paro, F.E. & Soldorio, I.L. (2001). Fluorescent brighteners improve *Anticarsia gemmatalis* (Lepidoptera: Noctuidae) nucleopolyhedrovirus (AgMNPV) activity on AgMNPV susceptible and resistant strains of the insect. *Biological Control*, 20, 247-253.
- Moscardi, F., de Souza, L.M., de Castro Batista, M.E., Moscardi, L.M. & Szewczyk, B. (2011). Baculovirus pesticides: Present state and future perspectives. In: Ahmad, I., Ahmad, F. & Pichtel, P. (Eds.), *Microbes and Microbial Technology* (pp. 415-445). New York, NY, USA: Springer.

- Murúa, M., Scalora, F., Navarro, F., Cazado, L., Casmuz, A., Villagrán, M., Lobos, E. & Gastaminza, G. (2014). First record of *Helicoverpa armigera* (Hübner) (Lepidoptera: Noctuidae) in Argentina. *Florida Entomologist*, 97(2), 854-856.
- Paillot, A. (1926). Sur une nouvelle maladie du noyau au grasserie des chenilles de *P. brassicae* et un nouveau groupe de microorganismes parasites. *Comptes Rendus des Seances de l'Academie des Sciences*, 182, 180-2.
- Perera, O.P., Valles, S.M., Green, T.B., White, S., Strong, C.A. & Becnel, J.J. (2006). Molecular analysis of an occlusion body protein from *Culex nigripalpus* nucleopolyhedrovirus (CuniNPV). *Journal of Invertebrate Pathology*, 91(1), 35-42.
- Pidre, M.L., Sabalette, K.B., Romanowski, V. & Ferrelli, M.L. (2019). Identification of an Argentinean isolate of *Spodoptera frugiperda* granulovirus. *Revista Argentina de Microbiología*. doi:10.1016/j.ram.2018.10.003
- Quintana, G. & Alvarado, L. (2004). Carpovirus Plus: primer insecticida biológico para el control de *Cydia pomonella* en montes comerciales de pera, manzana y nogal. *En: Agrolnnova. La Innovación Tecnológica para Mejorar la Competitividad* (pp. 15-17). Rosario, Santa Fe, Argentina: SECyT-INTA.
- Reed, E.M. & Springett, B.P. (1971). Large-scale field testing of a granulosis virus for the control of the potato moth (*Phthorimaea operculella* (Zell.) (Lep., Gelechiidae). *Bulletin of Entomological Research*, 61, 207-222.
- Rodríguez, V.A., Belaich, M.N., Quintana, G., Sciocco Cap, A. & Ghiringhelli, P.D. (2012). Isolation and Characterization of a Nucleopolyhedrovirus from *Rachiplusia nu* (Guenée) (Lepidoptera: Noctuidae). *International Journal of Virology and Molecular Biology*, 1, 28-34.
- Rohrmann, G. (2013). *Baculovirus Molecular Biology*. Bethesda, MD, U.S.A.: National Center for Biotechnology Information. Recuperado de <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/books/NBK114593/>
- Rondon, S.I. (2010). The potato tuber moth: A literature review of its biology, ecology and control. *American Journal of Potato Research*, 87, 149-166.
- Shapiro, M. (1986). In vivo production of Baculoviruses. *En: Granados, R.R. & Federici, B.A. (Eds), The biology of baculoviruses* (pp. 31-62). Boca Raton, Florida, USA: CRC Press.
- Sparks, A.N. (1979). A Review of the Biology of the Fall Armyworm. *Florida Entomologist*, 62(2), 82-87
- Specht, A., Sosa Gomez, D., Moraes, P. & Cavaguchi Yano, A. (2013.). Identificação morfológica e molecular de *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae) e ampliação de seu registro de ocorrência no Brasil. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, 48 (6), 689-692.
- Sporleder, M. & Lacey, L.A. 2013. Biopesticides. *In: Giordanengo, P., Vincent, C. & Alyokhin, A. (Eds.), Insect pests of potato: Global perspectives on biology and management* (pp. 463-497). Oxford, UK: Elsevier.
- Szewczyk, B., Lobo de Souza, M., Batista de Castro, M.E., Moscardi, L.M. & Moscardi, F. (2011). Baculovirus Biopesticides. *In: Stoytcheva, M. (Ed.), Pesticides Formulations, Effects, Fate* (pp 25-38). Rijeka, Croatia: InTech.

- Theilmann, D.A., Blissard, G.W., Bonning, B., Jehle, J.A., O'Reilly, D.R., Rohrmann, G.F. & Vlak, J.M. (2005). Baculoviridae. *In*: Fauquet, C.X., Mayo, M.A., Maniloff, J., Desselberger, U. & Ball, L.A. (Eds.), *Virus Taxonomy-Classification and Nomenclature of Viruses*. 8th Report of the International Committee on the Taxonomy of Viruses (pp. 177-185). Amsterdam, The Netherlands: Elsevier.
- Vago, C., Aizawa, K., Ignoffo, C., Martignoni, M. E., Tarasevitch, L. & Tinsley, T.W. (1974). Present status of the nomenclature and classification of invertebrate viruses. *Journal of Invertebrate Pathology*, 23(2), 133-134.
- Van Beek, N. & Davis, D.C. (2009). Baculovirus production in insect larvae. *En*: Murhammer, D.W. (Ed.), *Baculovirus and Insect Cell Expression Protocols*. Methods in Molecular Biology (pp 367-378). Towata, NJ, U.S.A.: Humanns Press.
- van Lenteren, J.C. (2012). The State of Commercial Augmentative Biological Control: Plenty of Natural Enemies, but a Frustrating Lack of Uptake. *BioControl*, 57, 1-20.
- Viteri, M.L., Ghezan, G. & Iglesias, D. (2013). Tomate y lechuga: producción, comercialización y consumo. INTA. Recuperado de: <https://inta.gob.ar/documentos/tomate-y-lechuga-produccion-comercializacion-y-consumo>
- Xeros, N. (1952). Cytoplasmic polyhedral virus diseases. *Nature*, 170(4338), 1073.
- Yasem de Romero, M.G., Romero, E., Sosa Gómez, D. & Willink, E. (2009). Evaluación de aislamientos de baculovirus para el control de *Spodoptera frugiperda* (Smith, 1797) Lep.: Noctuidae, plaga clave del maíz en el noroeste argentino. *Revista Industrial y Agrícola de Tucumán*, 86, 7-15.

CAPÍTULO 10

NEMATODOS ENTOMOPATÓGENOS

Achinelly, M. F. y Eliceche, D.

IMPORTANCIA DE LOS NEMATODOS COMO ENTOMOPATÓGENOS

Entre las alternativas promisorias para el Manejo Integrado de Plagas (MIP) se encuentran los nematodos, quienes están asociados con los insectos con relaciones que abarcan desde fortuitas a antagonistas (Vega y Kaya, 2012). Los nematodos son organismos invertebrados, no segmentados, que carecen de apéndices, con un tracto digestivo completo, sistema reproductor bien desarrollado, sin sistemas respiratorio y circulatorio; sistema excretor, nervioso, y muscular muy especializados (Roberts *et al.*, 2013). El tamaño varía en los distintos grupos, pudiendo alcanzar en los nematodos parásitos de insectos una longitud de 3-6 mm en los Rhabditidae y hasta 50 cm en los Mermithidae.

Entre los parásitos de insectos, hay 30 familias de nematodos que están asociadas, siendo 7 las consideradas con potencial como agentes de control biológico: Mermithidae, Allantonematidae, Neotylenchidae, Sphaerularidae, Rhabditidae, Steinernematidae y Heterorhabditidae (Stock y Goodrich-Blair, 2012).

Algunos nematodos tienen relaciones simbióticas con bacterias que matan a su hospedador rápidamente recibiendo el término de nematodos entomopatógenos (NEPs). Si bien, las especies entomopatógenas están clasificadas dentro de las familias Steinernematidae y Heterorhabditidae, recientemente algunos miembros de los Rhabditidae han sido considerados entomopatógenos: *Phasmorhabditis hermafrodita* (Schneider) capaz de reducir las poblaciones de varias especies de babosas, inclusive desarrollado como un molusquicida biológico (Lewis y Clarke, 2012), y dos especies de *Oscheius* debido a su asociación con la bacteria entomopatógena *Serratia* (Abebe *et al.*, 2010). Se ha demostrado que las asociaciones de estos nematodos causan enfermedades en un insecto hospedador. Sin embargo, la asociación de los nematodos con bacterias patógenas parece ser fortuito o esporádico (Stock, 2015).

El uso de nematodos entomopatógenos constituye una alternativa ambiental y segura para el combate de plagas en cultivos de importancia económica, principalmente en aquellas que habitan o pasan parte de su ciclo biológico en el suelo. Las infecciones por estos patógenos pueden ocasionar la caída abrupta de la población en un corto plazo. La introducción y liberación aumentativa es utilizada de manera efectiva para mejorar el control biológico de plagas agrícolas como medidas alternativas a los productos químicos en una gran cantidad de países (Coupland *et al.*, 2017).

STEINERNEMATIDAE Y HETERORHABDITIDAE

Los nematodos entomopatógenos incluyen representantes de los géneros *Steinernema* (Steinernematidae) y *Heterorhabditis* (Heterorhabditidae). Son parásitos obligados de insectos en las redes alimentarias del suelo que se producen ampliamente en los ecosistemas naturales y agrícolas. Presentan una relación simbiótica con bacterias (Enterobacteriaceae) que causan la muerte de los insectos siendo altamente patogénicos, característica que los ha convertido en agentes de control biológico (Lewis y Clarke, 2012; Shapiro-Ilan *et al.*, 2012).

Poseen una combinación casi única de atributos deseables como biorreguladores: 1- amplia gama de hospedantes, 2- capacidad para provocar altos índices de mortalidad, 3- ambientalmente seguros; 4- producirse a diferentes escalas mediante métodos *in vivo* e *in vitro*, 5- viabilidad para la elaboración de productos formulados y almacenamiento, 6- fácilmente aplicables con equipos estándares, 7- compatibles con diversos productos químicos y otros agentes biorreguladores, 8- estadio infectivo de resistencia (JI) o larva *dauer*, que puede ser almacenado por largos periodos de tiempo y aplicado por métodos convencionales persistiendo en el ambiente natural (Vega y Kaya, 2012; Labaude y Griffin, 2018).

Actualmente, varias especies de estos nematodos son usadas como insecticidas microbianos y producidos comercialmente por varias compañías alrededor del mundo. Existen en la actualidad más de 90 empresas dedicadas a la producción y comercialización de nematodos entomopatógenos entre las que se destacan la compañía BASF (EEUU, Australia) con su producto MileniumR y NemasysR; Green Spot (EEUU) y las compañías italianas Optinem Cydia (Agrifutur) y Bioplanet (Nemopak HB) (Coupland *et al.*, 2017).

DIVERSIDAD DE ESPECIES

Los NEPs se distribuyen en todo el mundo, con especies y grupos distintivos en diferentes regiones geográficas. Hasta el momento, se han reportado en el mundo 90 especies de nematodos pertenecientes a la familia Steinernematidae y 20 a Heterorhabditidae (Labaude y Griffin, 2018). Sin embargo, no todas las especies se producen comercialmente para su uso en control biológico siendo *Steinernema carpocapsae* (Weiser) Wouts, Mráček, Gerdin & Bedding, *Steinernema feltiae* (Filipjev) Wouts, Mráček, Gerdin & Bedding y *Heterorhabditis bacteriophora* Poinar, las más utilizadas además de ser las más intensamente investigadas.

FORMA DE ACCIÓN SOBRE LOS INSECTOS

Los NEPs introducen una bacteria simbiote en el hemocele del insecto que se multiplica rápidamente generando metabolitos que matan el insecto por septicemia dentro de las 48 a 72 h. Las bacterias impiden la contaminación de los cadáveres por microorganismos y a su vez sirven como fuente de alimentos para los nematodos dentro de los insectos hospedadores (Vega y Kaya, 2012). Los nematodos especialmente las especies de *Steinernema*, también son capaces de causar la muerte de sus hospedadores en ausencia de la bacteria simbiote en particular a través de la liberación de toxinas que contienen una alta proporción de proteasas (Lu *et al.*, 2017).

El juvenil infectivo (JI) del nematodo o juvenil de tercer estadio es el único que es de vida libre. La entrada al insecto se produce a través de aberturas naturales y por los intersegmentos, en forma pasiva o activa con la presencia de un diente como ocurre en Heterorhabditidae. El ciclo de vida de los nematodos comprende un estado de huevo, cuatro estadios juveniles y un estado adulto (macho y hembra) (Vega y Kaya, 2012). En el interior del insecto, los JIs se alimentan de bacterias hasta llegar a la etapa adulta, dando lugar a una primera generación de hembras hermafroditas, seguida de una o dos generaciones de machos y hembras (Heterorhabditidae) o simplemente entre 1 a 3 generaciones de machos y hembras (Steinernematidae). En cada generación, nuevos JIs se producen y la reproducción de los nematodos continúa mientras el cuerpo del insecto siga proporcionando los nutrientes necesarios para el parásito. Dentro de los pocos días postinfección, los insectos parasitados liberan factores disuasorios,

“scavenger deterrent factors” (SDF), compuestos químicos producidos por los simbiontes bacterianos que disuaden a los potenciales depredadores de los cadáveres (Gulcu *et al.*, 2012). Los J3 que nacen de la segunda generación de adultos toman la bacteria, retienen la muda del segundo estadio formando el estado de resistencia o larva *dauer* y abandonan el cadáver constituyendo los juveniles infectivos que se dispersarán en el suelo hasta obtener un nuevo hospedador (Figura 1).

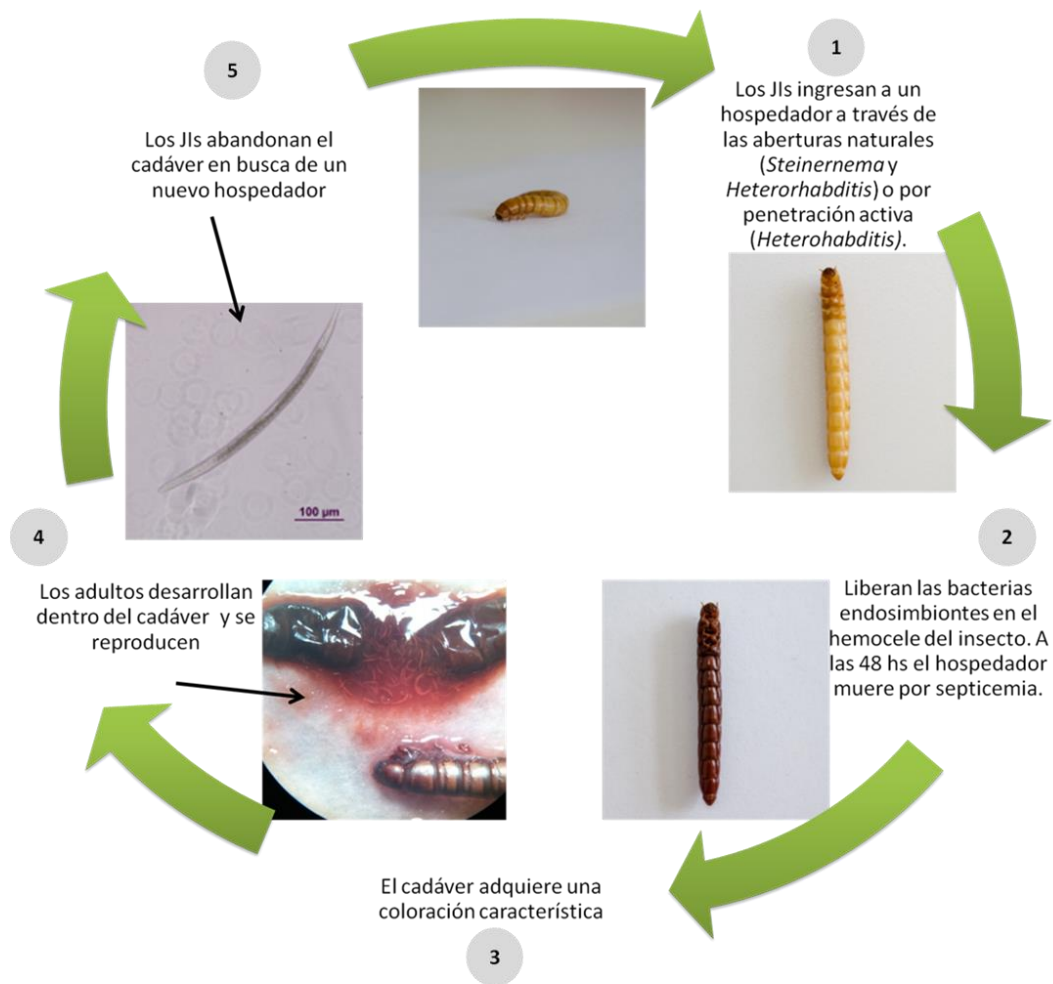


Figura 1. Esquema general del ciclo de vida de nematodos entomopatógenos.

BACTERIAS ASOCIADAS A LOS NEPs

El simbiote bacteriano es determinante para el éxito del complejo nematodo-bacteria. Estos son patógenos para larvas de insectos mientras que también mantienen una interacción mutualista con los nematodos. Los JIs se asocian con bacterias simbióticas del género *Xenorhabdus* en nematodos steinernemátidos y del género *Photorhabdus* en heterorhabdítidos. Estas son llevadas a lo largo del intestino (Heterorhabditidae) o en un bolsillo especial en el caso de Steinernematidae. El color del cadáver es indicativo de los pigmentos producidos por el monocultivo de bacterias mutualistas que crecen en los hospedadores. Insectos parasitados por *Steinernema* spp. y las bacterias correspondientes *Xenorhabdus* spp. muestran una coloración por lo general marrón y negro, que se vuelven más oscuros con el tiempo, pudiéndose observar también color rosa, gris-amarillo y verde. En cambio, los insectos infectados por *Heterorhabditis* spp. y muertos debido a la bacteria *Photorhabdus* spp. por lo general tienen coloraciones que van desde rojizo-marrón, naranja y morado, y en la oscuridad pueden tener luminiscencia (Figura 2).



Figura 2. Larvas de *Tenebrio molitor* infectadas por *Heterorhabditis bacteriophora* SUP, un aislamiento nativo del cinturón hortícola platense recuperado de suelos sometidos a cultivos de tomate (Eliceche, 2019). La coloración de los insectos va cambiando hacia colores más rojizos hasta llegar finalmente al vino tinto o morado característico de la infección por los simbioses bacterianos asociados a los nematodos de la familia Heterorhabditidae.

Un total de 21 especies de *Xenorhabdus* se han descrito en asociación con nematodos del género *Steinernema* (Labaude y Griffin, 2018) y 15 especies de *Photorhabdus* en *Heterorhabditis* (Ruiz Machado *et al.*, 2018).

ESPECTRO DE PLAGAS QUE PUEDEN CONTROLAR

La efectividad de los NEPs como biocontroladores ha sido ampliamente comprobada (Batalla-Carrera *et al.*, 2010; Campos-Herrera, 2015). La mayoría de las especies pueden infectar una amplia gama de hospedadores, en diversas etapas de desarrollo, con diferencias en la susceptibilidad. Son capaces de infectar, al menos en laboratorio, insectos pertenecientes a distintos órdenes tales como Diptera, Lepidoptera, Isoptera, Hemiptera, Hymenoptera y Coleoptera, siendo más efectivos contra plagas que presentan un estado susceptible en el suelo (Labaude y Griffin, 2018). La excepción la constituye *Steinernema scapterisci* Nguyen y Smart que presenta un estrecho rango de hospederos parasitando preferentemente grillos (Lu *et al.*, 2017).

Las larvas y pupas de insectos a menudo son más susceptibles a los NEPs que los adultos (Williams *et al.*, 2015; Eliceche *et al.*, 2017). Tales diferencias pueden resultar de varios mecanismos como variaciones en el comportamiento, en particular niveles de actividad más altos y conductas de evitación, sistema inmunológico o barreras físicas para la penetración de nematodos como carencia de entradas naturales o cutícula más resistente (Labaude y Griffin, 2018).

FACTORES QUE PUEDEN AFECTAR EL ÉXITO DE LOS NEPs EN EL CAMPO

La viabilidad de los JIs en el campo puede ser alterada por diversos factores bióticos y abióticos tales como la depredación, presencia de patógenos, el efecto perjudicial de la luz ultravioleta, temperatura y la desecación en la superficie del suelo. La eficiencia del parasitismo dependerá del tipo de estrategias que presente la forma infectiva del nematodo en la búsqueda, persistencia y viabilidad para enfrentar condiciones ambientales adversas y adaptarse a los ciclos de vida de sus hospedadores (Agüera de Doucet *et al.*, 1992; Agüera de Doucet y Bertolotti, 1996). Factores como la vegetación, las condiciones de textura y compactación del suelo, son importantes sobre la capacidad de movimiento de los nematodos (Bal *et al.*, 2014). En general, en comparación con los suelos más livianos, los suelos con mayor contenido de arcilla restringen el movimiento de los nematodos y tienen un potencial de reducción de la aireación, lo que puede resultar en una menor supervivencia y eficacia de los nematodos (Kung *et al.*, 1991).

Los NEPs requieren una humedad adecuada en el suelo para sobrevivir y moverse, pero demasiada humedad puede causar privación de oxígeno y restringir el movimiento (Baimey *et al.*, 2015). Se recomienda el riego para mantener la humedad y promover el establecimiento de nematodos en la subsuperficie del suelo. La adición de adyuvantes puede disminuir la pérdida de humedad, en particular en el caso de la aplicación foliar de NEPs que induce un mayor estrés por desecación (Rezaei *et al.*, 2015).

La radiación ultravioleta es perjudicial para los nematodos por lo cual, es conveniente aplicarlos en el suelo por la tarde o temprano en la mañana. Otras alternativas incluyen formulados que incluyan protectores UV (Wright *et al.*, 2005).

El pH del suelo en la mayoría de los agroecosistemas, con un rango de 4 a 8, es probable que no tenga efecto significativo sobre los nematodos entomopatógenos, pero un pH de 10 o superior posiblemente sea perjudicial (Kung *et al.*, 1991).

Las variaciones ambientales soportadas por la larva *dauer* pueden variar para cada especie de nematodo, inclusive cada aislamiento puede diferir en sus requerimientos y umbrales de temperatura óptima para la infectividad, reproducción, tolerancia a los rayos UV y a la desecación (Shapiro-Ilan *et al.*, 2015). Estos parámetros pueden por tanto usarse como herramientas para mejorar la eficacia de NEPs como es el caso de la temperatura. Por ejemplo, el acondicionamiento de *Steinernema carpocapsae* y *Heterorhabditis megidis* Poinar, Jackson & Klein, durante tres semanas a 9 °C aumentó su eficacia contra el picudo negro *Otiorynchus sulcatus* (Fabricius) (Guy *et al.*, 2017).

En los agroecosistemas, las prácticas de manejo como la labranza y el empleo de agroquímicos pueden tener un impacto negativo en la ocurrencia natural de NEPs (Campos-Herrera *et al.*, 2008). Según los autores, las pasturas naturales registran valores más altos de densidad poblacional de NEPs, seguido por cultivos orgánicos, respecto a cultivos producidos de modo convencional. Los fertilizantes y plaguicidas químicos pueden tener efectos positivos, neutros o negativos en los nematodos entomopatógenos. La mayoría de los fertilizantes, cuando se aplican a las dosis recomendadas, tienen poco impacto en su eficacia (Shapiro *et al.*, 1996). No obstante, el estiércol fresco o altas tasas de fertilizantes químicos (p. ej. urea) pueden ser perjudiciales para la supervivencia y eficacia de nematodos entomopatógenos (Shapiro *et al.*, 1996).

ESTRATEGIAS DE COMPORTAMIENTO DE LOS NEPs

Para aumentar sus posibilidades de encontrar un hospedador adecuado, los JIs emplean una variedad de estrategias. La larva *dauer* presenta diferentes comportamientos de búsqueda (pasiva o activa) también llamados en inglés *ambusher* o *cruiser* (Bal *et al.*, 2014). Estudios realizados citan individuos del género *Heterorhabditis* con una capacidad de movimiento mayor que el observado para el género *Steinernema*. Por ejemplo, *S. carpocapsae* y *S. scapterisci* tienen una estrategia de "inmovilidad y espera," y tienden a permanecer cerca de la superficie del suelo, atentos para acechar e infectar insectos que se encuentran presentes en el mismo y pasan cercanos a ellos, sin existir una búsqueda activa. Sin embargo, *Steinernema glaseri* (Steiner) Wouts, Mráček, Gerdin & Bedding y *Heterorhabditis bacteriophora*, presentan mayor movilidad, siendo activos en la búsqueda de su hospedador. Algunos nematodos como *S. carpocapsae* pueden utilizar raíces de árboles como "rutas" para facilitar el movimiento a través del suelo (Demarta *et al.*, 2014).

Los JIs se alejan de los insectos muertos en una fase inicial de dispersión caracterizada por movimientos aleatorios y respuestas potenciales a señales ambientales que podrían llevarlos al hábitat de sus hospedadores tales como temperatura, vibraciones, CO₂ (Torr *et al.*, 2004).

La dispersión de JIs es también estimulada por factores asociados con los cadáveres de los insectos infectados. Entre ellos están los ascarósidos, una clase de moléculas de señalización que regulan el desarrollo y los comportamientos sociales en nematodos (Kaplan *et al.*, 2012).

El CO₂ es atrayente para los JIs de los NEPs al igual que muchos odorizantes específicos del hospedador que estimulan el comportamiento de búsqueda de hospedadores por parte de los JIs (Dillman *et al.*, 2012). Las raíces, especialmente aquellas que están siendo dañadas por insectos, pueden emitir volátiles que atraen a los nematodos indicando la presencia de un insecto hospedador (Turlings *et al.*, 2012). Este efecto se ha demostrado para varias especies de plantas, incluidas recientemente la zanahoria, vid, fibra y caña de azúcar (Tonelli *et al.*, 2016). La estimulación de la vía del ácido salicílico, una vía de defensa de las plantas, condujo a la atracción de nematodos entomopatógenos en ausencia de sus hospedadores. Estos autores sugieren que tratar los cultivos

con elicitores de defensa de las plantas podría ser una estrategia para aumentar el éxito del control biológico de los NEPs (Filgueiras *et al.*, 2017).

Entre los competidores más directos para los NEPs se encuentran los propios nematodos, ya sea otros nematodos entomopatógenos o nematodos de vida libre. Por ejemplo, nematodos rabdítidos se observaron en asociación alimentándose de cadáveres de insectos infectados por NEPs y fueron capaces de reproducirse en ellos ocasionando una reducción sustancial en el número de NEPs producidos (Campos-Herrera, 2015). La aplicación de NEPs exóticos además puede interferir en la eficacia de nematodos indígenas por competencia (Helmberger *et al.*, 2017).

DESARROLLO DE NEPs DESDE EL AISLAMIENTO HASTA SU FORMULACIÓN PARA LA OBTENCIÓN DE UN BIOINSUMO

Son varias las etapas que deben pasar los nematodos entomopatógenos con potencial como agentes de biocontrol desde su aislamiento hasta su formulación (Figura 3). Este proceso incluirá su identificación, evaluación de su patogenicidad, la búsqueda de estrategias que garanticen o mejoren su eficacia y el incremento de la viabilidad de los mismos en un período de almacenamiento mayor, de manera de lograr la entrega de los nematodos vivos al consumidor garantizando su éxito en el campo.

1. Relevamiento a campo

Los NEPs pueden encontrarse en pasturas naturales, terrenos dedicados a la producción, horticultura intensiva, zonas de recreación y esparcimiento. La búsqueda de nematodos entomopatógenos se realiza a partir de la disección de insectos muertos o la toma de muestras de suelo, donde se halla la forma infectiva del nematodo a través de la técnica de Bedding y Akhurst (1975) o trampa cebo (Figura 4 A-C). Esta consiste en exponer una muestra (aproximadamente, 500 cm³ de suelo) junto a larvas de un hospedador susceptible aproximadamente, durante una semana a temperatura ambiente, o bien los insectos pueden colocarse en jaulas que son enterradas en el campo (Figura 4 B). Los insectos más utilizados son el lepidóptero *Galleria mellonella* (Linnaeus) y el coleóptero *Tenebrio molitor*

(Linnaeus). En caso de hallarse nematodos en las muestras de suelo, estos parasitarán los insectos, los cuales se observarán muertos pudiendo cambiar la coloración a rojiza o parda, dependiendo de la especie de nematodo y su bacteria endosimbionte (Stock y Goodrich-Blair, 2012).

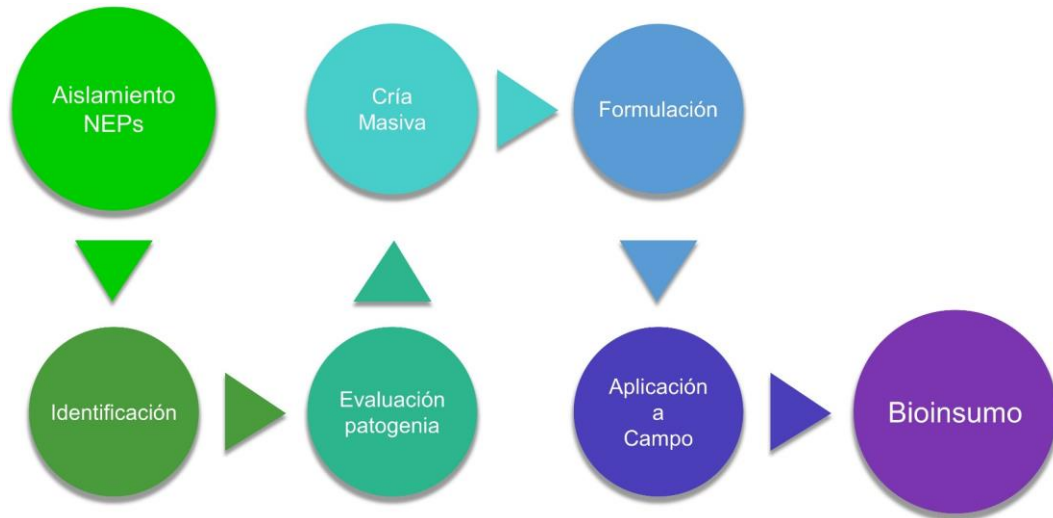


Figura 3. Proceso de desarrollo de NEPs desde el aislamiento hasta su formulación.

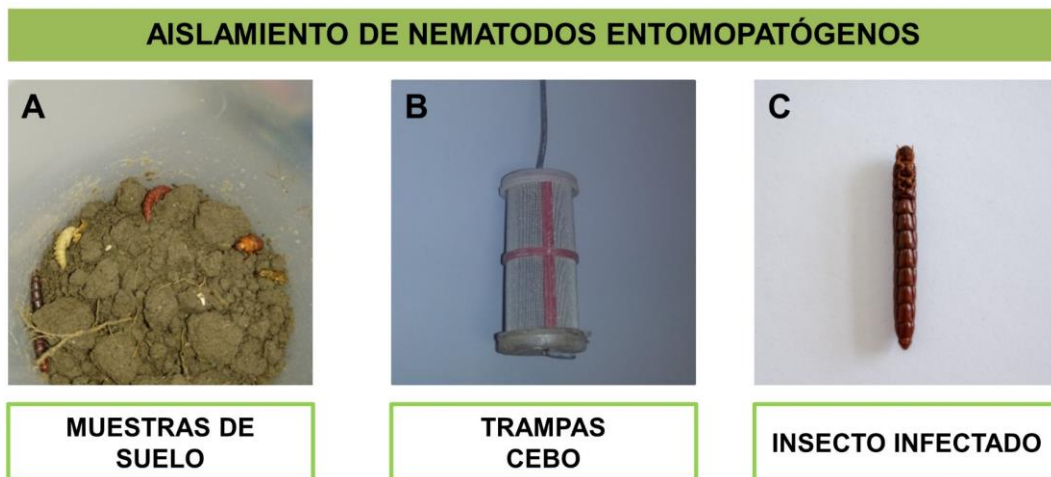


Figura 4. Metodología para el aislamiento de NEPs a partir de muestras del campo. A) Muestra de suelo; B) Trampa cebo; C) Insecto infectado.

Los insectos recolectados muertos procedentes de las trampas cebo con signos de estar parasitados por NEPs (coloración, ausencia de olor producido por microorganismos contaminantes, consistencia) se lavan con agua destilada y se colocan en la trampa de White modificada para la recuperación de las formas infectantes. Esta trampa consiste en una cápsula de *Petri* con agua destilada, dentro de la cual se coloca un vidrio de reloj invertido o cápsula de *Petri* de menor diámetro con un papel de filtro sobre el cual se colocan las larvas muertas (Figura 5 B). Las formas infectivas de los nematodos migrarán de los cadáveres al agua alrededor en una semana (*Steinernematidae*) a dos semanas (*Heterorhabditidae*) aproximadamente después de la infección (Stock y Goodrich-Blair, 2012). Los nematodos entomopatógenos podrán también visualizarse en cavidad corporal si la infección es alta, dependiendo de la transparencia de la pared del cuerpo del insecto hospedador.

Respecto a las muestras de suelo, es conveniente mantenerlas frescas durante el transporte al laboratorio y evitar la exposición a la luz solar.

2. Estudio de la patogenicidad e identificación

Para considerar los nematodos como agentes de biocontrol, es necesario que respondan a los postulados (modificados) de Koch (según Poinar, 1975):

- ❖ La especie del nematodo debe estar asociada con la enfermedad del insecto.
- ❖ Debe ser fácilmente aislado y obtenerse el estado infectivo.
- ❖ El estado infectivo al estar en contacto con el hospedador debe provocar la enfermedad o infección.

El mismo nematodo debe poder ser recuperado de las infecciones experimentales del hospedador para poder repetirlas.

Una vez aislado los nematodos se identifican taxonómicamente sobre caracteres morfológicos, índices morfométricos (Hunt y Nguyen, 2016) y análisis molecular principalmente de las secuencias ITS (Maneesakorn *et al.*, 2011).

La patogenicidad podrá evaluarse por diferentes métodos, como la técnica de uno en uno (*one-on-one assay*) donde insecto y patógeno se exponen en una relación 1:1, o la técnica de la cápsula de *Petri* (*Petri dish assay*) sobre un papel de filtro o directamente sobre un sustrato. Esta técnica, a diferencia de la anterior, nos permite conocer la mortalidad por superficie para una concentración. Una vez determinada la patogenicidad como la capacidad de provocar daño en un insecto, se puede evaluar la agresividad como el grado de daño producido calculando la CL_{50} y CL_{90} y TL_{50} y TL_{90} .

3. Producción de nematodos entomopatógenos

Un factor clave en el éxito de los NEPs como bioplaguicidas es su docilidad a la producción en masa. Los nematodos entomopatógenos resultan ser fácilmente producidos *in vivo* mediante la inoculación de insectos vivos e *in vitro*, en medios artificiales utilizando el cultivo de sus simbiontes bacterianos como fuente de alimento de los nematodos en medios sólidos o líquidos (Shapiro-Ilan *et al.*, 2012; McMullen y Stock, 2014). Ambas familias (Heterothabditidae y Steinernerematidae) pueden ser producidas por métodos de cultivo *in vivo* e *in vitro*.

Producción *in vivo*

En este sistema se procede a la exposición de un insecto hospedador susceptible. Como se mencionó para las trampas cebo, los más usados son las larvas de *G. mellonella* y de *T. molitor*. Las exposiciones se pueden hacer en cápsulas de *Petri* o recipientes plásticos con papel de filtro embebido en los juveniles infectivos o en recipientes con tierra o arena durante 24 a 48 h (Figura 5 A). Posteriormente, los nematodos se recolectan en trampa de White modificada (Figura 5 B). Esta última, básicamente, consiste en una bandeja con agua, dentro de la cual se coloca un tamiz con papel de filtro o *tissue* que llegue a humedecerse por contacto con el agua. Sobre él se colocan los cadáveres de los insectos. Los juveniles infectivos emergidos se depositarán sobre el fondo de la bandeja y podrán almacenarse en frascos de cultivos celular hasta su uso (Figura 5 C).

Dentro de aproximadamente 2 semanas de la infección, hasta medio millón de nematodos infectivos juveniles por larva de *G. mellonella* pueden emerger (Akhurst y Bedding, 1986).

CRÍA *IN VIVO* DE NEMATODOS ENTOMOPATÓGENOS

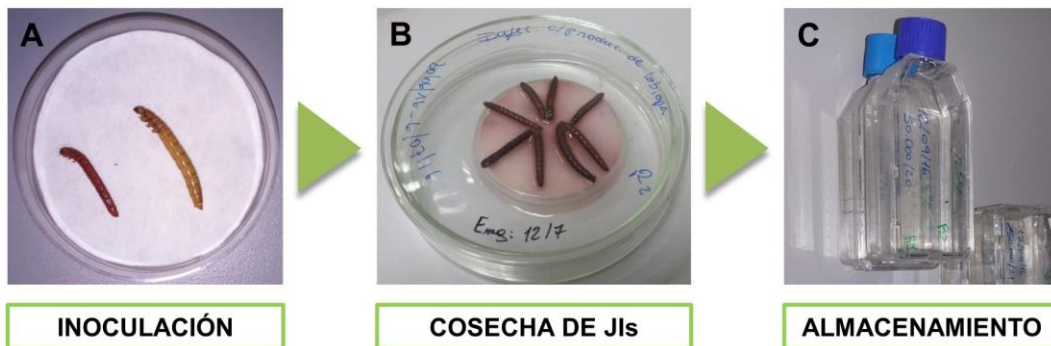


Figura 5. Producción de nematodos entomopatógenos *in vivo*. A) Trampa de infección para la inoculación de los insectos con los NEPs; B) Trampa White para la cosecha de JIs que emergen de los cadáveres de insectos producto de la reproducción de los nematodos; C) Frascos de cultivo celular para almacenamiento de JIs emergidos de los cadáveres de insectos infectados.

Producción *in vitro*

El complejo nematodo-bacteria puede mantenerse a través de medios de cultivo sólidos o líquidos. Varios medios de cultivo han sido testeados para el mantenimiento *in vitro* de los nematodos entre los que se pueden mencionar agar nutriente, agar lípido, agar hígado y riñón y, caldo nutritivo (Stock y Goodrich-Blair, 2012; McMullen y Stock, 2014). Los cultivos deben sembrarse con la bacteria 24 a 48 h previo a la inoculación con los juveniles preferentemente axénicos del nematodo. Para esto la bacteria se sembrará en los recipientes con el medio apropiado (cápsula de *Petri* para cultivos sólidos; erlenmeyer, biorreactor para cultivos líquidos) previamente esterilizado en autoclave durante 15 min a 121 °C y una vez inoculado se incubará a 28 °C durante 24-48 h (Figura 6). Transcurridas tres semanas, podrán recuperarse las formas infectantes de los medios de cultivo donde han crecido y multiplicado.

Los requerimientos de temperatura para el almacenamiento del juvenil infectivo pueden variar según la especie y origen geográfico, siendo 16 °C óptima para un gran número de especies. En este sentido, estudios realizados por Eliceche (2019), determinaron que 16 °C fue la temperatura óptima para el mantenimiento de *Heterorhabditis bacteriophora* aislado SUP y su bacteria endosimbionte en el cinturón hortícola platense. La infectividad de los JIs disminuye con la edad, especialmente cuando se agotan las reservas almacenadas (Eliceche, 2019).

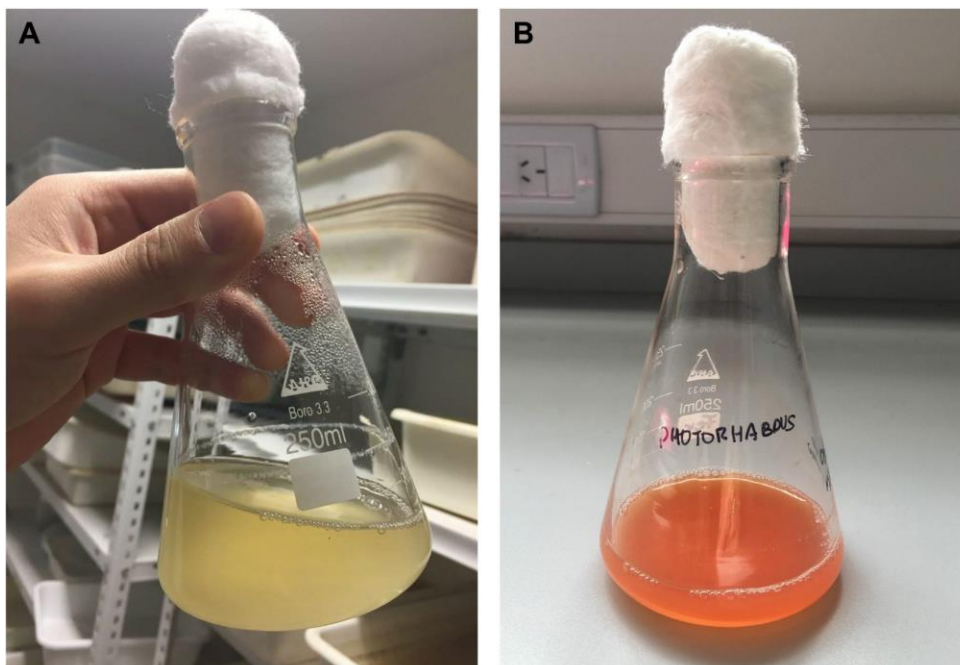


Figura 6. Cría de *Photorhabdus* sp. en caldo nutritivo. A) 24 horas después de inoculado con la bacteria. B) 72 horas después de inoculado con la bacteria. Se observa el cambio de coloración debido a la producción de pigmentos por parte de la bacteria del género *Photorhabdus*.

4. Evaluación de calidad de NEPs durante su producción

La calidad de NEPs producidos ha sido un tema importante para la producción biotecnológica. Los atributos biológicos de las poblaciones de nematodos pueden alterarse en laboratorio lo cual debe tenerse en cuenta durante su producción. El comportamiento de los JIs cambia a medida que envejecen durante su almacenamiento. Aunque los NEPs pueden ser mantenidos, tanto por métodos de cultivo *in vivo* como *in vitro*, se ha observado disminución y pérdida de la patogenicidad y longevidad de los nematodos durante los procesos de producción, desarrollo y formulación en laboratorio, lo cual incide en los períodos de viabilidad de los productos a comercializar y su utilidad en las introducciones a campo para el control de una plaga (Flores-Lara *et al.*, 2007). Estos inconvenientes se deben a factores tales como la especie de nematodo, el tipo de hospedador para la cría, el tiempo de almacenamiento y metodología, la especie bacteriana, temperatura, humedad, además de la presencia de contaminantes como coinfecciones bacterianas que pueden o no ser vehiculizadas por parte de los juveniles infectivos del nematodo al interior de los insectos durante las infecciones (Shapiro-Ilan *et al.*, 2012).

5. Formulación de nematodos entomopatógenos

La formulación de los NEPs surge como necesidad de obtener una mayor estabilidad, productividad e infectividad durante su multiplicación y mantenimiento en el laboratorio. La mayoría de las formulaciones se basan en un principio fundamental de conservación de los nematodos que consiste en limitar el gasto energético durante el almacenamiento mediante la restricción de su movimiento (inmovilización física) o la reducción del consumo de oxígeno por inducción de un estado parcial de anhidrobiosis (inmovilización fisiológica), lo cual permite extender la vida útil de los nematodos hasta el momento de su aplicación en el campo (Shapiro-Ilan *et al.*, 2012).

La reducción del metabolismo y la inmovilización, pueden lograrse mediante refrigeración, desecación parcial o ambos. Se pueden usar diversas formulaciones para NEPs en la aplicación en el suelo, como geles de carbón activado, alginato y poliacrilamida, cebos, arcilla, turba, esponja de poliuretano, vermiculita y gránulos dispersables en agua. Algunas formulaciones, como los cebos, tienen el potencial de mejorar la eficiencia de costos y también, pueden extender la actividad de los nematodos en el suelo (u otros medios) después de la aplicación, protegiendo a los nematodos de condiciones ambientales desfavorables (Grewal, 2002; Navon *et al.*, 2002). Las formulaciones que se basan en nematodos no desecados, como esponjas, retienen una alta viabilidad, pero no pueden envasarse a altas densidades y, por lo tanto, están limitadas en su idoneidad para aplicaciones a gran escala. Formulaciones a base de vermiculita, permiten una vida útil de al menos 1 mes para heterorhabditidos y de 2 a 3 meses para steinerne-mátidos. Algunos nematodos pueden ser parcialmente deshidratados, inmovilizados en materiales arcillosos que resultan fáciles de mezclar y aplicar mientras que otros tienen una mayor supervivencia cuando se inmovilizan en geles de alginato. También, se ha comercializado una formulación líquida que contiene nematodos no desecados concentrados y que mantiene una alta viabilidad, pero debe aplicarse dentro de las 48 a 72 h de la recepción (Shapiro-Ilan *et al.*, 2012).

Es esencial que se realice previamente un estudio de preformulación de la cepa de nematodo que se esté empleando, donde se definan sus requerimientos específicos de temperatura, humedad, oxígeno y compatibilidad con otros excipientes (Womersley y Smith, 1981).

Kaya y Nelsen (1985) emplearon la técnica de encapsulación en una matriz polimérica de alginato de calcio. El método se empleó no solo para encapsular a los nematodos sino también con las semillas, para el control profiláctico de las plagas. Este material es biodegradable, lo cual permite el escape de los nematodos de las cápsulas. Los nematodos formulados de esta forma probaron ser estables durante 8 meses en envases cerrados a 4 °C y durante 3-4 meses a temperatura ambiente. Una alternativa más avanzada técnicamente es el uso de cápsulas rellenas de nematodos incluyendo atrayentes y estimulantes de alimentación para una plaga determinada (Shapiro-Ilan *et al.*, 2012). Mason *et al.* (1998) desarrollaron un gel de alginato de calcio con la peculiaridad de hacerlo comestible a las larvas mediante la incorporación de extracto de levadura. Las larvas que se alimentaron del gel se infestaron rápidamente con los nematodos. Por otra parte, Lello *et al.* (1996) desarrollaron una formulación para la aplicación foliar de los nematodos entomopatógenos por atomización, mostrando varios niveles de efectividad contra las plagas ensayadas.

El empleo de las arcillas ha sido común en formulaciones agroquímicas, por lo cual Bedding formuló una capa de nematodos entre dos capas de arcilla. Estas arcillas (atapulgita y tierra de diatomeas), al tener propiedades adsorbentes, propician la remoción del exceso de agua superficial y provoca una parcial deshidratación de los nematodos (Bedding, 1991).

Hasta el momento, la formulación más lograda ha sido con gránulos dispersables en agua (Silver *et al.*, 1995). Para esto se emplea un proceso de granulación húmeda convencional, común en la obtención de granulados para la elaboración de tabletas de uso farmacéutico. Los gránulos formados se envasan y la matriz granular permite el acceso de oxígeno a los nematodos durante el almacenamiento y el transporte. Los nematodos en esta forma y bajo determinados regímenes de temperaturas, comienzan un proceso de deshidratación fisiológica y entran en un estado anhidrobiótico. Los JIs contenidos en los gránulos, una vez rehidratados en agua o suelo húmedo durante 72 h, probaron ser igualmente eficaces contra insectos plaga y superiores a nematodos sin rehidratar.

TECNOLOGÍA DE APLICACIÓN DE LOS NEPS

El JI es la única etapa de vida libre en el suelo y es, generalmente, la forma de aplicación de estos organismos en el campo como agentes de biocontrol en solución acuosa o en algún tipo de formulación como las mencionadas en el punto anterior. Sin embargo, para mejorar la eficiencia es posible la aplicación de cadáveres infectados por los NEPs (Del Valle *et al.*, 2008; Shapiro-Ilan *et al.*, 2012) u hospedadores de insectos vivos preinfectados (Gumus *et al.*, 2015). Los ensayos en invernaderos indicaron una supresión de plagas superior mediante la aplicación de nematodos en cadáveres en relación con suspensiones acuosas de JIs (Shapiro-Ilan *et al.*, 2003). La supresión de plagas observada en las aplicaciones de cadáveres podría deberse a los metabolitos presentes en estos que mejoran la dispersión e infección (Shapiro-Ilan *et al.*, 2002). Los cadáveres infectados pueden recubrirse con una formulación protectora para facilitar el almacenamiento y la aplicación evitando la ruptura o adherencia. En este sentido, el uso de insectos con cuerpo duro como por ejemplo *T. molitor*, puede ser una alternativa para asegurar la persistencia y viabilidad de los NEPs en el campo (Shapiro-Ilan *et al.*, 2003).

Existe una amplia gama de tecnología disponible para la aplicación de nematodos entomopatógenos en el suelo, desde simples regaderas o rociadores para uso en parcelas pequeñas o huertas, hasta aplicaciones aéreas en campos de grandes dimensiones. Otros métodos utilizados en la aplicación del suelo incluyen varios sistemas de irrigación tales como la sobrecarga, microjet, canales de irrigación, pivote central, y goteo, así como diversos equipos de pulverización o inyección. En general, se puede esperar que las poblaciones de nematodos permanezcan lo suficientemente altas para proporcionar un control efectivo de plagas durante 2 a 8 semanas después de la aplicación al suelo (Shapiro-Ilan *et al.*, 2012). En este mismo sentido Eliceche *et al.* (2016) observó la persistencia de los JIs luego de su aplicación en cultivos del Cordón Hortícola Platense durante un mínimo de ocho meses, aunque no se determinó el número de JIs que sobrevivieron.

Existen diferentes alternativas para la utilización de NEPs en poblaciones naturales de insectos: 1- la introducción y colonización del nematodo, el cual se libera en un ambiente en el que no se encuentra presente, de manera de establecerse con el tiempo. 2- las liberaciones inoculativas, donde los nematodos se introducen en una etapa del ciclo vital con el objetivo de aumentar la densidad del

patógeno que se encuentra presente en el ambiente de manera de inducir una epizootia natural favoreciendo su establecimiento. 3- las liberaciones inundativas, buscando inducir la epizootia en un corto plazo, de manera similar al accionar de un insecticida químico, sin importar que el organismo se establezca o no (Lecuona, 1996).

SITUACIÓN EN LA ARGENTINA

Si bien los nematodos entomopatógenos son comercializados en varios países de América Latina, Europa, Japón y Estados Unidos para el control de plagas en la agricultura, la situación en la Argentina es diferente, sin existir registros de bioinsumos basados en nematodos entomopatógenos, que puedan responder a las necesidades propias del país como tipo de plagas, clima, costos de producción, disponibilidad en el mercado. Dentro de este contexto, y con el objetivo de aislar estos patógenos como potenciales controladores se realizaron varios estudios en la Argentina. Las investigaciones se han orientado principalmente a la biología y ecología (Agüera de Doucet y Bertolotti, 1996; Agüera de Doucet y Laumond, 1996; Giayetto *et al.*, 1998; Doucet *et al.*, 2008; Eliceche *et al.*, 2012; Achinelly *et al.*, 2013; Del Valle *et al.*, 2013; 2014; Salas *et al.*, 2013; Eliceche *et al.*, 2016; Cagnolo y Gonzalez, 2017; Eliceche *et al.*, 2017), patogenia sobre artrópodos en laboratorio y a campo (Agüera de Doucet y Laumond, 1996; Giayetto y Cichón, 2006; Doucet *et al.*, 2008; Caccia *et al.*, 2014; Del Valle *et al.*, 2016; 2017; Eliceche *et al.*, 2015; 2016; 2017) variabilidad intra-específica (Agüera de Doucet *et al.*, 1992; 1996; Achinelly *et al.*, 2017a), caracterización de NEPs y sus simbioses bacterianas (Caccia *et al.*, 2017; Cagnolo *et al.*, 2016; Eliceche *et al.*, 2018), descripción de nuevas especies de NEPs (Agüera de Doucet, 1986; Agüera de Doucet y Doucet, 1990) y evaluación de NEPs sobre fitonematodos (Caccia *et al.*, 2012; 2018; Del Valle *et al.*, 2013; 2014). Siete especies del género *Steinernema* han sido aisladas: *S. carpocapsae*, *S. feltiae*, *S. diaprepesi* Nguyen y Duncan, *S. glaseri*, *S. ritteri* de Doucet y Doucet, *S. rarum* (de Doucet) Mamiya, y *S. scapterici*. Los aislamientos han sido reportados para las provincias de Córdoba, Santa Fe y Buenos Aires (Agüera de Doucet, 1986; Agüera de Doucet y Doucet, 1990; Agüera de Doucet, 1995; Stock, 1992; 1993b; 1995; Lax *et al.*, 2011; Cagnolo *et al.*, 2016; Caccia *et al.*, 2017;

Bertolotti y Cagnolo, 2019). Respecto al género *Heterorhabditis* varias poblaciones de *H. bacteriophora* se han registrado en la Argentina en las provincias de Córdoba, Neuquén, Río Negro, Mendoza, Santa Fe, La Pampa y Buenos Aires (Stock 1993a; Agüera de Doucet y Bertolotti, 1996; Agüera de Doucet y Laumond, 1996; Giayetto *et al.*, 1998; Giayetto y Cichon, 2006, Doucet *et al.*, 2008; Eliceche *et al.*, 2012; Del Valle *et al.*, 2013; Cagnolo *et al.*, 2016; Eliceche *et al.*, 2017; Bertolotti y Cagnolo, 2019); *Heterorhabditis argentinensis* Stock, 1993 aislado en la provincia de Santa Fe (Stock 1993a) fue considerado sinónimo de *H. bacteriophora* por Nguyen y Hunt (2007). En este sentido, el análisis molecular de *H. argentinensis* determinó un 99 % de similitud con poblaciones de *H. bacteriophora* aisladas de la provincia de Buenos Aires (Achinelly *et al.*, 2017a).

USO DE NEPs PARA EL CONTROL DE INSECTOS PLAGAS AGRÍCOLAS

Los ensayos de patogenicidad utilizando NEPs (Steinernematidae y Heterorhabditidae) demostraron un gran espectro hospedador con especies de insectos susceptibles de importancia para la agricultura en la Argentina pertenecientes a 8 órdenes y 32 familias (Tabla 1 y 2). La susceptibilidad fue evaluada en larvas de varias especies de lepidópteros plaga (Agüera de Doucet y Giayetto, 1994; Agüera de Doucet *et al.*, 1999; Achinelly *et al.*, 2011; Gianfelici *et al.*, 2014). Estudios realizados por Gianfelici *et al.* (2014), con aislamientos de *S. rorum* (OLI) y *H. bacteriophora* (N4 y N82) produjeron parasitismo superior al 75 % en larvas de la oruga de las leguminosas *Anticarsia gemmatalis* Hübner y el barrenador del brote *Crociosema aporema* (Walsingham) utilizando concentraciones de 50 y 500 IJs/larva de insecto. Los tres aislamientos fueron capaces de completar el ciclo en ambos hospedadores y produjeron juveniles infectivos. Adultos de *A. gemmatalis* también fueron observados susceptibles a *S. rorum* (NOE) con una alta tasa de mortalidad del 80 % con 500 IJs/adultos según Cagnolo *et al.* (2011). Una mortalidad superior al 90 % fue obtenida para *Spodoptera frugiperda* (Smith) y *Helicoverpa gelotopoeon* (Dyar) utilizando una concentración cercana a 3 IJs/larva para *S. diaprepesi* (Caccia *et al.*, 2014).

Los estudios en laboratorio con *H. bacteriophora* (VELI) demostraron la susceptibilidad de lepidópteros con más del 80 % de parasitismo en *G. mellonella*,

S. frugiperda e *Hylesia nigricans* Cramer provocando mortalidad entre 48 h (57,14 %) a 72 h (42,85 %) después de la exposición (Achinelly *et al.*, 2011; Salas *et al.*, 2013).

Respecto al parasitismo en coleópteros los resultados obtenidos por Del Valle *et al.* (2017) confirmaron que *S. rarum* CUL y *H. bacteriophora* SMC fueron patogénicos contra larvas de primer y segundo estadio de *Diloboderus abderus* Sturm, siendo mayor la mortalidad en L1 y a su vez causada por *H. bacteriophora* con un 95 % respecto de la L2 (45 %). *H. bacteriophora* mostró una mayor capacidad reproductiva que *S. rarum* por lo cual los autores consideraron esta especie con mayor potencial para uso como agentes de control biológico de *Diloboderus abderus*.

Heterorhabditis bacteriophora SUP, aislado en suelos de cultivos de tomate en el cinturón hortícola platense fue efectivo contra larvas, pupas y adultos en coleópteros. Parasitismo y mortalidad fueron registrados en el escarabajo de la savia *Lobiopa insularis* (Laporte), un herbívoro generalista de la familia Nitidulidae plaga del cultivo de frutilla. La mortalidad en laboratorio fue mayor en las larvas y pupas con un 79 % y 63 %, respectivamente, que en los adultos con un 10 % (Eliceche *et al.*, 2017). La introducción a campo de *H. bacteriophora* SUP mediante la inoculación de juveniles infectivos en condiciones semiexperimentales para controlar este coleóptero, aportó buenos resultados acerca de su dispersión. Las evaluaciones mostraron que después de siete meses los JIs se distribuyeron casi de manera uniforme sobre una superficie de 200 m². Dicha distribución fue influenciada por el sistema de riego (Eliceche *et al.*, 2016).

Este mismo aislamiento se evaluó en condiciones de laboratorio y campo contra el gorgojo plaga de las solanáceas *Phyrdenus muriceus* (Germar). La evaluación en condiciones de laboratorio arrojó porcentajes de mortalidad en larvas, pupas y adultos de 87, 70 y 40 %, respectivamente, con una concentración de 5.000 JIs/insecto. Los estadios de larva temprana de los gorgojos se encuentran dentro de la base del tallo de las plantas, mientras que las larvas tardías y pupas transcurren en el suelo, lo cual favorecería el control con NEPs. Considerando las metodologías de aplicación utilizadas para otros entomopatógenos, dos aplicaciones consecutivas fueron realizadas a campo en cultivos de berenjena con el fin de contrarrestar los factores de mortalidad que impone el ambiente, conllevando a una reducción sustancial del inóculo aplicado. Las evaluaciones realizadas mostraron

un efecto control sobre *P. muriceus*, tras una segunda aplicación consecutiva de JIs obteniendo una reducción significativa del daño entre las parcelas tratadas y los testigos. Estas diferencias detectadas sumadas a la colecta de adultos de *P. muriceus* infectados con *H. bacteriophora*, indicarían que el nematodo fue responsable de la reducción en las poblaciones de *P. muriceus* y en el daño foliar observado.

USO DE NEPs CONTRA NEMATODOS PARÁSITOS DE PLANTAS

El control de nematodos parásitos de plantas mediante el uso de nematodos entomopatógenos se inició recientemente en la Argentina. La eficacia de estos varió en función de las interacciones entre especies de fito y entomonematodos, simbiontes bacterianos, el cultivo, forma de aplicación y condiciones ambientales. En este sentido, Caccia *et al.* (2012) observaron una reducción del factor de reproducción cuando evaluaron el efecto de aislamientos de *S. rorum* y *H. bacteriophora* contra el nemátodo fitófago *Nacobbus aberrans* (Thorne, 1935) en plantas de tomate, de 57 y 53 % respectivamente bajo condiciones de invernadero.

La estrategia de aplicar cadáveres de insectos infectados con nematodos entomopatógenos fue probada por Del Valle *et al.* (2013), sobre el parasitismo de *Meloidogyne incognita* (Kofoid y White, 1919) en plantas de pimiento y calabaza. Los tratamientos incluyeron los insectos *T. molitor* y *G. mellonella* parasitados por NEPs. En cultivos de pimiento la utilización de cadáveres infectados con *T. molitor* y el aislado *H. bacteriophora* Rama Caída afectó la cantidad de huevos. En calabaza varios tratamientos con cadáveres infectados resultaron exitosos en una disminución en el número de agallas y masas de huevos. En el mismo sentido el uso de macerados de cadáveres infectados de *G. mellonella* por *H. bacteriophora* y *S. rorum* causó una disminución significativa en la cantidad de agallas y masas de huevos en plantas de pimiento parasitadas por *M. javanica* (Treub, 1855) (Del Valle y Doucet, 2014). El uso de los sobrenadantes de las bacterias endosimbiontes asociadas a los nematodos como *Xenorhabdus* sp. LB aislado de *Steinernema* sp. y *Photorhabdus* sp. CBA de *H. bacteriophora* fueron efectivos contra la reproducción de poblaciones de *Meloidogyne hapla* (Chitwood) y *N. aberrans* en plantas de tomate (Caccia *et al.*, 2018).

CONCLUSIONES

El desarrollo y éxito de un bioplaguicida en base a NEPs requiere una producción a gran escala, que permita la obtención de grandes cantidades de nematodos para su aplicación a campo, que a su vez conserven la virulencia y tengan un bajo costo económico durante su producción. Por otra parte, la utilización de cepas nativas adaptadas a las condiciones ambientales y climáticas locales ofrece ventajas claras para el manejo de plagas locales desde el punto de vista de la adaptabilidad y la compatibilidad ecológica. En este sentido se esperaría que las especies nativas tengan más probabilidades de sobrevivir después de la liberación en un área objetivo determinada favoreciendo su uso como agentes de control biológico respecto a cepas importadas, cuya introducción en los ecosistemas nativos a su vez, representa un riesgo, a causa de su potencial impacto sobre especies no blanco. Hasta la fecha, no existen en Argentina, productos basados en nematodos entomopatógenos. La falta de legislación con respecto a la regulación y los requisitos de registro de diferentes grupos de productos biológicos, el desarrollo de criterios o recomendaciones de políticas para los estudios a campo o la liberación de productos biológicos nuevos, limitaron el desarrollo de estos productos en la Argentina. Sin embargo, en 2013 fue creado el Comité Asesor sobre Bioproductos de Uso Agrícola (CABUA), en el área del Comité Asesor Nacional de Biotecnología (CONABIA), con el objeto de brindar asesoramiento técnico sobre los requisitos de calidad, eficacia y bioseguridad que necesariamente deben tener los bionsumos a ser utilizados, así como para establecer un marco regulatorio apropiado para su uso, manejo y disposición en el ecosistema. En este marco se vienen desarrollando políticas que promueven la búsqueda, uso y producción de bioproductos, la preparación de planes de control, el Manejo Integrado de Plagas y la necesidad de comercialización a nivel nacional.

Aunque se ha realizado un extenso estudio sobre los entomonematodos en la Argentina, el futuro de estas investigaciones aún debe involucrar más ensayos a campo, y mejoras en las técnicas de producción en masa junto a la determinación de nuevos aislamientos, especialmente en aquellas regiones geográficas donde aún no han sido detectados.

Tabla 1. Insectos plaga de importancia agrícola susceptibles a aislamientos argentinos de NEPs (Steinernematidae). (Adaptada de Achinelly *et al.*, 2017b). *infectados en condiciones naturales.

Rango Hospedador		Nematodo	Aislamiento	Referencias	
COLEOPTERA	COCCINELIDAE	<i>Eriopis connexa</i>	<i>S. rarum</i>	NOE	Doucet <i>et al.</i> , 2008
			<i>S. feltiae</i>	LCHOR	Doucet <i>et al.</i> , 2008
		<i>Hippodamia convergens</i>	<i>S. rarum</i>	NOE	Doucet <i>et al.</i> , 2008
			<i>S. feltiae</i>	LCHOR	Doucet <i>et al.</i> , 2008
	CRHYSOMELIDAE	<i>Chrysodina sp.</i>	<i>S. rarum</i>	NOE	Doucet <i>et al.</i> , 2008
			<i>S. feltiae</i>	LCHOR	Doucet <i>et al.</i> , 2008
	CURCULIONIDAE	<i>Rhigopsidius piercei</i>	<i>S. rarum</i>	ACAB, NOE	Doucet <i>et al.</i> , 2008
		<i>Naupactus cinereidorsum</i>	<i>S. rarum</i>	NOE	Doucet <i>et al.</i> , 2008
<i>S. feltiae</i>			LCHOR	Doucet <i>et al.</i> , 2008	
MELOIDAE	<i>Epicauta adspersa</i>	<i>S. rarum</i>	NOE	Doucet <i>et al.</i> , 2008	
		<i>S. feltiae</i>	LCHOR	Doucet <i>et al.</i> , 2008	
MELYRIDAE	<i>Atylus astromaculatus</i>	<i>S. feltiae</i>	LCHOR	Doucet <i>et al.</i> , 2008	
SCARABAEIDAE	<i>Cyclocephalla signaticolis</i>	<i>S. carpocapsae</i> *		Stock, 1995	
		<i>S. feltiae</i> *		Stock, 1995	
	<i>Diloboderus abderus</i>	<i>S. carpocapsae</i> *		Stock, 1995	
		<i>S. feltiae</i> *		Stock, 1993b; 1995	
TENEBRIONIDAE	<i>Tenebrio molitor</i>	<i>S. rarum</i>	ACAB, NOE, OLI	Doucet <i>et al.</i> , 2008	
				Doucet <i>et al.</i> , 2008	
		<i>S. feltiae</i>	LCHOR	Doucet <i>et al.</i> , 2008	
				Doucet <i>et al.</i> , 2008	
	<i>Alphitobius diaperinus</i>	<i>S. rarum</i>	CUL	Del Valle <i>et al.</i> , 2016	

continúa en la página siguiente

Rango Hospedador		Nematodo	Aislamiento	Referencias	
DIPTERA	TRYPETIDAE	<i>Ceratitis capitata</i>	<i>S. rarum</i>	ACAB, NOE	Doucet <i>et al.</i> , 2008
			<i>S. feltiae</i>	LCHOR	Doucet <i>et al.</i> , 2008
HYMENOPTERA	NABIDAE	<i>Nabis sp.</i>	<i>S. feltiae</i>	LCHOR	Doucet <i>et al.</i> , 2008
	LECANIDAE	<i>Ceroplastes grandis</i>	<i>S. rarum</i>	NOE	Doucet <i>et al.</i> , 2008
			<i>S. feltiae</i>	LCHOR	Doucet <i>et al.</i> , 2008
	PENTATOMIDAE	<i>Dichelops furcatus</i>	<i>S. rarum</i>	NOE	Doucet <i>et al.</i> , 2008
			<i>S. feltiae</i>	LCHOR	Doucet <i>et al.</i> , 2008
		<i>Nezara viridula</i>	<i>S. rarum</i>	OLI	Doucet <i>et al.</i> , 2008
FORMICDAE	<i>Acromyrmex lundii</i>	<i>S. rarum</i>	NOE	Doucet <i>et al.</i> , 2008	
ISOPODA	ARMADILLIDIIDAE	<i>Armadillium vulgare</i>	<i>S. rarum</i>	OLI	Doucet <i>et al.</i> , 2008
LEPIDOPTERA	NOCTUIDAE	<i>Anticarsia gemmatalis</i>	<i>S. feltiae</i>	LCHOR	Doucet <i>et al.</i> , 2008
			<i>S. rarum</i>	NOE, OLI	Doucet <i>et al.</i> , 2008; Gianfelici <i>et al.</i> , 2014
	<i>Spodoptera frugiperda</i>	<i>S. feltiae</i>	LCHOR	Doucet <i>et al.</i> , 2008	
		<i>S. rarum</i>	NOE	Doucet <i>et al.</i> , 2008	
		<i>S. diaprepesi</i>	SRC	Caccia <i>et al.</i> , 2014; Del Valle <i>et al.</i> , 2014	
	<i>Rachiplusia nu</i>	<i>S. rarum</i>	NOE	Doucet <i>et al.</i> , 2008	
		<i>S. feltiae</i>	LCHOR	Doucet <i>et al.</i> , 2008	
	<i>Heliothis sp.</i>	<i>S. feltiae</i>	LCHOR	Doucet <i>et al.</i> , 2008	
		<i>S. rarum*</i>	NOE	Doucet 1986; Doucet <i>et al.</i> , 2008	
	<i>Helicoverpa gelotopoeon</i>	<i>S. diaprepesi</i>	SRC	Caccia <i>et al.</i> , 2014	
PIERAUSTIDAE	<i>Laxostege bifidalis</i>	<i>S. rarum</i>	NOE	Doucet <i>et al.</i> , 2008	

continúa en la página siguiente

Rango Hospedador		Nematodo	Aislamiento	Referencias	
LEPIDOPTERA	PIERIDAE	<i>Colias lesbia</i>	<i>S. rarum</i>	NOE	Doucet <i>et al.</i> , 2008
			<i>S. feltiae</i>	LCHOR	Doucet <i>et al.</i> , 2008
	PYRALIDAE	<i>Galleria mellonella</i>	<i>S. rarum</i>	NOE, OLI	Doucet <i>et al.</i> , 2008
			<i>S. carpocapsae</i>	PAMPA,	Stock, 1995
			<i>S. scapterici</i>	COLON	Stock, 1995
			<i>S. diaprepesi</i>	SRC	Lax <i>et al.</i> , 2011; Del Valle <i>et al.</i> , 2014
			<i>S. ritteri</i>		Doucet y Doucet, 1990
			<i>S. feltiae</i>	LCHOR, ISABEL	Doucet <i>et al.</i> , 2008; Stock, 1995
		<i>Diatraea sacharalis</i>	<i>S. rarum</i>	NOE	Doucet <i>et al.</i> , 2008
			<i>S. feltiae</i>	LCHOR	Doucet <i>et al.</i> , 2008
	TORTRICIDAE	<i>Crociosema aporema</i>	<i>S. rarum</i>	OLI	Gianfelici <i>et al.</i> , 2014
ORTHOPTERA	GRYLLOTALPIDAE	<i>Scapteriscus borellii</i>	<i>S. scapterici</i> *		Stock, 1992

Tabla 2. Insectos plaga de importancia agrícola susceptibles a aislamientos argentinos de NEPs (Heterorhabditidae) (Adaptada de Achinelly *et al.* 2017 b).
*infectados en condiciones naturales.

RANGO HOSPEDADOR		NEMATODO	AISLAMIENTO	REFERENCIAS	
	COCCINELIDAE	<i>Hippodamia convergens</i>	<i>H. bacteriophora</i>	Nq	Giayetto y Cichón, 2006
COLEOPTERA	CRHYSOMELIDAE	<i>Diabrotica speciosa</i>	<i>H. bacteriophora</i>	RIV	Doucet <i>et al.</i> , 2008
		<i>Plagioder a erythroptera</i>	<i>H. bacteriophora</i>	RIV	Doucet <i>et al.</i> , 2008
		<i>Xanthogalleruca luteola</i>	<i>H. bacteriophora</i>	BIODIV., Nq, INTA A-V, INTA 11-12, ROCA	Giayetto y Cichón, 2006
	CURCULIONIDAE	<i>Pantomorus leucoloma</i>	<i>H. bacteriophora</i>	RIV	Doucet <i>et al.</i> , 2008
		<i>Rhigopsidius piercei</i>	<i>H. bacteriophora</i>	ACAB	Doucet <i>et al.</i> , 2008
		<i>Naupactus xanthographus</i>	<i>H. bacteriophora</i>	RIV	Doucet <i>et al.</i> , 2008
		<i>Graphognathus leucoloma</i>	<i>H. argentinensis*</i>		Stock, 1993a
	MELYRIDAE	<i>Atylus astromaculatus</i>	<i>H. bacteriophora</i>	RIV	Doucet <i>et al.</i> , 2008
	NITIDULIDAE	<i>Lobiopa insularis</i>	<i>H. bacteriophora</i>	VELI	Achinelly <i>et al.</i> , 2013
	PLATYPODIDAE	<i>Platypus sulcatus</i>	<i>H. bacteriophora</i>	BIODIV., Nq, INTA A-V, INTA 11-12, ROCA	Giayetto y Cichón, 2006
SCARABAEIDAE	<i>Diloboderus abderus</i>	<i>H. bacteriophora</i>	VELI	Camino <i>et al.</i> , 2013	
		<i>H. bacteriophora</i>			
TENEBRIONIDAE	<i>Tenebrio molitor</i>	<i>H. bacteriophora</i>	VELI	Salas <i>et al.</i> , 2013	
	<i>Alphitobius diaperinus</i>	<i>H. bacteriophora</i>	SMC	Del Valle <i>et al.</i> , 2016	
DIPTERA	TRYPETIDAE	<i>Ceratit is capitata</i>	<i>H. bacteriophora</i>	ACAB	Doucet <i>et al.</i> , 2008

continúa en la página siguiente

	RANGO HOSPEDADOR		NEMATODO	AISLAMIENTO	REFERENCIAS
HEMIPTERA	CERCOPIDAE	<i>Zulia entreriana</i>	<i>H. bacteriophora</i>	RIV	Doucet <i>et al.</i> , 2008
	CICADELLIDAE	<i>Empoasca sp.</i>	<i>H. bacteriophora</i>	RIV	Doucet <i>et al.</i> , 2008
		<i>Edwardsiana crataegi</i>	<i>H. bacteriophora</i>	BIODIV., INTA A-V, INTA 11-12	Giayetto y Cichón, 2006
	MARGARODIDAE	<i>Icerya sp.</i>	<i>H. bacteriophora</i>	RIV	Doucet <i>et al.</i> , 2008
	MEMBRACIDAE	<i>Ceresa sp.</i>	<i>H. bacteriophora</i>	RIV	Doucet <i>et al.</i> , 2008
	PENTATOMIDAE	<i>Piezodorus guildini</i>	<i>H. bacteriophora</i>	RIV	Doucet <i>et al.</i> , 2008
HYMENOPTERA	FORMICDAE	<i>Acromyrmex lundii</i>	<i>H. bacteriophora</i>	Biodiv., Nq, INTA A-V, INTA 11-12, ROCA	Giayetto y Cichón, 2006
LEPIDOPTERA	DANAIDAE	<i>Diogas erippus</i>	<i>H. bacteriophora</i>	RIV	Doucet <i>et al.</i> , 2008
	NYMPHALIDAE	<i>Agraulis vanillae</i>	<i>H. bacteriophora</i>	RIV	Doucet <i>et al.</i> , 2008
	NOCTUIDAE	<i>Anticarsia gemmatalis</i>	<i>H. bacteriophora</i>	RIV, N4, N82	Doucet <i>et al.</i> , 2008 Gianfelici <i>et al.</i> , 2014
		<i>Heliotis sp.</i>	<i>H. bacteriophora</i> *	RIV	Doucet y Doucet, 1986
		<i>Spodoptera frugiperda</i>	<i>H. bacteriophora</i>	RIV, VELI	Doucet <i>et al.</i> , 2008 Camino <i>et al.</i> , 2013
		<i>Spodoptera praefica</i>	<i>H. bacteriophora</i>	RIV	Doucet <i>et al.</i> , 2008
	PIERIDAE	<i>Colias lesbia</i>	<i>H. bacteriophora</i>	RIV	Doucet <i>et al.</i> , 2008
	PYRALIDAE	<i>Galleria mellonella</i>	<i>H. bacteriophora</i>	VELI, RIV, OLI, RN, BIODIV, Nq, INTA A-V, INTA 11-12, ROCA	Achinelly <i>et al.</i> , 2011; Giayetto y Cichón, 2006

continúa en la página siguiente

RANGO HOSPEDADOR		NEMATODO	AISLAMIENTO	REFERENCIAS	
LEPIDOPTERA	PSYCHIDAE	<i>Oiketicus kirbyi</i>	<i>H. bacteriophora</i>	RIV	Doucet <i>et al.</i> , 2008
		<i>O. platensis</i>	<i>H. bacteriophora</i>	BIODIV., Nq	Giayetto y Cichón, 2006
SATURNIIDAE		<i>Automeris coresus</i>	<i>H. bacteriophora</i>	RIV	Doucet <i>et al.</i> , 2008
		<i>Rothschildia jacobaeae</i>	<i>H. bacteriophora</i>	RIV	Doucet <i>et al.</i> , 2008
		<i>Hylesia nigricans</i>	<i>H. bacteriophora</i>	VELI	Camino <i>et al.</i> , 2013
SPHINGIDAE		<i>Phlegetonthus sextapaphus</i>	<i>H. bacteriophora</i>	RIV	Doucet <i>et al.</i> , 2008
TORTRICIDAE		<i>Crociosema aporema</i>	<i>H. bacteriophora</i>	N4, N82	Gianfelici <i>et al.</i> , 2014
		<i>Cydia pomonella</i>	<i>H. bacteriophora</i>	BIODIV., RIV, Nq, INTA A-V, INTA 11-12, ROCA	Doucet <i>et al.</i> , 2008; Giayetto y Cichón, 2006
		<i>Grapholita molesta</i>	<i>H. bacteriophora</i>	BIODIV., Nq, INTA A-V, INTA 11-12, ROCA	Giayetto y Cichón, 2006

BIBLIOGRAFÍA

- Abebe, E., Jumba, M., Bonner, K., Gray, V., Morris, K. & Thomas, W.K. (2010). An entomopathogenic *Caenorhabditis briggsae*. *J. Exp. Biol.*, 213(18), 3223-3229.
- Achinelly, M.F., Camino, N., Eliceche, D., Salas, A. & Rusconi, M. (2017b). Status of Entomopathogenic Nematodes in Integrated Pest Management Strategies in Argentina. *In: Abd-Elgawad, M.M., Askary, T.H. & Coupland, J. (Eds.). Biocontrol Agents: Entomopathogenic and Slug Parasitic Nematodes.* (pp 327-347). Wallingford, UK: CABI.
- Achinelly, M.F., Cluigt, N. & Greco, N. (2013). Primer registro de un potencial agente de biocontrol sobre el coleóptero *Lobiopa insularis* (Nitidulidae), plaga del cultivo de frutilla en argentina. *Nematrópica*, 43(2), 277.
- Achinelly, M.F., Cluigt, N., Camino, N. & Greco, N. (2012). Capacidad infectiva de *Heterorhabditis bacteriophora* (Nematoda: Heterorhabditidae) sobre *Lobiopa insularis* (Coleoptera), plaga del cultivo de frutilla. VI Congreso Argentino de Parasitología. *Rev. Arg. Parasitol.*, 1, 273.
- Achinelly, M.F., Eliceche, D. & Camino, N. (2011). Pathogenicity, Biology and Production of a new isolate of *Heterorhabditis bacteriophora* (Poinar, 1976) (Nematoda: Heterorhabditidae) from Argentina. pp. 61. XLIV Annual Meeting of the Society for Invertebrate Pathology. Halifax, Canadá.
- Achinelly, M.F., Eliceche, D.P., Belaich, M.N. & Ghiringhelli, P.D. (2017a). Variability study of entomopathogenic nematode populations (Heterorhabditidae) from Argentina. *Braz. J. Biol.*, 77(3), 569-579.
- Achinelly, M.F., Schargorodsky, G. & Camino, N.B. (2009). Aspectos de la biología de *Heterorhabditis* sp. (Nematoda, Heterorhabditidae) parásita de insectos terrestres. *Acta Bioquím. Clín. Latinoam.*, 1, 101.
- Agüera De Doucet, M.M. & Bertolotti, M.A. (1996). Una nueva población de *Heterorhabditis bacteriophora* Poinar, 1975 para Argentina. Caracterización y acción sobre el huésped. *Nematol. Mediter.*, 24, 169-174.
- Agüera De Doucet, M.M. & Doucet, M.E. (1990). *Steinernema ritteri* n. sp. (Rhabditida: Steinernematidae) with a key to the species of the genus. *Nematologica*, 5, 257-265.
- Agüera De Doucet, M.M. & Giayetto, A.L. (1994). Gama de huéspedes y especificidad en *Heterorhabditis bacteriophora* Poinar, 1975 (Heterorhabditidae: Nematoda). *Nematol. Medit.*, 22, 171-178.
- Agüera De Doucet, M.M. & Laumond, C. (1996). Uso de nematodos entomopatógenos a campo. *En: Lecuona, R.E. (Ed.), Microorganismos patógenos empleados en el control microbiano de plagas.* (pp. 279-292). 338 p. Buenos Aires, Argentina: Mariano Mas.
- Agüera De Doucet, M.M. (1986). A new species of *Neoplectana* Steiner, 1929 (Nematoda: Steinernematidae) from Cordoba, Argentina. *Rev. Nematol.*, 9, 317-323.
- Agüera De Doucet, M.M. (1995). Caracterización de una población de *Steinernema carpocapsae* (Nematoda: Steinernematidae) aislada en Córdoba, Argentina. *Nematol. Mediter.*, 23(2), 181-189.

- Agüera De Doucet, M.M., Bertolotti, M.A., Giayetto, A.L. & Miranda, M. (1999). Host range, pathogenicity and virulence of *Steinernema feltiae*, *S. rarium*, and *Heterorhabditis bacteriophora* (Steinernematidae and Heterorhabditidae) from Argentina. *J. Inv. Pathol.*, 73, 237-242.
- Agüera De Doucet, M.M., Cagnolo, S.R. & Bertolotti, M.A. (1996). New *Heterorhabditis bacteriophora* Poinar, 1975 from Argentina. Variability and description of hermaphrodites from second and third generation. *Fundam. Appl. Nemat.*, 19, 415-420.
- Agüera De Doucet, M.M., Doucet, M.E. & Nienstedt, K. (1992). Diferencias inter e intraespecíficas en la capacidad infectiva de poblaciones de *Heterorhabditis* y *Steinernema* aislados en Argentina. *Nematropica*, 22, 237-242.
- Akhurst, R.J. & Bedding, R.A. (1986). Natural occurrence of insect pathogenic nematodes (Steinernematidae and Heterorhabditidae) in soil in Australia. *Austral Entomol.*, 25(3), 241-244.
- Baimey, H., Zadji, L., Afouda, L., Moens, M. & Decraemer, W. (2015). Influence of pesticides, soil temperature and moisture on entomopathogenic nematodes from southern Benin and control of underground termite nest populations. *Nematology*, 17, 1057-1069.
- Bal, H.K., Taylor, R.A. & Grewal, P.S. (2014). Ambush Foraging Entomopathogenic Nematodes Employ 'Sprinters' for Long-Distance Dispersal in the Absence of Hosts. *J. parasitol.*, 100(4), 422-432.
- Batalla-Carrera, L., Morton, A. & García-Del-Pino, F. (2010). Efficacy of nematodes against the tomato leafminer *Tuta absoluta* in laboratory and greenhouse conditions. *BioControl*, 55, 523-530.
- Bedding, R.A. & Akhurst, R.J. (1975). A simple technique for the detection of insect parasitic rhabditid nematodes in soil. *Nematologica*, 21(1), 109-110.
- Bedding, R.A. (1991). *U.S. Patent No. 5,042,427*. Washington, DC: U.S. Patent and Trademark Office.
- Bertolotti, M.A. & Cagnolo, S.R. (2019). Nematodos entomopatógenos (familias Steinernematidae y Heterorhabditidae) en Argentina. Recopilación de hallazgos de poblaciones naturales en medio siglo de prospecciones. *Rev. Fac. Cien. Exac. Fís. Nat.*, 6(1), 53-70.
- Caccia, M.G., Del Valle, E., Doucet, M.E. & Lax, P. (2014). Susceptibility of larvae of *Spodoptera frugiperda* and *Helicoverpa gelotopoeon* (Lepidoptera: Noctuidae) to the entomopathogenic nematode *Steinernema diaprepesi* (Rhabditida: Steinernematidae) under laboratory conditions. *Chil. J. Agr. Res.*, 74, 123.
- Caccia, M.G., Lax, P. & Doucet, M. (2012). Effect of entomopathogenic nematodes on the plant-parasitic nematode *Nacobbus aberrans*. *Biol. Fertil. Soils*, 49(1), 105-109.
- Caccia, M.G., Marro, N., Rondán Dueñas, J., Doucet, M.E. & Lax, P. (2018). Effect of the entomopathogenic nematode-bacterial symbiont complex on *Meloidogyne hapla* and *Nacobbus aberrans* in short-term greenhouse trials. *Crop Protection*, 114, 162-166.
- Caccia, M.G., Rondán Dueñas, J.C., Del Valle, E., Doucet, M.E. & Lax, P. (2017). Morphological and molecular characterisation of an isolate of *Steinernema diaprepesi* Nguyen & Duncan, 2002 (Rhabditida: Steinernematidae) from Argentina and identification of its bacterial symbiont. *Syst. Parasitol.*, 94, 111-122.
- Cagnolo, S.R. & González, J.M. (2017). Comportamiento de localización y elección de hospedadores, del nematodo entomopatógeno *Steinernema rarium* (OLI) (Nematoda: Steinernematidae). *Rev. Fac. Cienc. Exactas Fís. Nat.*, 4(1), 77-85.

- Cagnolo, S.R., Carranza, F., Trimarchi, L. & Bertolotti, M.A. (2016). New findings of *Heterorhabditis bacteriophora* and *Steinernema rarum* (Nematoda: Heterorhabditidae, Steinernematidae) in Córdoba, Argentina. *Rev. Mus. Argent. Cienc. Nat.*, 8(2), 191-199.
- Cagnolo, S.R., Peschiutta, M.L. & Bertolotti, M.A. (2011). Susceptibility of adults of *Anticarsia gemmatalis* Hübner, 1818 (Lepidoptera: Noctuidae) to the entomopathogenic nematode *Steinernema rarum* (Doucet, 1986) Mamiya, 1988 (Rhabditida: Steinernematidae) under laboratory conditions". *Nematology*, 13(3), 373-376.
- Campos-Herrera, R. (2015). *Nematode Pathogenesis of Insects and Other Pests*. 531 p. Berlin, Germany: Springer International Publishing.
- Campos-Herrera, R., Gomez-Ros, J.M., Escuer, M., Cuadra, L., Barrios, L. & Gutiérrez, C. (2008). Diversity, occurrence, and life characteristics of natural entomopathogenic nematode populations from La Rioja (Northern Spain) under different agricultural management and their relationships with soil factors. *Soil. Biol. Biochem.*, 40(6), 1474-1484.
- Coupland, J.A., Abd-Elgawad, M.M. & Askary, T.H. (2017). Beneficial nematodes and the changing scope of crop protection. In: Abd-Elgawad, M.M., Askary, T.H. & Coupland J, A. (Eds.) *Biocontrol Agents: Entomopathogenic and Slug Parasitic Nematodes*. (pp. 26-42). 660 p. Wallingford, UK: CAB International.
- Del Valle, E.E. & Doucet, M. (2014). Effects of *Galleria mellonella* cadavers infected with *Heterorhabditis bacteriophora* and *Steinernema rarum*, their macerates and dead infective juveniles on *Meloidogyne javanica* suppression. *Rev. Fac. Cienc. Agrar.*, 46(1), 205-211.
- Del Valle, E.E., Balbi, E., Lax, P., Rondán Dueñas, J. & Doucet, M. (2014). Ecological aspects of an isolate of *Steinernema diaprepesi* (Rhabditida: Steinernematidae) from Argentina. *Biocontrol Sci. Tech.*, 24, 690-704.
- Del Valle, E.E., Dolinski, C., Barreto, E.L.S., Souza, R.M. & Samuels, R.I. (2008). Efficacy of *Heterorhabditis baujardi* LPP7 (Nematoda: Rhabditida) applied in *Galleria mellonella* (Lepidoptera: Pyralidae) insect cadavers to *Conotrachelus psidii*, Marshall (Coleoptera: Curculionidae) larvae. *Biocontrol Sci. Tech.*, 18, 33-41.
- Del Valle, E.E., Frizzo, L.S., Lax, P., Bonora, J.S., Palma, L., Bernardi, N.P., Pietrobón, M. & Doucet, M. (2017). Biological control of *Diloboderus abderus* (Coleoptera: Scarabaeidae) larvae using *Steinernema rarum* CUL (Nematoda: Steinernematidae) and *Heterorhabditis bacteriophora* SMC (Nematoda: Heterorhabditidae). *Crop Protection*, 98, 184-190.
- Del Valle, E.E., Frizzo, L.S., Malmierca, M., Zbrun, M.V., Lax, P. & Doucet, M. (2016). Biological control of *Alphitobius diaperinus* with *Steinernema rarum* CUL and *Heterorhabditis bacteriophora* SMC and feasibility of application in rice hull. *J. Pest Science*, 89,161-170.
- Del Valle, E.E., Lax, P., Rondán Dueñas, J. & Doucet, M. (2013). Effects of insect cadavers infected by *Heterorhabditis bacteriophora* and *Steinernema diaprepesi* on *Meloidogyne incognita* parasitism in pepper and summer squash plants. *Cienc. Investig. Agrar.*, 40, 109-118.
- Demarta, L., Hibbard, B.E., Bohn, M.O. & Hiltbold, I. (2014). The role of root architecture in foraging behavior of entomopathogenic nematodes. *J. Invert. Pathol.*, 122, 32-39.
- Dillman, A.R., Guillermin, M.L., Lee, J.H., Kim, B., Sternberg, P.W. & Hallem, E.A. (2012). Olfaction shapes host–parasite interactions in parasitic nematodes. *Proc. Natl. Acad. Sci.*, 109(35), E2324-E2333.

- Doucet, M.E., Bertolotti, M.A., Cagnolo, S. & Lax, P. (2008). Nematodos entomofílicos de la provincia de Córdoba, Argentina. *An. Acad. Nac. de Agron. y Vet.*, LXII, 263-7.
- Eliceche D., Salas A., Achinelly M.F. & Camino N. (2012). Evaluación de la temperatura de almacenamiento de la forma infectiva del nemátodo *Heterorhabditis bacteriophora* sobre la supervivencia y parasitismo. VI Congreso Argentino de Parasitología. *Rev. Arg. Parasitol.*, 1, 252.
- Eliceche, D. (2019). *Estudio de las características bio-ecológicas de un aislamiento autóctono del entomonemátodo Heterorhabditis bacteriophora (Nematoda: Heterorhabditidae) y su potencialidad como agente biorregulador de insectos* (Tesis Doctoral). Facultad de Ciencias Naturales y Museo, Universidad Nacional de La Plata, La Plata, Buenos Aires, Argentina.
- Eliceche, D., Belaich, M., Ghiringhelli, D. & Achinelly, M. (2017). First report of pathogenicity of entomopathogenic nematodes on the strawberry sap beetle *Lobiopa insularis* (Coleoptera: Nitidulidae). *Rev. Colom. Entomol.*, 43(2), 223-232.
- Eliceche, D., Palma, L., Ferrari, W., López, N., Achinelly, F., Belaich, M., Ghiringhelli, D., Benintende, G. & Sauka, D. (2018). Aislamiento y caracterización de una cepa entomopatógena de *Photorhabdus luminescens* obtenida a partir de una población nativa de *Heterorhabditis bacteriophora* (Nematoda). 280 p. Congreso de Microbiología Agrícola y Ambiental (CAMAYA). Mar del Plata, Argentina.
- Eliceche, D., Salas, A., Rusconi, J. & Achinelly, M. (2016). Evaluación a campo del uso de nematodos entomopatógenos en el control de *Lobiopa insularis* (Coleoptera: Nitidulidae) en cultivos de frutilla de la región hortícola platense, Buenos Aires, Argentina. Reunión anual: Society of Nematologists (SON) y Organization of Nematologists of Tropical America (ONTA). *J. Nematol.*, 48(4), 315-316.
- Eliceche, D., Salas, A., Rusconi, M., Achinelly, M.F. & Camino, N. (2015). Desplazamiento de nematodos entomopatógenos (Heterorhabditidae) aplicados sobre cultivo hortícola en estación experimental de La Plata. VII Congreso Argentino de Parasitología. pp. 112. Bariloche, Rio Negro, Argentina.
- Filgueiras, C.C., Willett, D.S., Pereira, R.V., Sabino, P.H.D.S., Junior, A.M., Pareja, M. & Dickson, D.W. (2017). Parameters affecting plant defense pathway mediated recruitment of entomopathogenic nematodes. *Biocontrol Sci. Techn.*, 27(7), 833-843.
- Flores-Lara, Y., Renneckar, D., Forst, S., Goodrich-Blair, H. & Stock, P. (2007). Influence of nematode age and culture conditions on morphological and physiological parameters in the bacterial vesicle of *Steinernema carpocapsae* (Nematoda: Steinernematidae). *J. Invertebr. Pathol.*, 95(2), 110-118.
- Gianfelici, M.M., Bertolotti, M.A. & Cagnolo, S.R. (2014). Susceptibilidad de larvas de *Crociosema aporema* (Walsingham, 1914) y *Anticarsia gemmatilis* Hübner, 1818, a tres aislados de nematodos entomopatógenos. *Rev. Fac. Cienc. Exac. Fis. Nat.*, 1, 71-76.
- Giayetto, A.L. & Cichón, L.I. (2006). Distribución, gama de huéspedes y especificidad de cinco poblaciones de *Heterorhabditis bacteriophora* (Nematoda: Heterorhabditidae) del Alto Valle de Río Negro y Neuquén, Argentina. *RIA*, 35(2), 163-183.
- Giayetto, A.L., Doucet, M.M.A. De. & Bertolotti, M.A. (1998). Entomopathogenic nematodes (Rhabditidae: Heterorhabditidae and Steinernematidae) in North Patagonia, Argentina. *Nematropica*, 28, 132-133.

- Grewal, P. (2002). Formulation and application technology. *In: Gaugler, R. (Ed.). Entomopathogenic Nematology.* (pp. 265-288). 400 p. Wallingford, UK: CABI Publishing.
- Gulcu, B., Hazir, S. & Kaya, H.K. (2012). Scavenger deterrent factor (SDF) from symbiotic bacteria of entomopathogenic nematodes. *J. Invertebr. Pathol.*, 110, 326-333.
- Gumus, A., Karagoz, M., Shapiro-Ilan, D. & Hazir, S. (2015). A novel approach to biocontrol: Release of live insect hosts pre-infected with entomopathogenic nematodes. *J. Invertebr. Pathol.*, 130, 56-60.
- Guy, A., Gaffney, M., Kapranas, A. & Griffin, C.T. (2017). Conditioning the entomopathogenic nematodes *Steinernema carpocapsae* and *Heterorhabditis megidis* by pre-application storage improves efficacy against black vine weevil, *Otiiorhynchus sulcatus* (Coleoptera: Curculionidae) at low and moderate temperatures. *Biol. Control.*, 108, 40-46.
- Helmberger, M., Shields, E. & Wickings, G. (2017). Ecology of belowground biological control: Entomopathogenic nematode interactions with soil biota. *Appl. soil ecol.*, 121, 201-213.
- Hunt, D.J. & Nguyen, K.B. (2016). Advances in entomopathogenic nematode taxonomy and phylogeny. 438 p. Netherlands: Brill.
- Kaplan, F., Alborn, H.T., Von Reuss, S.H., Ajredini, R., Ali, J.G., Akyazi, F., Stelinski, L.L., Edison, A.S., Schroeder, F.C. & Teal, P.E. (2012). Interspecific nematode signals regulate dispersal behavior. *PLoS ONE*, 7, e38735.
- Kaya, H.K. & Nelsen, C.E. (1985). Encapsulation of steinernematid and heterorhabditid nematodes with calcium alginate: a new approach for insect control and other applications. *Environ. Entomol.*, 14(5), 572-574.
- Kung, S.P., Gaugler, R., Kaya, H.K. (1991). Effects of soil temperature, moisture, and relative humidity on entomopathogenic nematode persistence. *J. Invert. Pathol.*, 57(2), 242-249.
- Labaude, S. & Griffin, C. (2018). Review Transmission Success of Entomopathogenic Nematodes Used in Pest Control. *Insects*, 9, 72, doi:10.3390/insects9020072
- Lax, P., Del Valle, E., Rondan Dueñas, J., Caccia, M., Gardenal, C. & Doucet, M.E. (2011). First record of *Steinernema diaprepesi* (Steinernematidae) in Argentina. *Nematropica*, 41, 377.
- Lecuona, R.E. (Ed.). (1996). *Microorganismos patógenos empleados en el control microbiano de insectos plaga.* 338 p. Buenos Aires, Argentina: Mariano Mas.
- Lello, E.R., Patel, M.N., Matthews, G.A. & Wright, D.J. (1996). Application technology for entomopathogenic nematodes against foliar pests. *Crop prot.*, 15(6), 567-574.
- Lewis, E.E. & Clarke, D.J. (2012). Nematode Parasites and Entomopathogens. *In: Vega, F.E. & Kaya, H.K. (Eds.), Insect pathology.* 490 p. London, UK: Elsevier.
- Lu, D., Macchietto, M., Chang, D., Barros, M.M., Baldwin, J., Mortazavi, A. & Dillman, A.R. (2017). Activated entomopathogenic nematode infective juveniles release lethal venom proteins. *PLoS pathogens*, 13(4), e1006302.
- Maneesakorn, P., Daneshvar, H., Taylor, K., Bai, X., Adams, B., Grewal, P. & Chandrapatya, A. (2011). Phylogenetic and cophylogenetic relationships of entomopathogenic nematodes (*Heterorhabditis*: Rhabditida) and their symbiotic bacteria (*Photorhabdus*: Enterobacteriaceae). *Mol. Phylogenet. Evol.*, 59(2), 271-280.

- Mason, J.M., Matthews, G.A. & Wright, D.J. (1998). Screening and selection of adjuvants for the spray application of entomopathogenic nematodes against a foliar pest. *Crop Prot.*, 17(5), 463-470.
- Mcmullen, J. & Stock, P. (2014). *In vivo* and *In vitro* Rearing of Entomopathogenic Nematodes (Steinernematidae and Heterorhabditidae). *J. Vis. Exp.*, 91, e52096.
- Navon, A., Nagalakshmi, V.K., Levski, S., Salame, L. & Glazer, I. (2002). Effectiveness of entomopathogenic nematodes in an alginate gel formulation against lepidopterous pests. *Biocontrol Sci. Technol.*, 12(6), 737-746.
- Nguyen, K. & Hunt, D. (2007). *Entomopathogenic nematodes: systematics, phylogeny and bacterial symbionts*. 816 p. Netherlands: Brill.
- Poinar, G.O. (1975). *Entomogenous nematodes: a manual and host list of insect nematode associations*. 317 p. Leiden, Netherlands: Brill.
- Rezaei, N., Karimi, J., Hosseini, M., Goldani, M. & Campos-Herrera, R. (2015). Pathogenicity of two species of entomopathogenic nematodes against the greenhouse whitefly, *Trialeurodes vaporariorum* (Hemiptera: Aleyrodidae), in laboratory and greenhouse experiments. *J. Nematol.*, 47(1), 60.
- Roberts, L., Janovy, J.R. & Nadler, S. (2013). *Foundations of Parasitology*, 9 Ed. 670 p. New York, USA: McGraw Hill.
- Ruiz Machado, R.A., Wüthrich, D., Kuhnert, P., Marques Arce, C.C., Thönen, L.P., Ruiz, C. & Ma, J. (2018). Whole-genome-based revisit of *Photorhabdus* phylogeny: proposal for the elevation of most *Photorhabdus* subspecies to the species level and description of one novel species *Photorhabdus bodei* sp. nov., and one novel subspecies *Photorhabdus laumondii* subsp. *clarkei* subsp. nov. *Int. J. Syst. Evol. Microbiol.*, 68,2664-2681.
- Salas, A., Eliceche, D., Belaich, M. & Achinelly, M. (2013). Biología, patogenicidad y multiplicación de un aislamiento nativo del nematodo entomopatógeno *Heterorhabditis bacteriophora* proveniente de huertas de cultivo orgánico en Argentina. *Nematropica*, 43, 323.
- Shapiro, D.I., Tylka, G.L. & Lewis, L.C. (1996). Effects of fertilizers on virulence of *Steinernema carpocapsae*. *Appl. Soil Ecol.*, 3(1), 27-34.
- Shapiro-Ilan, D.I., Cottrell, T.E., Mizell, R.F., Horton, D.L. & Zaid, A. (2015). Field suppression of the peachtree borer, *Synanthedon exitiosa*, using *Steinernema carpocapsae*: Effects of irrigation, a sprayable gel and application method. *Biol. Control*, 82, 7-12.
- Shapiro-Ilan, D.I., Gaugler, R., Tedders, W.L., Brown, I. & Lewis, E.E. (2002). Optimization of inoculation for in vivo production of entomopathogenic nematodes. *J. Nematol.*, 34, 343-350.
- Shapiro-Ilan, D.I., Han, R. & Dolinski, C. (2012). Entomopathogenic nematode production and application technology. *J. Nematol.*, 44(2), 206-217.
- Shapiro-Ilan, D.I., Lewis, E.E., Tedders, W.L. & Son, Y. (2003). Superior efficacy observed in entomopathogenic nematodes applied in infected-host cadavers compared with application in aqueous suspension. *J. Invertebr. Pathol.*, 83, 270-272.
- Silver, S.C., Dunlop, D.B. & Grove, D.I. (1995). Granular formulations of biological entities with improved storage stability. *World Patent* No 95/0577.

- Stock, S.P. & Goodrich-Blair, H. (2012). Nematode Parasites, pathogens and associates of insects and invertebrates of economic importance. *In: Lacey, L.A. (Ed). Manual of techniques in invertebrate pathology.* (pp. 373-426). 484 p. Yakima, Washington, USA: Academic Press.
- Stock, S.P. (1992). *Steinernema scapterisci* Nguyen et Smart, 1990 (Nematoda, Steinernematidae) parasitizing the mole cricket *Scapteriscus borelli* in Argentina. *Nematol. Mediterr.*, 20, 7-9.
- Stock, S.P. (1993a). A new species of the genus *Heterorhabditis* Poinar, 1976 (Nematoda: Heterorhabditidae) parasitizing *Graphognathus* sp. larva (Coleoptera: Curculionidae) from Argentina. *Res. Rev. Parasitol.*, 53, 103-107.
- Stock, S.P. (1993b). Description of an Argentinian strain of *Steinernema feltiae* (Filipjev, 1934) (Nematoda: Steinernematidae). *Nematol. Mediterr.*, 21(2), 279-283.
- Stock, S.P. (1995). Natural populations of entomopathogenic nematodes in the Pampean region of Argentina. *Nematropica*, 25(2), 143-148.
- Stock, S.P. (2015). Diversity, biology and evolutionary relationships. *In: Campos-Herrera, R. (Ed.), Nematode pathogenesis of insects and other pests.* (pp. 3-27). 531 p. Cham, Switzerland: Springer.
- Tonelli, M., Peñaflo, M.F.G.V., Leite, L.G., Silva, W.D., Martins, F. & Bento, J.M.S. (2016). Attraction of entomopathogenic nematodes to sugarcane root volatiles under herbivory by a sap-sucking insect. *Chemoecology*, 26, 59-66.
- Torr, P., Heritage, S. & Wilson, M.J. (2004). Vibrations as a novel signal for host location by parasitic nematodes. *Int. J. Parasitol.*, 34(9), 997-999.
- Turlings, T.C., Hiltbold, I. & Rasmann, S. (2012). The importance of root-produced volatiles as foraging cues for entomopathogenic nematodes. *Plant and Soil*, 358(1-2), 51-60.
- Vega, F.E. & Kaya, H.K. (2012). *Insect pathology*. 490 p. Amsterdam, Netherlands: Elsevier/Academic Press.
- Williams, C.D., Dillon, A.B., Ennis, D., Hennessy, R. & Griffin, C.T. (2015). Differential susceptibility of pine weevil, *Hylobius abietis* (Coleoptera: Curculionidae), larvae and pupae to entomopathogenic nematodes and death of adults infected as pupae. *Biocontrol*, 60(4), 537-546.
- Womersley, C. & Smith, L. (1981). Anhydrobiosis in nematodes - I. The role of glycerol myo-inositol and trehalose during desiccation. *Comp. Biochem. Physiol. Part B*, 70(3), 579-586.
- Wright, D.J., Peters, A., Schroer, S. & Fife, J.P. (2005). Application technology. *In: Grewal, P., Ehlers, E. & Shapiro-Ilan, D. Nematodes as biocontrol agents*, (pp 91-103). 528 p. UK: CABI Publishing.



SECCIÓN III

MICROORGANISMOS BENÉFICOS PARA SER
USADOS EN CONTROL BIOLÓGICO DE
FITOPATÓGENOS Y PROMOCIÓN DEL
CRECIMIENTO VEGETAL



CAPÍTULO 11

HONGOS Y BACTERIAS ANTAGONISTAS DE FITOPATÓGENOS

Mema, V., Martín, M. y Barrera, V.

CONTROL BIOLÓGICO EN LA HORTICULTURA ARGENTINA

La clave de los programas de Manejo Integrado de Plagas (MIP) se encuentra en las tácticas combinadas de control acentuando en los métodos no químicos (Katan y DeVay, 1991). Durante mucho tiempo los fitopatólogos han visto al suelo como un ambiente hostil que constituye el hábitat de los microorganismos fitopatógenos. El concepto de calidad de suelos cambia la mirada hacia el fitopatógeno como un componente de la biodiversidad del suelo, los disturbios que desestabilizan el balance entre los componentes provocan la enfermedad (Alabouvette y Steinberg, 2006).

El control de enfermedades en cultivos hortícolas de la Argentina tuvo sus inicios a mediados de la década de 1980 con los estudios de la Ing. Agr. Irma Martinengo de Mitidieri. Es interesante destacar la trayectoria de esta colega, quien fue pionera en el control biológico de enfermedades con la aplicación de cepas del género *Trichoderma* Pers. solas o en combinación con técnicas de solarización, en la Estación Experimental Agropecuaria San Pedro de INTA (Martinengo de Mitidieri, 1998; Mitidieri, 2011).

La Ingeniera Martinengo de Mitidieri y equipo trabajaron sobre una colección de 1.200 aislamientos de *Trichoderma* spp. como antagonistas en el control del “mal de los almácigos” (*damping-off*) de tomate (*Solanum lycopersicum* L.) y podredumbres radiculares de pimiento (*Capsicum annuum* L.), *S. lycopersicum* y frutilla [*Fragaria X ananassa* (Weston) Duchesne ex Rozier]. Las aplicaciones se realizaron en suelo con formulados de vermiculita-afrecho de trigo, Czapek-Dox y granos de trigo. Las aplicaciones en plantines se realizaron por inmersión o asperjado de las suspensiones acuosas de conidios. Se comprobó la eficiencia en suelos con diferentes tratamientos como solarización, esterilización y sin disturbio. Los patógenos involucrados fueron *Pythium* Pringsh., *Rhizoctonia solani* J. G. Kühn,

Sclerotium rolfsii Sacc., *Sclerotinia sclerotiorum* (Lib.) de Bary y *S. minor* Jagger. Como resultado de 13 años de estudios, se seleccionaron tres cepas de *Trichoderma* spp. denominadas T473, T643 y T668, las cuales fueron transferidas a la empresa Lage / Nitrasoil, como polvo mojable (Rivera y Wright, 2014).

Martinengo de Mitidieri *et al.* (1995) realizaron las primeras pruebas de solarización en la Argentina en terrenos de producción hortícola de la EEA San Pedro. Los estudios se basaron en el cultivo de lechuga (*Lactuca sativa* L.) en campo y en invernáculo, con tratamiento con químicos y biológicos (cepas de *Trichoderma* spp.) para controlar *Sclerotinia sclerotiorum* y *S. minor*. Si bien no se informaron las temperaturas alcanzadas al cabo de 45 días de tratamiento de solarización con polietileno se encontró que se obtuvo mayor rendimiento del cultivo y aumento del control con los métodos químico y biológico.

En el equipo de trabajo Insumos Fúngicos (IMYZA, CNIA, INTA), a cargo de la Doctora Laura Gasoni, se conformó una importante colección de microorganismos antagonistas fúngicos pertenecientes a los géneros *Trichoderma*, *Cladophium* y *Laetisaria*, parte de estas colecciones han sido caracterizadas frente a distintos patosistemas hortícolas.

En base a los resultados de los estudios llevados a cabo por grupos de investigación que comenzaron a desarrollar esta temática en la Argentina se organizó el Primer Congreso Argentino de Control Biológico de Enfermedades de las Plantas, en el año 1998 en la Ciudad de Buenos Aires, presidido por los Dres. Laura Gasoni, John Sutton y Enrique Monte Vázquez. En el evento participaron investigadores de la Argentina y países limítrofes e invitados internacionales. Fue una oportunidad para demostrar los avances en el área de las estrategias de bajo impacto ambiental para el control de enfermedades de cultivos hortícolas, entre otros, como el mal de los almácigos en *S. lycopersicum*; pudrición blanca, marchitamiento y podredumbre en raíz y cuello de *L. sativa*; podredumbre basal, raíz rosada y carbonilla en cebolla (*Allium cepa* L.).

Los patógenos estudiados fueron *Sclerotium rolfsii*, *Rhizoctonia solani*, *Sclerotinia sclerotiorum* y *Fusarium oxysporum* Schltdl., entre otros (Rivera y Wright, 2014).

En la actualidad, la Ing. Agr. Mariel Mitidieri, de la EEA San Pedro, es considerada una referente en el estudio de las enfermedades de cultivos frutihortícolas en el país. Sus aportes en cuanto a la sanidad vegetal se basan en el estudio de la aplicación de biofumigación en cultivos de *L. sativa* y *S. lycopersicum* combinados con tecnologías de injertos (Perotto *et al.*, 2018; Malbrán *et al.*, 2014; Mitidieri, 2013; Mitidieri *et al.*, 2015).

Desde la EEA San Pedro se trabaja en el ordenamiento de la producción, la detección de problemas sanitarios y su contención, el adecuado uso de agroquímicos y la implementación de prácticas de bajo impacto ambiental para el control de enfermedades. A través de estos proyectos se detectaron inconvenientes para la adopción de modelos productivos sustentables de la producción intensiva. En particular, en lo referido al manejo de enfermedades con control biológico se detectó falta de información y acceso al conocimiento existente. Para subsanar estas problemáticas se plantearon dos proyectos que abordaron los temas desde la aplicación de tecnologías sustentables hasta el seguimiento de la producción intensiva en sistemas urbanos y periurbanos (Mitidieri, 2015).

PATÓGENOS DE IMPORTANCIA EN PRODUCCIÓN HORTÍCOLA

El estado del arte en el conocimiento sobre las enfermedades que afectan especies hortícolas pone en evidencia la demanda por herramientas de control biológico.

Los patógenos fúngicos más estudiados asociados a estas regiones son: *Fusarium oxysporum*, *Rhizoctonia solani*, *Sclerotinia sclerotiorum*, *Botrytis cinerea* Pers., *Sclerotium rolfii*, *Macrophomina phaseolina* (Tassi) Goid., *Phytophthora infestans* (Mont.) de Bary, *Phoma terrestris* H.N. Hansen, *Alternaria Nees*, *Albugo* (Pers.) Roussel. En menor frecuencia se encuentran *Sclerotium cepivorum* Berk., *Sclerotinia minor*, *Pythium* spp., *Alternaria alternata* (Fr.) Keissl., *Septoria apiicola* Speg. Entre los fitopatógenos bacterianos se han publicado trabajos sobre *Ralstonia solanacearum* (Smith) Yabuuchi y *Erwinia carotovora* (Jones) Bergey (Rivera y Wright, 2014).

En la Tabla 1, se detallan los patógenos informados de los principales cultivos hortícolas.

FITOSANITARIOS REGISTRADOS PARA EL CONTROL DE ENFERMEDADES HORTÍCOLAS

En nuestro país la producción hortícola es predominantemente intensiva y se localiza sobre áreas urbanas o periurbanas (de Nemirovsky, 2011). Se basan principalmente en el manejo con técnicas de producción altamente demandantes de insumos químicos, pudiendo generar dichas prácticas efectos negativos sobre la salud humana, la sustentabilidad de los sistemas y el medio ambiente (Villaamil Lepori *et al.*, 2013). Para el manejo y control de las enfermedades que afectan los cultivos, los productos fitosanitarios son herramientas ampliamente utilizadas por parte de los productores con el fin de incrementar sus rendimientos (Ferrano y Rositano, 2011).

En la actualidad, existen más de 1.500 principios activos registrados y más de 50.000 productos en el mundo como fitosanitarios (Villaamil Lepori *et al.*, 2013). En la Argentina, el cultivo de *S. tuberosum* incorpora unos 27 principios activos diferentes para el manejo y control de 6 enfermedades fúngicas (tizón temprano y tardío, gangrena, fusariosis y sarna negra y plateada), continúa en orden de magnitud el tomate (*S. lycopersicum*), con 23 principios activos para 10 enfermedades fúngicas y 1 bacteriana (antracnosis, viruela, tizón temprano y tardío, oídio, moho blanco y gris, mildiú, oidiopsis, podredumbre y cancro bacteriano). Para el cultivo de *A. cepa* el número de principios activos en uso como fungicidas llega a 12, para controlar 12 patógenos causantes de las siguientes enfermedades: roya, moho, mildiú, podredumbres y manchas. En el cultivo de *L. sativa* están permitidos 9 principios utilizados para el control y prevención de 4 enfermedades ocasionadas por 7 patógenos. Por último, para el control de enfermedades en el cultivo de berenjena (*Solanum melongena* L.) (tizón, marchitamiento y mal del almácigo) solo hay registrados 5 principios activos.

Las Buenas Prácticas Agrícolas (BPA) fueron propuestas por el Programa Nacional de Buenas Prácticas Agrícolas Sustentables (BPAs) en productos frutihortícolas en el ámbito del Ministerio de Agroindustria, Resolución 174/2018. Por medio de este Programa se proponen medidas para regular el uso de los fitosanitarios de forma racional, eficiente y responsable. Proporcionan medidas sanitarias para el almacenamiento y manipulación de los productos para evitar riesgos de la salud del usuario y la contaminación ambiental. Garantizan la

inocuidad de la producción para los consumidores que constituyen los propios productores y los mercados locales (Ferratto y Fazzone, 2010). En el año 2018 la Secretaría de Regulación y Gestión Sanitaria (Ministerio de Salud y Desarrollo Social) y el Secretario de Alimentos y Bioeconomía (Ministerio de Agricultura, Ganadería y Pesca, MAGyP) aprobaron por Resolución conjunta 5/2018 (<https://www.boletinoficial.gob.ar/detalleAviso/primera/196322/20181121>) que a partir del año 2020 las BPA (CASAFE, 2015) serán obligatorias para la producción frutícola y a partir del año 2021 para la producción hortícola.

En referencia a los productos fitosanitarios biológicos existe en el mercado una importante cantidad de formulados en base a cepas de distintas especies del género *Trichoderma* para el control de enfermedades en distintos cultivos. En la Tabla 2 se muestran los productos comerciales provenientes de América Central y Sudamérica tomados de una recopilación mundial de productos elaborada por Woo *et al.* (2014). En el caso de la Argentina, se encuentran registrados dos productos como biofungicidas basados en cepas de *T. harzianum* Rifai que se comercializan para el control de fitopatógenos de cultivos extensivos como trigo (*Triticum* L.), soja [*Glycine max* (L.) Merr.] y cebada (*Hordeum vulgare* L.); hasta el momento no se han registrado productos para cultivos frutihortícolas. En la Tabla 2 se incorporaron los productos que se encuentran en el mercado inscriptos en SENASA como promotores de crecimiento vegetal (Categoría Fertilizantes). Brasil es el que presenta mayor cantidad de productos en el mercado seguido por Colombia. En algunos casos se especifica como modo de acción la inducción de defensas en los cultivos mediada por los microorganismos antagonistas.

TÁCTICA DE CONTROL BIOLÓGICO

El control biológico de enfermedades de plantas puede ser abordado a través de dos tácticas: por estimulación de las poblaciones de microorganismos antagonistas de fitopatógenos nativos y mediante la introducción de cepas de agentes de control biológico de fitopatógenos seleccionadas y formuladas como biofungicidas denominado “método inundativo” (Alabouvette *et al.*, 2004). Existen numerosas tácticas de manejo de los cultivos que utilizan métodos no contaminantes como las rotaciones, solarización, biofumigación y el vermicompostaje que permiten mantener la sanidad y son fácilmente aplicables a los cultivos intensivos.

Son métodos que pueden ser adaptados para una estrategia MIP, en algunos casos permiten estimular la microflora antagonista presente en los suelos y combinarse con la aplicación de antagonistas en forma inundativa.

La técnica de solarización es un método para la desinfección del suelo mediante la elevación de la temperatura de la capa superior (10 cm) por exposición solar. Este método se basa en la cobertura de las parcelas a tratar con láminas de polietileno transparente durante al menos 30 días durante la estación cálida. De esta manera se logra reducir el inóculo de los fitopatógenos presentes en el suelo (Katan, 1981).

Otra técnica aplicada como tratamiento desinfectante del suelo es la biofumigación que consiste en la incorporación de materia seca de residuos agropecuarios [brócoli *Brassica oleracea* var. *italica* Plenck), colza (*Brassica napus* L.), sorgo (*Sorghum* Moench), etc.] y/o estiércol en los suelos previo a la siembra. Los residuos vegetales ricos en tejidos de *Brassica* spp. generan glucosinolatos como productos de degradación. Estos compuestos, que están presentes en las plantas, son degradados por la enzima mirosinasa en isotiocianatos que tienen efecto tóxico sobre los microorganismos del suelo como hongos, bacterias y nematodos (Morra y Kirkegaard, 2002).

Mitidieri *et al.* (2009) comprobaron el efecto producido por la combinación de los métodos de biofumigación y solarización en distintas secuencias aplicadas a parcelas experimentales de la EEA San Pedro en cultivos de *S. lycopersicum* y *L. sativa*. Se encontró que las respuestas a los tratamientos fueron variables dependiendo de los microorganismos testeados, pero se encontraron diferencias significativas en cuanto a la supervivencia de algunos patógenos [*Sclerotium rolfsii* y *Fusarium solani* (Mart.) Sacc.] en los 10 cm y 35 cm de profundidad.

Se han hecho estudios sobre la combinación de tácticas incluyendo el uso de plantas injertadas sobre portainjertos que les confieren resistencia a fitopatógenos y disminuyen los daños provocados por los factores abióticos. Es el caso de la técnica de injertos de *Solanum lycopersicum* sobre *S. sisymbriifolium* Lam. en suelos biosolarizados. La biosolarización es la combinación entre la biofumigación y la solarización.

Como resultado de estos estudios se logró disminuir la podredumbre radicular en *S. lycopersicum* provocada por *Fusarium* spp. (Mitidieri *et al.*, 2015).

Las combinaciones de enmiendas verdes con microorganismos antagonistas es otra táctica prometedora ya que permiten la proliferación de microflora antagonista mejorando su rendimiento (Wiggins y Kinkel, 2005). Se realizaron ensayos en cultivos extensivos de papa en Córdoba aplicando enmiendas de avena silvestre (*Avena fatua* L.) con las cepas *B. subtilis* B-235 y *T. harzianum* Th-1. Mediante la aplicación de las enmiendas verdes y los antagonistas se observó un aumento del rendimiento y la reducción de la incidencia y severidad de la sarna de la papa (Yossen *et al.*, 2011).

El vermicompostaje, consiste en la aplicación de residuos orgánicos generados por lombrices, entre las cuales, la especie más utilizada es *Eisenia foetida* Savigny, pero incluyen además, a *E. andrei* Bouché y *Eudrilus eugeniae* Kinberg. El proceso, que ocurre con la participación de la microflora intestinal de las lombrices, genera cambios en la estructura del suelo y hace biodisponibles nutrientes para las plantas; también se ha observado que provoca reducción de la incidencia y severidad de las enfermedades (Rivera y Wright, 2009). Se llevaron a cabo estudios de eficiencia de control de enfermedades con vermicompuesto bajo distintas temperaturas y dosajes en el patosistema *C. maxima* - *Rhizoctonia solani* donde se reportó que cuando el sustrato utilizado estaba compuesto por el 100 % de compost no se registró muerte de plántulas (Rivera *et al.*, 2004a). En un estudio sobre un vermicompuesto de estiércol de vaca y caballo y basidiocarpos de *Agaricus bisporus* (J.E. Lange) Imbach, utilizado como sustrato, se observó que con un mínimo del 25 % de compost aplicado al sustrato se obtuvieron respuestas de plantas sanas similares al suelo no infectado con *R. solani* (Rivera *et al.*, 2004b).

EXPERIENCIAS DE APLICACIÓN DE MICROORGANISMOS ANTAGONISTAS EN CULTIVOS HORTÍCOLAS EN LA ARGENTINA

En el presente relevamiento de bibliografía de la Argentina se encontró que hay una mayor tendencia de investigaciones científicas en el cultivo hortícola *S. lycopersicum*. Los cultivos que le siguen son *L. sativa*, *S. melongena*, *A. cepa* y endivia (*Cichorium intybus* L. var. *foliosum*). La mayoría de los trabajos en *S. lycopersicum* fueron realizados en la provincia de Buenos Aires donde se

observó el control biológico de las principales enfermedades cuyos agentes patógenos corresponden, de acuerdo a la frecuencia de trabajos publicados, a *Botrytis cinerea*, *Fusarium oxysporum* y *Pseudomonas syringae* van Hall. Se aplicaron agentes antagonistas fúngicos como *Epicoccum nigrum* Link, *T. harzianum*, *Rhodotorula rubra* (Demme) Lodder, *Candida pelliculosa* Redaelli; y bacterianos, *Pseudomonas veronii* (Schroeter) Migula, *Pseudomonas rhodesiae* Coroler, *Bacillus amyloliquefaciens* (ex Fukumoto) Priest emend. Wang/*Bacillus velezensis* Ruiz-García (= *Bacillus methylotrophicus*) y *Pantoea eucalypti* Brady (Mónaco *et al.*, 2009; Dal Bello *et al.*, 2008; 2015; Romero *et al.*, 2016; Bader *et al.*, 2019).

Todos los trabajos en *S. lycopersicum* presentaron una selección *in vitro* de los antagonistas mediante ensayos duales con los que se calcularon porcentajes de Inhibición (% I). Para el biocontrol de *B. cinerea* se observaron los mayores % I con los antagonistas fúngicos miceliares *E. nigrum*, *T. harzianum* y *F. equiseti*, con valores entre 51-75 % (Mónaco *et al.*, 2009). En el caso de las levaduras antagonistas *R. rubra* y *C. pelliculosa* dieron valores entre el 30-50 % (Dal Bello *et al.*, 2008). Los resultados observados con bacterias antagonistas mostraron la mayor inhibición con *B. amyloliquefaciens/ methylotrophicus* con 52,7 %, seguido por *P. veronii* y *Pseudomonas* sp. con valores de 23-25,2 % (Romero *et al.*, 2016). El mayor % I observado se obtuvo en el enfrentamiento entre *T. harzianum* y *F. oxysporum* con valores superiores al 80% (Bader *et al.*, 2019).

Entre los trabajos mencionados, una de las pruebas de biocontrol *in vivo*, del patosistema *S. lycopersicum* - *B. cinerea* se basa en la inoculación de frutos *ex planta* y la medición de las lesiones. Como parte de los resultados se seleccionó la cepa *R. rubra* 231 entre 14 aislamientos preseleccionados *in vitro* con una reducción de las lesiones del 90 %, con respecto al testigo (Dal Bello *et al.*, 2008). Mónaco *et al.* (2009) seleccionaron 5 cepas pertenecientes a *E. nigrum*, *T. harzianum* y *F. equiseti*, con porcentajes de reducción de las lesiones superiores al 90 %. Dal Bello *et al.* (2015) testearon el efecto antagonista con microorganismos (*T. harzianum* y *E. nigrum*), extractos vegetales [*Lippia alba* (Mill.) N. E. Br. ex Britton & P. Wilson y *Allium sativum* L.] y compuestos GRAS ("Generally Recognized as Safe") (bicarbonato de sodio, cloruro de potasio, fosfato de sodio dibásico y ácido salicílico). Como resultado se encontró que *E. nigrum* y solución de cloruro de potasio (3,7 g/l) rindieron el mayor porcentaje

de reducción de la lesión en el fruto. Los tratamientos *T. harzianum*, extracto de *A. sativum* y fosfato de sodio también presentaron diferencias significativas respecto al control de *B. cinerea*. Es de destacar que la incorporación de ácido salicílico incrementó la lesión posiblemente debido a efectos fitotóxicos.

Para testear antagonistas contra *B. cinerea* y *P. syringae* se realizaron ensayos en plantas de *S. lycopersicum* de 6 semanas. Se observaron mayores porcentajes de inhibición de la necrosis causada por *B. cinerea* con las cepas *P. rhodesiae* BT2 (93 %) y *P. veronii* NT2 (89 %) a las 96 h. Se observó una disminución del número de UFC (Unidades Formadoras de Colonias) de *P. syringae* mediante la infiltración con *Pseudomonas* sp. BT4 y *P. veronii* NT2 (Romero *et al.*, 2016).

Para el patosistema *S. lycopersicum* - *F. oxysporum* se trabajó sobre una colección de 19 cepas con potencial antagonista pertenecientes a las especies *T. harzianum*, *T. gamsii* Samuels & Druzhin. y *T. brevicompactum* G.F. Kraus, C.P. Kubicek & W. Gams. Como resultado de la preselección se trabajó con semillas pildorizadas con 4 cepas de *T. harzianum* (denominadas FCCT 16, FCCT 58, FCCT 199-2 y FCCT 363-2). Se observó que la cepa que presentó mayor rendimiento fue *T. harzianum* 363-2 reduciendo la enfermedad entre un 10-30 % (Bader *et al.*, 2019).

A partir de todos estos trabajos descriptos para *S. lycopersicum* es importante tener en cuenta la variedad de alternativas existentes para reducir el uso de agroquímicos. Algunos de los autores proponen la utilización de tácticas combinadas para reducir el impacto de las enfermedades. Es importante resaltar que aun habiendo cepas seleccionadas para el control de numerosos fitopatógenos de *S. lycopersicum* falta el soporte de resultados publicados con la experimentación en condiciones de campo.

Martin (2019) evaluó la actividad de 17 cepas de *Cladorrhinum* (*C. australe* Gasoni, *C. foecundissimum* Sacc. & Marchal y *C. samala* Udagawa & T. Muroi) como antagonistas de los hongos fitopatógenos: *Fusarium graminearum* Schwabe, *F. oxysporum*, *Bipolaris sorokiniana* (Sacc.) Shoemaker y *Pythium rostratum* E. J. Butler. Se observó que la cepa con mejor rango de acción correspondió a *C. samala* INTA-AR7. Este comportamiento fue testado en el patosistema *F. oxysporum* - *S. lycopersicum* en el cual se observó una tendencia de *C. samala* INTA-AR 7 a reducir la incidencia del patógeno.

En *L. sativa* se reportó un trabajo realizado con extractos acuosos y etéreos de *Nostoc muscorum* C. Agardh para el control del patosistema *L. sativa* – *S. sclerotiorum*. Estos estudios mostraron que los extractos etéreos retrasaron la aparición de los síntomas a los 8 días con más del 27 % de plantas caídas comparadas con el testigo. No se encontraron diferencias significativas con la aplicación de extractos acuosos (Tassara *et al.*, 2001).

Mediante ensayos realizados sobre parcelas cultivadas con *L. sativa*, con aplicaciones de cepas antagonistas y PGPM, se alcanzaron mayores rendimientos del cultivo, aunque el control de la incidencia de *Rhizoctonia* sp. fue menor a los esperado. Se realizaron dos ensayos en años consecutivos (1997 y 1998), en Córdoba, con semillas peletizadas con cepas de *Bacillus pumillus* Meyer and Gottheil, *Bacillus cereus* Frankland and Frankland, *P. fluorescens* y *T. harzianum*. Se obtuvieron incrementos del peso fresco con *P. fluorescens* y *B. pumillus*, del 20 y 22 %, respectivamente. Aunque no hubo diferencias por mortandad de plantas frente a diferentes microorganismos (Gasoni *et al.*, 2001).

En el caso del cultivo de berenjena se evaluaron cepas de *Pseudomonas fluorescens* Migula y *T. harzianum* frente a *Fusarium solani* y *Rhizoctonia solani* causantes del mal del almácigo. Los aislamientos de *P. fluorescens* fueron obtenidos a partir de suelo rizosférico de un lote de cultivo de *S. melongena* en la FAUBA (Fac. de Agronomía UBA) con síntomas de *damping-off*. Se llevaron a cabo experimentos para la selección *in vitro* con cultivos duales con 36 aislamientos de *P. fluorescens* y la cepa de *T. harzianum* Th-1, previamente seleccionada. Se realizaron ensayos en invernáculo con las cepas *P. fluorescens* P218 y *T. harzianum* Th-1 con plantines de *S. melongena* berenjena inoculados con *R. solani* y *F. solani*. Los antagonistas fueron aplicados en las semillas pildorizadas. Se evaluó la supervivencia de las plantas a los 45 días. Los resultados sobre el efecto de los antagonistas y su interacción con los patógenos no fueron significativos. Los autores (Zapata *et al.*, 2001) concluyeron que, si bien se observó el efecto antagonista *in vitro*, no pudo ser demostrado en los ensayos *in vivo* debido a cuestiones metodológicas.

En estudios realizados sobre un cultivo poco frecuente como la endivia (*Cichorium intybus* L. var. *foliosum*) se testeó una cepa de *T. harzianum* como antagonista de *S. sclerotiorum*, causante de podredumbre de raíz y cuello.

Zapata *et al.* (1997) diseñaron un ensayo que consistió de dos etapas de cultivo sucesivas, una en campo experimental y la otra en hidroponía. Los tratamientos fueron un control, uno químico consistente en la aplicación de un producto químico (Iprodione) y uno biológico con *T. harzianum*. Se analizaron porcentaje de raíces sanas de las dos etapas y biomasa aérea sana del cultivo hidropónico. Como resultados se obtuvieron 60 % de raíces sanas con *T. harzianum* frente al 30 % del testigo (sin tratamiento) en el ensayo a campo. En los ensayos de hidroponía se estimó el 77 % de raíces sanas con *T. harzianum* frente al 39 % del testigo. Se concluye que para todas las variables el tratamiento con *T. harzianum* fue significativamente superior al testigo y que no hubo diferencias entre los tratamientos químico y biológico.

En la provincia de Río Negro se realizaron ensayos de pre y post-cosecha en cultivo de *A. cepa* utilizando cepas de *Trichoderma* spp. para observar el efecto de biocontrol frente a *Fusarium oxysporum* agente causal del mal del almácigo en este cultivo. Se trabajó con una colección de cepas de *Trichoderma* además de la cepa comercial T4 "RootShield" (T4 RS). De la colección se encontró que la cepa *Trichoderma* sp. T 14 y la cepa T4 RS fueron tolerantes a la biofumigación por *Brassica oleracea* L. En el Bioensayo I se destacó la cepa *T. koningiopsis* Samuels, C. Suárez & H.C. Evans T13 por el mayor porcentaje de germinación de plantas del 61 %. En el Bioensayo II la cepa T13 no superó a la cepa de referencia T4 RS en la reducción de la enfermedad (Sánchez *et al.*, 2015).

Se trabajó con muestras de suelo de un sistema de rotaciones de 15 años con parcelas testigo con monocultivo de *A. cepa* en la EEA Hilario Ascasubi. Los tratamientos consistieron en cultivos combinados de Agropiro (*Agropyron* Gaertn.), vicia (*Vicia villosa* Roth), Festuca (*Festuca* L.), *C. maxima*, trigo (*Triticum* sp.) y alfalfa (*Medicago sativa* L.). Se analizó la microfiora presente en las parcelas muestreadas (antagonistas y fitopatógenos) durante 5 años de rotaciones. Se realizaron aislamientos de hongos de suelo asociados a los tratamientos, mediante ensayos *in vitro* (diluciones seriadas y trampas de glomérulos de acelga). A partir de estos estudios se encontró que los aislamientos de los hongos antagonistas *Cladorrhinum* spp. y *Laetisaria* spp. estaban distribuidos en forma heterogénea en las parcelas, en cambio los aislamientos de *Trichoderma* spp. se distribuyeron en forma más homogénea.

Los aislamientos de *Laetisaria* spp. fueron obtenidos más frecuentemente asociados a suelos cultivados con *Vicia villosa* (abono verde), mientras que los de *Cladorrhinum* spp. fueron aislados con mayor frecuencia en parcelas con rotaciones de *A. cepa* y vicia. Por el contrario, aunque los aislamientos de *Trichoderma* spp. fueron detectados en todos los tratamientos, se encontraron con menor frecuencia en suelos con rotaciones de *A. cepa* y vicia. Las parcelas con 15 años de monocultivo mostraron mayor frecuencia de *Fusarium oxysporum*; otros hongos fitopatógenos detectados fueron: *Fusarium solani*, *Rhizoctonia solani* y *Sclerotium cepivorum* (Barrera *et al.*, 2010; Andreotti *et al.*, 2012; Rojo *et al.*, 2013).

En un estudio de tres años consecutivos en cultivo de remolacha (*Beta vulgaris* L.) a campo con infecciones artificiales provocadas por *R. solani* y *Fusarium* sp. en Córdoba, se evaluó la combinación de solarización con aplicación de microorganismos antagonistas (*T. harzianum* Th-1 y *B. subtilis* B-96, B-235, y B-238). Debido a causas meteorológicas el mejor efecto de solarización se obtuvo en el primer año de ensayos. Se encontró que con la solarización se incrementó el rendimiento del cultivo del 25 al 95 % y la incidencia de la enfermedad fue reducida en un 53 %. El mejor efecto se observó en los tratamientos de los agentes de biocontrol *B. subtilis* B-235 y *T. harzianum* Th-1 (Gasoni *et al.*, 2008).

En otro estudio en parcelas experimentales de cultivo extensivo de papa en Córdoba, para el control de la sarna de la papa provocada por *Streptomyces scabiei* Lambert & Loria, se incorporaron métodos de enmiendas verdes con avena silvestre (*Avena fatua*) combinados con microorganismos antagonistas: *B. subtilis* B-235 y *T. harzianum* Th-1. Se demostró que individualmente los tres tratamientos disminuyeron los porcentajes de incidencia y severidad de sarna de la papa, siendo el más efectivo la combinación de enmienda verde con la cepa *B. subtilis* B-235 (Yossen *et al.*, 2011).

CONSIDERACIONES A FUTURO

La agricultura urbana y periurbana integra actividades como la horticultura y la silvicultura, requiriendo la disminución del uso de agroquímicos y su reemplazo por tecnologías de bajo impacto ambiental (FAO/WB, 2008).

En las Buenas Prácticas Agrícolas (BPA) para cultivos intensivos se menciona la oportunidad de establecer el MIP para evitar o disminuir el uso de agroquímicos. En lo que respecta al manejo de enfermedades no se manifiesta acerca del uso o la estimulación de los microorganismos con capacidad antagonista (www.redbpa.org.ar). Sería deseable que se recomiende la alternativa de uso de estas herramientas dentro de un programa MIP para disminuir las aplicaciones de fitosanitarios ya que, en el caso de cultivos intensivos, la mayoría de los usuarios comprenden a aquellos que se dedican a la agricultura urbana y periurbana.

Se deberá tener en cuenta que el déficit nutricional que sufren los suelos por la intensificación de la producción agrícola ha generado un desequilibrio en las poblaciones microbianas que se potencia por la interacción con los estreses bióticos y abióticos que favorecen la susceptibilidad de las plantas a enfermedades. Las herramientas de control biológico de fitopatógenos disminuyen las poblaciones de estos microorganismos en los suelos, pero no los eliminan. Esta condición la diferencia del control químico y es indispensable que los usuarios la consideren al momento de adoptarla. Debido a que tiene como requerimiento el conocimiento del comportamiento del antagonista se deberá tener en cuenta la biología de estos microorganismos para mantener su eficiencia en distintas condiciones ambientales o agroecológicas. Las características culturales permiten desarrollar formulaciones que mantengan la viabilidad y recuento durante el transporte y almacenamiento.

A pesar de los progresos que se han conseguido en el campo de los biofungicidas y estrategias de biocontrol, la aplicación de productos biológicos en estrategias de manejo sustentable de cultivos aún es reducida.

El INTA, a través de convenios de vinculación tecnológica, ha contribuido con algunas empresas nacionales, en la investigación y el desarrollo de productos biológicos en base a cepas nativas, existen registros terminados, y en proceso, de formulaciones con cepas de *T. harzianum*, *Trichoderma viride* Pers., *B. subtilis* y *P. fluorescens*, seleccionadas por sus propiedades para controlar fitopatógenos.

La institución participa en foros de discusión sobre desarrollo y registro de agentes de control biológico, organizados por la Dirección Nacional de Programas de Desarrollo Regional dependientes del MAGyP, que tiene por objetivo promover la utilización de bioinsumos entre los productores agropecuarios. Asimismo, a través de distintos programas nacionales se han incentivado las investigaciones sobre el efecto de distintas prácticas agrícolas (rotaciones, labranzas, control químico, etc.) en las poblaciones de microorganismos antagonistas, llevadas a cabo en distintos cultivos (soja, maíz, papa, cebolla, etc.) y la promoción del uso de bioinsumos (Lecuona, 2018).

CONCLUSIONES

En la actualidad, debido a la contaminación creciente de los recursos naturales por el uso indebido de los agroquímicos se ha generado una demanda por parte de los consumidores para obtener productos hortícolas más saludables. Esta demanda es considerada a través de la implementación de programas de manejo, con la integración de diferentes tácticas basadas en la minimización del uso de productos químicos, la aplicación de microorganismos benéficos, la incorporación o uso de extractos vegetales, compost y prácticas de biofumigación y solarización para el manejo de los cultivos. Se deberá profundizar en la difusión de los conocimientos sobre estas alternativas entre los investigadores de la región. Iniciativas como los repositorios de fitopatógenos presentes en distintas instituciones permiten promover la interacción de las capacidades científicas de los grupos de investigación en Fitopatología y disciplinas afines. Se requieren bases de datos a nivel nacional que permitan planificar y monitorear programas de manejo integrado de enfermedades de plantas con el uso de herramientas de bajo impacto ambiental. En la Argentina existe una amplia variedad de agroquímicos desarrollados para el control de enfermedades hortícolas y, hasta el momento, no hay productos con capacidad biofungicida registrados, esto indica una necesidad que deberá ser atendida en el mediano plazo.

Tabla 1. Lista de patógenos de los principales cultivos hortícolas de la Argentina.

CULTIVO (HOSPEDANTES)	ENFERMEDAD	PATÓGENOS
ACELGA (<i>Beta vulgaris</i> var. <i>cicla</i>)	Podredumbre basal	<i>Sclerotium rolfsii</i>
AJO (<i>Allium sativum</i>)	Podredumbre blanca	<i>Sclerotium cepivorum</i>
	Podredumbre basal	<i>Fusarium</i> spp.
	Podredumbre basal	<i>Rhizoctonia solani</i>
BERENJENA (<i>Solanum melongena</i>)	Mal de los almácigos	<i>Pythium, Rhizoctonia</i>
		<i>Fusarium, Phytophthora</i>
	Podredumbre basal	<i>Fusarium solani</i>
CEBOLLA (<i>Allium cepa</i>)	Podredumbre basal	<i>Fusarium oxysporum</i>
	Podredumbre blanca	<i>Sclerotium cepivorum</i>
	Raíz rosada	<i>Phoma terrestris</i>
	Podredumbre basal	<i>Rhizoctonia solani</i>
	Mal de los almácigos	<i>Sclerotium rolfsii</i>
LECHUGA (<i>Lactuca sativa</i>)	Podredumbre blanca	<i>Sclerotinia sclerotiorum</i>
	Podredumbre blanca	<i>Sclerotinia minor</i>
	Podrición basal	<i>Rhizoctonia solani</i>
PAPA (<i>Solanum tuberosum</i>)	Fusariosis	<i>Fusarium</i> spp.
	Sarna negra	<i>Rhizoctonia solani</i>
PIMIENTO (<i>Capsicum annuum</i>)	Oidiopsis	<i>Leveillula taurica</i>

continúa en la página siguiente

CULTIVO (HOSPEDANTES)	ENFERMEDAD	PATÓGENOS
POROTO (<i>Phaseolus vulgaris</i>)	Podredumbre radical	<i>Fusarium</i> spp.
	Podredumbre húmeda	<i>Sclerotinia sclerotiorum</i> <i>Sclerotium rolfsii</i>
	Pudrición basal	<i>Rhizoctonia solani</i>
TOMATE (<i>Solanum lycopersicum</i>)	Mal de los almácigos	<i>Rhizoctonia solani</i>
	Marchitamiento vascular	<i>Fusarium oxysporum</i>
	Pudrición gris	<i>Botritis cinerea</i>
	Marchitez bacteriana	<i>Ralstonia solanacearum</i>
	Cancro bacteriano	<i>Clavibacter michiganensis</i>
	Podredumbre blanca	<i>Sclerotinia</i> spp.
	Tizón temprano	<i>Alternaria alternata</i>

Tabla 2. Productos comerciales en base a especies de *Trichoderma* spp. de países de América del Sur y Central, basado en Woo *et al.* (2014).

PAÍS	PRODUCTO	CEPA	CULTIVO	PATÓGENOS	EFECTO	FORMULADO
ARGENTINA	Biagro TL *	<i>Trichoderma</i> spp.	no especifica	Hongos fitopatógenos	F	LÍQUIDO
	RIZODERMA	<i>T. harzianum</i>	trigo y cebada	<i>Fusarium graminearum</i> , <i>Dreschlera tritici-repentis</i> , <i>Bipolaris sorokiniana</i>	F	LÍQUIDO
	HULK GREEN	<i>T. harzianum</i>	no especifica		F	LÍQUIDO
	NOCTIN TRICHO	<i>Trichoderma</i> spp.	no especifica		PGPF	SÓLIDO
	OMNIPGPF	<i>Trichoderma</i> spp.	no especifica		PGPF	LÍQUIDO
	TIFI (ESPAÑA)	<i>Trichoderma</i> spp.	no especifica		PGPF	POLVO MOJABLE
	TRICHO-DWP	<i>Trichoderma</i> spp.	no especifica		PGPF	POLVO FACULTATIVO
	<i>Trichoderma</i> SAN PABLO L	<i>T. viride</i>	no especifica		PGPF	LÍQUIDO
	<i>Trichoderma</i> SAN PABLO S	<i>T. viride</i>	no especifica		PGPF	POLVO MOJABLE
	TRICHOTRAP	<i>T. harzianum</i>	no especifica		PGPF	SÓLIDO
BOLIVIA	TRICODAMP	<i>Trichoderma</i> spp.	diversos cultivos	<i>Fusarium</i> , <i>Verticillium</i> , <i>Sclerotium</i> , <i>Pythium</i> , <i>Rhizoctonia solani</i> , <i>Botrytis</i> , <i>Alternaria</i> , <i>Phytophthora</i>	F	TRATAMIENTO DE SEMILLAS
BRASIL	Agrotrich y Agrotrich Plus	<i>Trichoderma</i> spp. (6 cepas)	papa, tomate	<i>Sclerotinia</i> , <i>Fusarium</i> , <i>Rhizoctonia</i> , <i>Pythium</i> , <i>Phytophthora</i> , <i>Verticillium</i> , <i>Phomopsis</i> y <i>Rosellinia</i>	F	POLVO MOJABLE
	Biotrich	<i>T. viride</i> (1 cepa) y <i>T. harzianum</i> (3 cepas)	diversos cultivos	<i>Sclerotinia</i> , <i>Fusarium</i> , <i>Rhizoctonia</i> , <i>Pythium</i> , <i>Phytophthora</i> , <i>Verticillium</i> , <i>Phomopsis</i> y <i>Rosellinia</i>	F	POLVO MOJABLE

continúa en la página siguiente

PAÍS	PRODUCTO	CEPA	CULTIVO	PATÓGENOS	EFEECTO	FORMULADO
BRASIL	Ecotrich ES	<i>T. harzianum</i>	lechuga, papa, cebolla, poroto, zanahoria, repollo, tomate	<i>Rhizoctonia solani</i> , <i>Sclerotinia</i> y <i>Pythium</i>	F	LÍQUIDO/ TRATAMIENTO DE SEMILLAS
	ICB Nutrisolo SC y WP	<i>T. viride</i> , <i>T. harzianum</i> , <i>T. koningii</i> , <i>Trichoderma</i> spp.	diversos cultivos	<i>Sclerotinia</i> , <i>Fusarium</i> , <i>Rhizoctonia</i> , <i>Pythium</i> , <i>Phytophthora</i>	F	POLVO MOJABLE
	Quality WG	<i>T. asperellum</i>	poroto	fitopatógenos del suelo	F	GRANULOS
	Trichodel	<i>Trichoderma</i> spp.	cultivos hortícolas	<i>Botrytis</i> , <i>Plasmopara</i> , <i>Fusarium</i> , <i>Colletotrichum</i> , <i>Botryospaheeria</i> , <i>Alternaria</i> , <i>Pythium</i>	F	POLVO MOJABLE/ LÍQUIDO
	Trichodermax EC	<i>T. asperellum</i>	no especifica	<i>Fusarium</i> , <i>Verticillium</i> , <i>Sclerotinia</i> , <i>Pythium</i> , <i>Rhizoctonia</i> , <i>Botrytis</i> , <i>Monilinia</i>	F/ ISR	EMULSIÓN
	Trichodermil	<i>T. harzianum</i> cepas ESALQ-1306, ESALQ-1303	poroto	<i>Fusarium</i> , <i>Sclerotinia</i> , <i>Pythium</i> , <i>Rhizoctonia solani</i> , <i>Botrytis</i> <i>cinerea</i> , <i>Phytophthora infestans</i>	F	POLVO MOJABLE/ TRATAMIENTO DE SEMILLAS
	Trichonat	<i>Trichoderma</i> spp.	no especifica	<i>Fusarium</i> , <i>Verticillium</i> , <i>Sclerotinia</i> , <i>Pythium</i> , <i>Rhizoctonia</i> , <i>Botrytis</i> , <i>Phytophthora</i> , etc.	F	POLVO MOJABLE/ TRATAMIENTO DE SEMILLAS
	Trichoplus JCO	<i>Trichoderma</i> spp., <i>T. harzianum</i>	no especifica	<i>Fusarium</i> , <i>Sclerotinia</i> , <i>Sclerotium</i> <i>rolfsii</i> , <i>Macrophomina</i> , <i>Pythium</i> , <i>Rhizoctonia</i> , etc.	F	POLVO MOJABLE/ TRATAMIENTO DE SEMILLAS/ GRANULOS

continúa en la página siguiente

PAÍS	PRODUCTO	CEPA	CULTIVO	PATÓGENOS	EFFECTO	FORMULADO
BRASIL	Tricovab	<i>T. PGPFromaticum</i> 3550	Producción orgánica	<i>Moniliophthora perniciosa</i>	F	POLVO MOJABLE
	Trichoteam	<i>Trichoderma</i> spp.	no específica	<i>Crinipellis, Phytophthora, Colletotrichum, Sclerotinia sclerotiorum, Verticillium dahliae, Plasmopara viticola</i> , etc.	F/ PGPF	no específica
CHILE	Bio Traz	<i>T. harzianum</i> y <i>T. virens</i>	no específica	<i>Botrytis, Monilinia</i>	F/ PGPF	POLVO MOJABLE
	Biorend T	<i>T. harzianum</i> y quitosano	inductor de defensas	<i>Fusarium, Cythrocarron, Pythium, Rhizoctonia solani, Botrytis cinerea, Phytophthora</i> y <i>Verticillium</i>	ISR	POLVO MOJABLE
	Trichonativa	<i>T. harzianum, T. virens</i> y <i>T. parceramosum</i>	cultivos hortícolas	<i>Fusarium, Sclerotinia, Pythium, Rhizoctonia, Botrytis, Phytophthora, Venturia, Armillaria</i>	F	POLVO MOJABLE
COLOMBIA	Agroguard WG	<i>T. harzianum</i> DSM 14944	diversos cultivos	<i>Sclerotinia, Pythium, Rhizoctonia, Phoma, Sclerotium</i>	F	GRANULOS
	Antagon WP	<i>T. harzianum</i>	papa, cebolla	<i>Fusarium, Sclerotinia, Pythium, Rhizoctonia, Botrytis, Sclerotium, Rosellinia, Ceratocystis</i>	F/ PGPF	POLVO MOJABLE
	Fitotripen WP	<i>T. harzianum, T. koningii, T. viride</i>	diversos cultivos	<i>Fusarium, Sclerotinia, Rhizoctonia, Botrytis, Mycosphaerella</i>	F	POLVO MOJABLE
	Foliguard	<i>T. harzianum</i> DSM 14944	diversos cultivos	<i>Botrytis cinerea, Sphaerotheca pannosa, Oidium, Alternaria, Cladosporium</i>	F	LÍQUIDO

continúa en la página siguiente

PAÍS	PRODUCTO	CEPA	CULTIVO	PATÓGENOS	EFFECTO	FORMULADO
COLOMBIA	Trichobiol WP	<i>T. harzianum</i>	no especifica	<i>Fusarium, Pythium, Rhizoctonia, Phytophthora, Botrytis, Colletotrichum</i>	F/ PGPF/ ISR/ NEM	POLVO MOJABLE
	Trichodermus WP	<i>T. harzianum</i>	no especifica	no especifica	F	POLVO MOJABLE
	Trichogen	<i>T. lignorum</i>	no especifica	Fitopatógenos del suelo	F	POLVO MOJABLE
	Trichol	<i>Trichoderma</i> spp.	no especifica	Fitopatógenos del suelo	F	POLVO MOJABLE
	Trifisol	<i>T. viride</i> 2684	no especifica	Nematodos	NEM	POLVO MOJABLE
HONDURAS/COLOMBIA	Trichozam	<i>Trichoderma</i> spp.	cultivos hortícolas	<i>Fusarium, Pythium, Rhizoctonia, Phytophthora</i>	F	SÓLIDO, LÍQUIDO
	Mycobac WP	<i>T. lignorum</i>	diversos cultivos	<i>Fusarium, Sclerotinia, Pythium, Rhizoctonia, Botrytis, Rosellinia, Armillaria, Alternaria, Sclerotium, y nematodos</i>	F/ NEM	no especifica
COLOMBIA/ECUADOR	BioFungo WP	<i>T. harzianum</i> ATCC 52443	no especifica	<i>Botrytis cinerea</i>	F	POLVO MOJABLE
COLOMBIA, ECUADOR, PANAMÁ, PERÚ, CHILE	Tricho D WP	<i>T. harzianum</i> T-22 (ATCC 20847)	cultivos hortícolas	<i>Fusarium, Sclerotinia, Pythium, Rhizoctonia, Botrytis, Sclerotium, Rosellinia, Armillaria</i>	F	POLVO MOJABLE
COSTA RICA	Bioprotection TR	<i>T. asperellum</i>	no especifica	<i>Pythium, Rhizoctonia, Phytophthora, Botrytis, Colletotrichum, Fusarium</i>	F/ PGPF/ ISR	POLVO MOJABLE, SÓLIDO, LÍQUIDO
CUBA	Trichosav-34	<i>T. harzianum</i> A-34	cultivos hortícolas	<i>Pythium aphanidermatum, Rhizoctonia solani, Phytophthora parasitica, P. capsici, Sclerotium rolfsii, Fusarium</i>	F	SÓLIDO, LÍQUIDO
MÉXICO	Bactiva	<i>Trichoderma</i> spp. + <i>Bacillus subtilis</i>	no especifica	no especifica	F/ PGPF	POLVO MOJABLE

continúa en la página siguiente

PAÍS	PRODUCTO	CEPA	CULTIVO	PATÓGENOS	EFEECTO	FORMULADO
MÉXICO	Bioben	no especifica	Producción orgánica	<i>Pythium, Rhizoctonia, Phytophthora, Sclerotinia, Sclerotium, Fusarium, Verticillium</i>	F	POLVO MOJABLE
	NatuControl	<i>T. harzianum</i>	Producción orgánica	Fitopatógenos de raíz, <i>Phytophthora, Fusarium</i>	F/ PGPF/ ISR	POLVO MOJABLE
	PHC T-22, PHC PlanterBox	<i>T. harzianum</i> T-22 (KRL-AG2)	cultivos hortícolas y producción orgánica	Enfermedades de raíz, <i>Fusarium, Pythium, Rhizoctonia, Thielaviopsis</i> y <i>Cylindrocladium</i>	F/ PGPF/ ISR	POLVO MOJABLE, GRANULOS
PERÚ	<i>Trichomax</i>	<i>Trichoderma</i> spp.	diversos cultivos	<i>Pythium, Rhizoctonia, Phytophthora, Sclerotinia, Fusarium, Verticillium, Botrytis, Oidium</i> , etc.	F	POLVO MOJABLE
VENEZUELA	Natibiol	<i>T. harzianum</i>	diversos cultivos	<i>Rhizoctonia</i> spp.	F	no especifica
URUGUAY	Trichosoil	<i>T. harzianum</i>	Fitopatógenos de raíz	<i>Fusarium, Sclerotinia, Pythium</i>	F	no especifica

* No se encuentra en el listado de SENASA.

Referencias de siglas: F: fungicida, PGPF: hongos promotores de crecimiento vegetal ("*Plant Growth Promoting Fungi*"), ISR: relacionados con la inducción de resistencia sistémica ("*Induced Systemic Resistance*"), NEM: nematocidas.

BIBLIOGRAFÍA

- Alabouvette, C. & Steinberg, C. (2006). The soil as a reservoir for antagonists to plant diseases. *In*: Eilenberg, J. & Hokkanen, H.M.T. (Eds.). *An ecological and societal approach to biological control* (pp. 123-144). Dordrecht, Netherlands: Springer.
- Alabouvette, C., Backhouse, D., Steinberg, C., Donovan, N.J., Edel-Hermann, V. & Burgess, L.W. (2004). Microbial diversity in soil—effects on crop health. *In*: Schjønning, P. Elmholt, S. & Christensen, B.T. (Eds.). *Managing Soil Quality: Challenges in Modern Agriculture* (pp. 121-138). London, UK: CABI Publishing.
- Andreotti, M., Rojo, R., López, N., Beribe, M.J., Agamennoni, R., Baffoni, P., Gasoni, L., Martínez, M.C. & Barrera, V. (2012). Efecto de las rotaciones en cultivo de cebolla sobre la presencia de *Fusarium oxysporum* y hongos antagonistas. XIV Jornadas Fitosanitarias Argentinas. Potrero de los Funes, San Luis, Argentina.
- Bader, A.N., Salerno, G.L., Covacevich, F. & Consolo, V.F. (2019). Native *Trichoderma harzianum* strains from Argentina produce indole-3 acetic acid and phosphorus solubilization, promote growth and control wilt disease on tomato (*Solanum lycopersicum* L.). *Journal of King Saud University – Science*, en prensa.
- Barrera, V.A., López, N., Rojo, R., Agamennoni, R., Chiessa, G. & Martínez, M.C. (2010). Caracterización de abundancia y diversidad de hongos en suelos cultivados sometidos a distintos esquemas de rotaciones. XII Congreso Argentino de Microbiología - I Congreso de Microbiología Agrícola y Ambiental, CABA, Buenos Aires, Argentina.
- CASAFE. (2015). Buenas Prácticas Agrícolas: Directivas y requisitos para cultivos intensivos. BPA Red de Buenas Prácticas Agrícolas. <https://www.casafe.org/pdf/2016/BUENAS-PRACTICAS-AGRICOLAS/Cultivos-Intensivos.pdf>
- Castro, A. (2019). Guía didáctica: Horticultura argentina. Curso de Horticultura y Floricultura. FCAyF, UNLP. Recuperado de <http://aulavirtual.agro.unlp.edu.ar/course/view.php?id=136>
- Dal Bello, G., Lampugnani, G., Abramoff, C., Fusé, C. & Perelló A. (2015). Postharvest control of *Botrytis* gray mould in tomato by antagonists and biorational compounds. *Integrated Protection of Stored Products*, 111, 417-425.
- Dal Bello, G., Mónaco, C.I., Rollán, M.C., Lampugnani, G., Arteta, N., Abramoff, C., Ronco, L. & Stocco, M. (2008). Biocontrol of postharvest grey mould on tomato by yeasts. *Journal of Phytopathology*, 56, 257-263.
- de Nemirovsky, A.S. (2011). *Globalización y Agricultura Periurbana en la Argentina. Escenarios, recorridos y problemas* (Tesis de Maestría). Facultad Latinoamericana de Ciencias Sociales (FLACSO), Buenos Aires, Argentina.
- FAOWB. (2008). Urban agriculture for sustainable poverty alleviation and food security, Rome. Recuperado de http://www.fao.org/fileadmin/templates/FCIT/PDF/UPA_-WBpaper-Final_October_2008.pdf
- Ferrano, D.O. & Rositano, F. (2011). Conocimiento e insumos en la agricultura moderna. *Ciencia hoy*, 21(122), 17-22.

- Ferratto, J.A. & Fazzone, M.R. (Eds.). (2010). *Buenas Prácticas para la Agricultura Familiar: Cadena de las principales hortalizas de hojas en Argentina* (N°. Q02/5). CABA, Argentina: Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación- FAO. Recuperado de <http://www.fao.org/3/i1600s/i1600s.pdf>
- Gasoni, L., Cozzi, J., Kobayashi, K., Yossen, V., Zumelzu, G., Babbitt, S. & Kahn, N. (2001). Yield response of lettuce and potato to bacterial and fungal inoculants under field conditions in Córdoba (Argentina). *Journal of Plant Diseases and Protection*, 108(5), 530-535.
- Gasoni, L., Kahn, N., Yossen, V., Cozzi, J., Kobayashi, K., Babbitt, S., Barrera, V. & Zumelzú, G. (2008). Effect of soil solarization and biocontrol agents on plant stand and yield on table beet in Cordoba (Argentina). *Crop protection*, 27(3-5), 337-342.
- Katan, J. & DeVay, J.E. (Eds.). (1991). *Soil solarization*. 267 p. Boca Ratón, EEUU: CRC Press.
- Katan, J. (1981). Solar heating (solarization) of soil for control of soilborne pests. *Annual review of Phytopathology*, 19(1), 211-236.
- Lecuona, R. (2018). Cuando los bioinsumos vienen marchando. Columna en Revista RIA. Recuperado de <http://ria.inta.gov.ar/contenido/cuando-los-bioinsumos-vienen-marchando>.
- Malbrán, I., Mourellos, C.A., Mitidieri, M.S., Ronco, B.L. & Lori, G.A. (2014). *Fusarium* wilt of lettuce caused by *Fusarium oxysporum* f. sp. *lactucae* in Argentina. *Plant Disease*, 98(9), 1281.
- Martin, M. (2019). Aplicaciones biotecnológicas de aislamientos del hongo *Cladorrhinum* spp. en el control de fitopatógenos y en la promoción del crecimiento vegetal (Tesis Doctoral). FFyB, UBA. Buenos Aires, Argentina.
- Martinengo de Mitidieri, I.Z. (1998). Trece años de estudio sobre control biológico de hongos patógenos del suelo con *Trichoderma* spp. pp. 17. 1º Congreso Argentino de Control Biológico de Enfermedades de las Plantas. Buenos Aires, Argentina.
- Martinengo, I.Z., Mitidieri, A., Francescangeli, N., Constantino, A. & Amma, A.T. (1995). Seminario Solarización del Suelo. EEA San Pedro, INTA. Recuperado de <http://hdl.handle.net/20.500.12123/4851>.
- Mitidieri, M. (2011). Irma Martinengo de Mitidieri, pionera en experiencias en fitopatología. Informe Frutihortícola 1 de junio. Recuperado de http://infofrut.com.ar/index.php?option=com_content&view=article&id=1344:irma-martinengo-de-mitidieri-pionera-en-experiencias-en-fitopatologia&catid=92:sanidad
- Mitidieri, M. (2013). La biofumigación y el uso de portainjertos resistentes hacen posible el manejo sostenible de patógenos de suelo en cultivos hortícolas. En: Mitidieri, M. & Francescangeli, N. (Eds.), *Sanidad en Cultivos Intensivos. Módulo 2: Tomate y pimiento. Cómo mantener la sanidad de manera responsable*. (pp. 8). Buenos Aires, Argentina: Ediciones INTA.
- Mitidieri, M. (2015). Programa Nacional Hortalizas, Flores y Aromáticas. Plan de Gestión Integrador PNHFA 1106081. Contribución al desarrollo territorial de las producciones intensivas. Recuperado de https://inta.gov.ar/sites/default/files/script-tmp-plan_de_gestin_pnhfa_1106081.pdf.
- Mitidieri, M., Brambilla, V., Saliva, V., Piris, E., Piris, M., Celié, R., Pereyra, C., Del Pardo, K., Chaves, E. & González, J. (2009). Efecto de distintas secuencias de tratamientos de biofumigación sobre parámetros fisicoquímicos y biológicos del suelo, el rendimiento y la salinidad de cultivos de tomate y lechuga bajo cubierta. *Horticultura Argentina*, 28(67), 5-17.

- Mitidieri, M.S., Piris, E.B., Brambilla, M.V., Barbieri, M.O., Cap, G.B., González, J. & Paunero, I.E. (2015). Evaluación de parámetros de rendimiento y sanidad de dos híbridos comerciales de tomate (*Solanum lycopersicum* L.) injertados sobre *Solanum sisymbriifolium* (Lam.), en un invernadero con suelo biosolarizado. *Horticultura Argentina*, 34(84), 5-17.
- Mónaco, C., Dal Bello, G., Rollán, M.C., Ronco, L., Lampugnani, G., Arteta, N., Abramoff, C. & Aprea, A. (2009). Biological control of *Botrytis cinerea* on tomato using naturally occurring fungal antagonists. *Archives of Phytopathology and Plant Protection*, 42, 729-737.
- Morra, M.J. & Kirkegaard, J.A. (2002). Isothiocyanate release from soil-incorporated *Brassica* tissues. *Soil Biology and Biochemistry*, 34(11), 1683-1690.
- Perotto, M.C., Pozzi, E.A., Celli, M.G., Luciani, C.E., Mitidieri, M.S. & Conci, V.C. (2018). Identification and characterization of a new potyvirus infecting cucurbits. *Archives of virology*, 163(3), 719-724.
- Rivera, M. & Wright, E. (2014). Control biológico de enfermedades de plantas en Argentina. En: Bettioli, W., Rivera, M.C., Mondino, P., Montealegre, J.R. & Colmenarez, Y. (Eds.), *Control biológico de enfermedades de plantas en América Latina y el Caribe*. (pp. 9-82). Brasilia, Brasil: Embrapa Meio Ambiente-Livro científico (ALICE).
- Rivera, M.C. & Wright, E.R. (2009). Research on vermicompost as plant growth promoter and disease suppressive substrate in Latin America. *Vermitechnology I. Dynamic Soil, Dynamic Plant*, 3, 32-40.
- Rivera, M.C., Wright, E.R., López, M.V. & Fabrizio, M.C. (2004a). Temperature and dosage dependent suppression of damping-off caused by *Rhizoctonia solani* in vermicompost amended nurseries of white pumpkin. *Phyton*, 53, 131-136.
- Rivera, M.C., Wright, E.R., López, M.V., Garda, D. & Barragué, M.Y. (2004b). Promotion of growth and control of damping-off (*Rhizoctonia solani*) of greenhouse tomatoes amended with vermicompost. *Phyton*, 53, 229-235.
- Rojo, R., López, N., Andreotti, M., Baffoni, P., Agamennoni, R., Gasoni, L., Barrera, V.A. & Martínez, M.C. (2013). Relación entre la distribución en el suelo de *Fusarium oxysporum* y hongos potencialmente biocontroladores en la combinación de rotaciones de cultivo de cebolla. XIII Congreso Argentino de Microbiología, CABA, Buenos Aires, Argentina.
- Romero, F.M., Marina, M. & Pieckenstain, F.L. (2016). Novel components of leaf bacterial communities of field-grown tomato plants and their potential for plant growth promotion and biocontrol of tomato diseases. *Research in Microbiology*, 167, 222-233.
- Sánchez, A.D., Barrera, V., Reybet, G.E. & Sosa, M.C. (2015). Biocontrol con *Trichoderma* spp. de *Fusarium oxysporum* causal del "mal de almácigos" en pre y post emergencia en cebolla. *Revista de la Facultad de Agronomía de La Plata*, 114(1), 61-70.
- Tassara, C.A., Lopez, M.V. & Wright, E.R. (2001). Efectos de extractos de una cianofita (*Nostoc muscorum*) sobre *Sclerotinia sclerotiorum* en plántulas de lechuga. *Revista de la Facultad de Agronomía, Universidad de Buenos Aires*, 21, 1-4.
- Villaamil Lepori, E., Bovi Mitre, G. & Nassetta, M. (2013). Situación actual de la contaminación por plaguicidas en Argentina. *Revista Internacional de Contaminación Ambiental*, 29, 25-43.
- Wiggins B.E. & Kinkel, L.L. (2005). Green manures and crop sequences influence potato diseases and pathogen inhibitory activity of indigenous streptomycetes. *Phytopathology*, 95, 178-185.

- Woo, S.L., Ruocco, M., Vinale, F., Nigro, M., Marra, R., Lombardi, N., Pascale A., Lanzuise S., Manganiello G. & Lorito, M. (2014). *Trichoderma*-based products and their widespread use in agriculture. *The Open Mycology Journal*, 8(1), 71-126.
- Yossen, V., Rojo, R., Barrera, V., Chiessa, G., Zumelzú, G., Cozzi, J., Kobayashi, K. & Gasoni, L. (2011). Effect of green manure and biocontrol agents on potato crop in Córdoba, Argentina. *Journal of Plant Pathology*, 93(3), 713-717.
- Zapata, R., Spivak, S., Filipini, O. & Fabrizio, M.D.C. (1997). Control de la podredumbre de la endivia (*Cichorium intybus* L. var. *foliosum*) producida por *Sclerotinia sclerotiorum* mediante la aplicación de *Trichoderma harzianum*. *Revista Facultad Agronomía*, 17(2), 151-158.
- Zapata, R.L., Palmucci, H.E., Murray, V.B. & López, V. (2001). Ensayos para el control biológico del mal de los almácigos en berenjena con *Pseudomonas fluorescens* y *Trichoderma harzianum*. *Revista de la Facultad de Agronomía, Universidad de Buenos Aires*, 21(3), 207-211.

CAPÍTULO 12

BACTERIAS PROMOTORAS DEL CRECIMIENTO VEGETAL

García, J. E., Vallejo, D. A. y Puente, M. L.

CARACTERÍSTICAS GENERALES Y MECANISMOS DE PROMOCIÓN

La horticultura en la Argentina se caracteriza por presentar alta intensidad en la utilización de los factores de producción, con un excesivo uso de insumos en las cercanías a los centros urbanos. Es por eso, que resulta imperiosa la necesidad de desarrollar estrategias productivas amigables con el ambiente. En este contexto, la inoculación con rizobacterias promotoras del crecimiento vegetal (o PGPR, por sus siglas en inglés *Plant growth-promoting rhizobacteria*) ha demostrado ser una herramienta importante en sistemas productivos sustentables como práctica de manejo tendiente a la reducción o no - uso de fertilizantes químicos, con potencial uso en la producción orgánica, o para la intensificación agroecológica de los cultivos.

Las PGPR comprenden a aquellos microorganismos que colonizan la rizósfera de las plantas y promueven el crecimiento vegetal. Poseen la capacidad de colonizar el sistema radicular de las plantas o su entorno más cercano, clasificándose en tres grupos principales: las que pueden colonizar el tejido de la planta formando nódulos (simbióticas), las que se hospedan en estructuras internas de la planta (endofíticas) y las que colonizan la rizosfera y/o el rizoplaneo de la planta (bacterias de vida libre) (Kloepper *et al.*, 1989).

Las PGPR, para cumplir su condición, deben presentar las siguientes habilidades: (i) ser competentes para colonizar la superficie de la raíz, (ii) sobrevivir, multiplicarse y competir con la microbiota del suelo al menos por el tiempo necesario para expresar sus actividades de promoción y/o protección, y (iii) promover el crecimiento vegetal (Kloepper, 1994).

Rizobacterias con actividad PGPR ocurren en un número de filos bacterianos (Actinobacteria, Proteobacteria y Firmicutes) (Ruzzi y Aroca, 2015) destacándose los siguientes géneros: *Bacillus*, *Pseudomonas*, *Azospirillum*,

Azotobacter, *Burkholderia*, *Rhizobium* (Kloepper *et al.*, 1989), *Paenibacillus* (Timmusk, *et al.*, 1999), *Gluconacetobacter*, *Beijerinckia*, *Burkholderia*, *Enterobacter*, *Herbaspirillum*, *Klebsiella* (Bhattacharyya y Jha, 2012; Vessey, 2003; Dobbelaere, 2002), entre otros.

Mecanismos de promoción

De acuerdo con Glick (2012), las PGPR pueden determinar sus efectos benéficos sobre las plantas a través de mecanismos de acción directos e indirectos.

Mecanismos directos: cuando las bacterias PGPR sintetizan compuestos que son liberados a la rizosfera y tomados por la planta para su metabolismo, o aquellos que facilitan la captura por parte de la planta de ciertos nutrientes. Dentro de este grupo se incluye a los que secretan fitohormonas (Torres-Rubio *et al.*, 2000), entre ellas, auxinas, citocininas, etileno, giberelinas y ácido abscísico (ABA). Las fitohormonas son consideradas uno de los elementos principales de la promoción directa del crecimiento vegetal y esta propiedad se encuentra ampliamente distribuida a lo largo de diferentes géneros bacterianos. Otros mecanismos directos incluyen la fijación biológica de nitrógeno (FBN), la producción de sideróforos, la reducción de los niveles de etileno en la planta y la solubilización de fosfatos.

Mecanismos indirectos: cuando las bacterias PGPR disminuyen o previenen los efectos deletéreos de microorganismos patógenos, entre ellos podemos citar la protección antibiótica contra bacterias patógenas, reducción del hierro disponible en la rizosfera para fitopatógenos, síntesis de enzimas que lisan la pared celular fúngica, la competencia con organismos patógenos por los sitios de colonización y la inducción de resistencia sistémica.

Efecto de las fitohormonas

En numerosos trabajos se ha determinado *in vitro* la capacidad de diversos géneros bacterianos de producir auxinas con el método colorimétrico que utiliza el reactivo de Salkowski (Ahmad *et al.*, 2005). Este método no solo detecta ácido indolacético (AIA), sino también ácido indolpirúvico e indolacetamida que deberá ser tenido en cuenta a la hora de interpretar los resultados (Glickmann y

Dessaux, 1995). Utilizando este método, García *et al.* (2017) reportaron que diferentes cepas de *Azospirillum* sp. (depositadas en la Colección del Laboratorio de Bacterias Promotoras del Crecimiento Vegetal (LBPCV) - IMYZA - CNIA - INTA) producen AIA en un rango de variación de 5 a 23,8 µg/ml. Otros reportes, entre ellos, Rojas-Contreras *et al.* (2010) han demostrado que aislamientos de *Bacillus* sp. provenientes de suelos contaminados con hidrocarburos derivados del petróleo tienen la capacidad de producir altas concentraciones AIA (alrededor de 30 µg/ml). Por otro lado, evaluaron la respuesta a la inoculación en *Cynodon dactylon* con los aislamientos productores de AIA, cuyos resultados mostraron incrementos en el sistema radical y foliar.

Puente *et al.* (2017) evaluaron el efecto de la inoculación de semillas de soja con *B. japonicum* E109 con la co-inoculación foliar de *A. brasilense* Az39, usando la cepa salvaje y la cepa mutada Az39 *ipdC* no productora de AIA, y la aplicación foliar de AIA sintético. Los resultados obtenidos revelaron que la inoculación foliar con la cepa Az39 salvaje (productora de AIA) mostró incrementos significativos en altura de planta, peso fresco de parte aérea, largo radicular y peso fresco radicular, número de nódulos en la raíz principal y peso fresco de los mismos respecto de la inoculación solo con *Bradyrhizobium*. Además, superó la respuesta observada al inocular de manera foliar con AIA sintético, que solo mostro incrementos en el número de nódulos presentes en raíz secundaria. La co-inoculación foliar con la cepa mutada Az39 *ipdC* (no productora de AIA) no produjo efectos de promoción sobre el cultivo de soja respecto de la inoculación solo con *B. japonicum*, generando una respuesta significativamente menor en distintos parámetros biológicos de la planta. Los ensayos realizados demostraron que la producción de AIA por *A. brasilense* Az39 es la principal responsable de los efectos de promoción observados en la planta de soja.

El efecto de las giberelinas bacterianas fue evaluado por Gutiérrez-Mañero *et al.* (2001), quienes evaluaron la promoción del crecimiento en *Alnus glutinosa* inoculado con extractos bacterianos de *Bacillus pumilus* y *B. lechiformis*, ambos productores de alta concentración de giberelinas. Los resultados demostraron que los medios bacterianos tienen un potencial de alargar el tallo y los brotes. Estos resultados sugieren que la promoción inducida por las rizobacterias podría estar mediada por las giberelinas bacterianas.

La producción de citocininas (especialmente zeatina) se ha documentado en varios PGPR como *Arthrobacter giacomelloi*, *Azospirillum brasilense*, *Bradyrhizobium japonicum*, *Bacillus licheniformis*, *Pseudomonas fluorescens* y *Paenibacillus polymyxa* (Cacciari *et al.*, 1989; Timmusk *et al.*, 1999; García de Salamone *et al.*, 2001; Perrig *et al.*, 2007; Cassán *et al.*, 2009; Hussain y Hasnain, 2009).

La fijación biológica de nitrógeno

El nitrógeno es uno de los elementos más importantes para la nutrición de las plantas debido a que es el constituyente esencial de los nucleótidos, lípidos de membrana y aminoácidos (Marschner, 1995; Jarquín-Sánchez *et al.*, 2011). Su deficiencia en los suelos es uno de los principales factores que limitan el crecimiento y rendimiento de los cultivos (Martínez *et al.*, 2015). En la actualidad, se requiere de grandes cantidades de fertilizantes nitrogenados químicos para incrementar los rendimientos de los cultivos, pero su uso excesivo presenta desventajas como la contaminación ambiental además de un gran aumento en los costos de producción. En forma natural, el nitrógeno se encuentra en la atmósfera como gas, que es el reservorio más grande con un 79 % en su forma elemental N_2 . Sin embargo, metabólicamente no está disponible para su asimilación por las plantas superiores (Celaya-Michel y Castellanos-Villegas, 2011) debido a que no poseen mecanismos para romper el triple enlace covalente. El N_2 puede entrar al ciclo del nitrógeno a través de la acción de diferentes microorganismos que pueden convertirlo a formas inorgánicas disponibles para las plantas usando un sistema complejo de enzimas conocido como nitrogenasa (Franche *et al.*, 2009). Esta conversión es conocida como fijación biológica de nitrógeno (FBN) (Philippot y Germon, 2005). Los microorganismos fijadores de nitrógeno pueden interactuar de forma simbiótica con la planta como en el caso rizobio-leguminosa o comportarse como diazótrofos asociativos (Hernández-Rodríguez *et al.*, 2014). Comparando los dos tipos de fijación, se determinó que en la fijación no simbiótica las bacterias fijan menos cantidad de nitrógeno que en la simbiótica (James y Olivares, 1998). Sin embargo, a pesar de su baja capacidad de fijación, algunos PGPR tienen demostrado ser muy eficaces en el aumento de este proceso haciendo que los nutrientes esenciales como el nitrógeno estén disponibles para las plantas (Odoh, 2017).

En el proceso de fijación de nitrógeno no simbiótico, los diazótrofos de vida libre realizan su papel estimulando el crecimiento de plantas no leguminosas. Varios géneros de bacterias pueden incluirse dentro de la denominación de fijadores de nitrógeno de vida libre incluyendo, entre otros a: *Acetobacter*, *Azoarcus*, *Azospirillum*, *Azotobacter*, *Gluconacetobacter*, *Beijerinckia*, *Burkholderia*, *Enterobacter*, *Herbaspirillum*, *Klebsiella*, *Paenibacillus* y *Pseudomonas* (Bhattacharyya y Jha, 2012; Vessey, 2003; Dobbelaere, 2002). El número de bacterias fijadoras de nitrógeno es particularmente elevado en la zona de la rizósfera debido a la liberación de compuestos orgánicos por las plantas que les sirven como nutrimento (Mayz-Figueroa, 2004).

Hay muchos factores que afectan la actividad de la nitrogenasa de los diazótrofos de vida libre, como el sustrato, la nutrición mineral, el suministro de oxígeno, el pH y la presencia de nitrógeno (Stella y Suhaimi, 2010). En cuanto al oxígeno, la actividad del complejo enzimático puede ser mermada por su presencia, de tal manera que los organismos fijadores presentan mecanismos que le permiten mantener bajos los niveles de este para continuar con la actividad enzimática (p. ej.: alta tasa respiratoria, protección conformacional, etc.) (Ureta y Nordlund, 2002). Tanto la actividad como la síntesis de la nitrogenasa son procesos metabólicos que requieren una considerable cantidad de energía y metabolitos, por lo que la nitrogenasa está estrictamente regulada por la concentración intracelular de amonio u otras formas de nitrógeno (Oelze y Klein, 1996).

La fijación de nitrógeno microbiana puede ser medida por la técnica de reducción de acetileno que se basa en la capacidad que tiene la enzima nitrogenasa de reducir el acetileno a etileno (Dalton y Kramer, 2007).

La fijación biológica de nitrógeno por *Azospirillum*

Azospirillum es un diazótrofo microaerófilico que se localiza exclusivamente en zonas donde existe baja tensión de O₂, particularmente la rizósfera de las plantas. *Azospirillum* fija nitrógeno solo bajo condiciones microaeróbicas de 0.2 kPa de oxígeno aproximadamente, aunque esta concentración varía entre cepas y especies (Hartmann y Baldani, 2006). La FBN fue propuesta originalmente como el principal mecanismo por el cual *Azospirillum* promovía el crecimiento vegetal (Okon, 1994), ya que luego de la inoculación, las plantas presentaban un

incremento en el N total en tallos y granos (Kapulnik *et al.*, 1981). Sin embargo, esta afirmación comenzó a ser controversial a partir de estudios que demostraron que la contribución de la FBN por *Azospirillum* para la planta es mínima y oscila como máximo entre 5 y 18 % del incremento total de N en la planta (Bashan y de-Bashan, 2010). Además, la inoculación de cereales con una cepa de *Azospirillum* deficiente en la FBN (mutante Nif) causaba el mismo efecto que las cepas parentales (Barbieri *et al.*, 1986; Morgenstern y Okon, 1987) indicando que la respuesta de la planta se debía a otros factores independientemente de la FBN. Nuevos ensayos confirmaron esta hipótesis al observar que plántulas de tomate respondieron a la inoculación con la mutante Nif- de forma similar a la respuesta obtenida con la cepa silvestre (Bashan *et al.*, 1989). En contraposición, otros estudios hechos con *Azospirillum* comprobaron un aporte significativo a las plantas del nitrógeno fijado por la bacteria, sugiriendo que la FBN debe ser considerada como un mecanismo más de las PGPR (Bashan y de-Bashan, 2010).

La biosíntesis de la dinitrogenasa involucra de 15 a 20 genes, relacionados con la síntesis de los componentes del complejo nitrogenasa, la activación de los mismos, la codificación de donadores de electrones, la regulación de la nitrogenasa, así como genes de función desconocida. Los genes involucrados en la fijación de nitrógeno (genes Nif, identificados en *Azospirillum brasilense*), están localizados en por lo menos cuatro regiones del genoma las cuales abarcan un mínimo de 65 kb de ADN (Singh *et al.*, 1989).

La fijación biológica de nitrógeno por otros géneros PGPR

Azotobacter es un diazótrofo de vida libre que fija nitrógeno en plantas no leguminosas como trigo, arroz y otros cultivos (Verma *et al.*, 2010). Tal como sucedió con el género *Azospirillum*, inicialmente la fijación de nitrógeno fue considerada el principal mecanismo por el cual *Azotobacter* estimulaba el crecimiento de las plantas (Rubio, 2011). Sin embargo, este debe ser considerado como un mecanismo más ya que el género presenta otros, solubilización de fosfatos, síntesis de antibióticos, producción de fitohormonas y vitaminas. Este género tiene la capacidad de fijar un promedio de 20 kg N por año (Al Abboud *et al.*, 2014).

Los miembros de este grupo fijan N₂ mejor a baja tensión de oxígeno, probablemente porque la fijación es un proceso reductor (es decir, la nitrogenasa se inhibe o inactiva por el oxígeno). Sin embargo, en cultivos de enriquecimiento, se debe tener cuidado de proporcionar la aireación suficiente, con el fin de suprimir el desarrollo de bacterias anaeróbicas o facultativamente anaerobias que pueden desarrollarse en casos de anoxia o cuando la tensión de oxígeno es baja (Becking, 2006).

Guzmán *et al.* (2012) demostraron, mediante la utilización de la técnica de reducción de acetileno, que aislamientos de *Azotobacter* provenientes de suelo rizosférico del cultivo de algodón tienen la capacidad potencial de fijar N₂ donde los valores sobresalientes fueron presentados por las cepas NAT 9 (206,43 nmol C₂H₂ mL⁻¹·h⁻¹), NAT 4 (292,77 nmol C₂H₂ mL⁻¹·h⁻¹) y la cepa NAT 6 (460,60 nmol C₂H₂ mL⁻¹·h⁻¹).

Entre otras especies de PGPR descritas como fijadoras de nitrógeno se encuentran *Paenibacillus macerans* y *Paenibacillus polymyxa*. *P. macerans* es una especie abundante en suelos y material vegetal en degradación. Su capacidad fijadora de nitrógeno se mantiene solo bajo condiciones anaeróbicas, ya que no posee ningún mecanismo de protección de la enzima nitrogenasa frente al oxígeno (Benintende, 2010).

En lo que respecta a la especie *P. polymyxa*, es una bacteria formadora de endoesporas que no es patógena y se encuentra en ambientes tales como raíces de plantas, suelo y sedimentos marinos (Timmusk *et al.*, 2005). El amplio rango de características potenciales de promoción del crecimiento de las plantas de estas bacterias incluye la capacidad de fijar N y producir fitohormonas (Lal y Tabacchioni, 2009). En ensayos con N15, realizado con plantas de pino americano (*Pinus contorta*) y cedro rojo occidental inoculadas con una cepa de *P. polymyxa* y cultivadas en un suelo muy limitado de N durante 13 meses, se encontró que las plántulas de pino americano (*Lodgepole pine*) derivaron el 79 % de su N foliar de la atmósfera (Anand *et al.*, 2013) y las plántulas de cedro rojo occidental obtuvieron el 36 % de su N foliar de la atmósfera (Anand y Chanway, 2013). En ensayos en canola se pudo determinar que las plántulas de canola derivaron cerca del 20 % de N foliar de la atmósfera debido a la actividad de una cepa de *P. polymyxa* (Puri *et al.*, 2016).

Aumento de la disponibilidad y absorción de ciertos nutrientes como el P y Fe

El fósforo es uno de los macronutrientes esenciales para el crecimiento y desarrollo de las plantas. Es el segundo en importancia después del nitrógeno. Este elemento tiene un rol fundamental debido a que es uno de los constituyentes de las moléculas energéticas como adenosin trifosfato (ATP) la cual, interviene en reacciones bioquímicas necesarias de energía. Además, forma parte de moléculas como ácidos nucleicos y fosfolípidos (Fernández, 2007; White y Hammond, 2008).

El suelo contiene, por lo general, suficiente fósforo total, pero está disponible para las plantas en bajas cantidades debido a su alta insolubilidad y los vegetales solo pueden asimilarlo en forma de ortofosfatos: H_2PO_4^- y HPO_4^{2-} . Por este motivo, en muchas ocasiones este mineral se convierte en factor limitante para la producción agrícola lo cual lleva a la necesidad de realizar aplicaciones químicas fosforadas al sistema para paliar esta deficiencia. Esta práctica agronómica por un lado eleva los costos de producción y, además, un uso inadecuado produce efectos negativos en el ambiente como por ejemplo la acumulación de fósforo en los cuerpos de agua (proceso de eutrofización) (Alfaro y Salazar, 2005; Huang *et al.*, 2017).

Existen alternativas amigables con el ambiente mediante el uso de microorganismos que favorecen la solubilización de fosfatos poco solubles con el fin de disminuir el uso de productos químicos, pero manteniendo la productividad de los cultivos. Entre los géneros bacterianos que poseen esta capacidad se encuentran: *Pseudomonas*, *Bacillus*, *Streptomyces*, *Azotobacter*, *Azospirillum*, *Burkholderia*, entre otros.

Numerosos autores han demostrado la capacidad de solubilización de fósforo *in vitro* de diferentes bacterias; así, Prieto-Correal *et al.* (2015) reportaron que la cepa T3A de *Streptomyces* sp. fue capaz de solubilizar diferentes fuentes de fosfatos insolubles con valores de 122 mg/L para $\text{Ca}_3(\text{PO}_4)_2$, 14 mg/L para AlPO_4 y 19,6 mg/L de roca fosfórica. Tejera-Hernández *et al.* (2013) evaluaron la solubilización de $\text{Ca}_3(\text{PO}_4)_2$ de diferentes aislamientos de *Bacillus* sp. obteniendo concentraciones de fosfatos solubles entre los 0,23 y 11,58 mg/L. López *et al.* (2014) encontraron que las cepas FR1 de *Pseudomonas fluorescens* y UVLO27 y

LEAV18 de *Pseudomonas* sp. fueron capaces de solubilizar roca fosfórica y produjeron 26,57 mg/L; 25,93 mg/L y 22,79 mg/L, respectivamente, de fósforo soluble. Además, evaluaron el efecto de los microorganismos en plantas de lechuga bajo condiciones de invernadero y observaron que las cepas de *Pseudomonas fluorescens* FR1 y UVLO27 incrementaron de manera significativa la biomasa y el desarrollo de las plantas. Maroniche *et al.* (2016) demostraron que la cepa ZME4 de *P. fluorescens*, en el primer momento de muestreo (24 horas), presentó alta capacidad de solubilizar hidroxapatita como fuente de fósforo insoluble, con un promedio de producción de $402,5 \pm 72,04$ mg/L de fósforo soluble. Por otra parte, evaluaron la capacidad de promoción del crecimiento, tanto en condiciones controladas como en invernáculo, en plantas de lechuga inoculadas con diversas cepas de *Pseudomonas* y obtuvieron como resultados que la cepa ZME4 de *P. fluorescens* fue, en general, el promotor de crecimiento más consistente de las plantas en ambas condiciones.

Otro elemento esencial para el crecimiento de las plantas es el hierro. Este es un micronutriente importante ya que participa en diferentes procesos como síntesis de ADN y ARN, fotosíntesis, respiración, entre otros (Aguado-Santacruz *et al.*, 2012). Generalmente, en los suelos este elemento es abundante pero se encuentra en baja disponibilidad debido a que está presente como ion Fe^{3+} que tiene muy poca solubilidad a pH neutro y, por ende, no puede ser utilizado por los organismos, tanto plantas como bacterias. Algunos microorganismos se han adaptado a la baja disponibilidad del Fe en el medio mediante la producción de sideróforos, los cuales actúan como agentes solubilizadores del hierro de compuestos minerales u orgánicos (Indiragandhi *et al.*, 2008) ya que capturan los iones férricos y forman un complejo que es absorbido por las células bacterianas (Höfte y Bakker, 2007). La adquisición de hierro mediada por sideróforos juega un rol fundamental en la habilidad de los microorganismos para colonizar raíces e interviene en las interacciones entre microorganismos en la rizósfera. La ventaja competitiva para las plantas radica tanto en que pueden mejorar la disponibilidad de hierro (Sharma *et al.*, 2003) como por la inhibición del crecimiento de otros microorganismos, incluyendo microorganismos patógenos (Lugtenberg y Kamilova, 2009).

La habilidad de los sideróforos para actuar como agentes efectivos supresores de enfermedades es afectada por el tipo de planta, la especificidad del fitopatógeno a suprimir, la composición del suelo y la bacteria que sintetiza el sideróforo (Carcaño-Montiel *et al.*, 2006).

Diversos autores han evaluado la producción de sideróforos por parte de diferentes bacterias. Luna-Martínez *et al.* (2013) encontraron que las cepas MA06 y MA17 de *Bacillus megaterium* fueron capaces de producir esta molécula. Por otro lado, observaron que cuando inocularon semillas de tomate con la cepa MA17 el porcentaje de germinación aumentó un 6 %. Mientras que la cepa MA06 incrementó el peso de las plántulas en 17 %. En semillas de pimiento, la cepa MA06 incrementó el porcentaje de germinación en 7 % y MA17 incrementó la biomasa en 16 %.

Sánchez López *et al.* (2012) encontraron que las cepas BEOO2 y BEOO3 de *Bacillus* sp. y PSO14 de *Pseudomonas putida* fueron capaces de producir estas moléculas. A su vez vieron que, en ensayos de inoculación de tomate, la cepa PSO14 incrementó de manera significativa la biomasa y desarrollo de la planta, así como el rendimiento en la producción de frutos.

Tolerancia a estreses abióticos y bióticos

Existen diversos mecanismos que explican como las PGPR pueden proveer protección a los cultivos bajo condiciones de estrés hídrico o salino. Uno de ellos es la actividad de la enzima ACC deaminasa por parte de algunos géneros de PGPR. En respuesta a factores adversos las plantas incrementan su biosíntesis de etileno, lo que induce ciertos cambios característicos en la planta, como detener la elongación de la raíz e inducir la producción y elongación de raíces adventicias, acelerar la senescencia de flores, promover la abscisión de flores y frutos y, finalmente, provocar la muerte de la planta (Abeles *et al.*, 1992; Des Marais y Juenger, 2010). Las PGPR que presentan la enzima ACC deaminasa pueden usar el precursor del etileno como fuente de nitrógeno, así la hidrólisis bacteriana de ACC conduce a un descenso de los niveles de etileno en la planta, lo cual conduce a un incremento en el crecimiento radicular (Glick *et al.*, 1998). La disminución del etileno en la planta juega un rol clave en la transducción de señales relacionadas al estrés (Glick, 2005) y conduce a un crecimiento normal

(Glick *et al.*, 2007). La inoculación de plantas de arveja con una cepa de *Pseudomonas* spp., que presentaba actividad ACC deaminasa, eliminó parcialmente los efectos producidos por estrés por sequía (Arshad *et al.*, 2008). En tomate, Ali *et al.* (2013) encontraron que, bajo estrés salino severo, plantas tratadas con cepas de *P. fluorescens* y *P. migulae* productoras de ACC crecieron más saludables y en mayor medida que aquellas inoculadas con las cepas mutantes deficientes de actividad ACC o respecto de los controles no inoculados.

Como se mencionó anteriormente, las PGPR colonizan la rizósfera de numerosos cultivos y le confieren efectos benéficos. En los últimos años, también se les atribuye que inducen cambios relacionados con la defensa de las plantas. En este sentido, Yang *et al.* (2009) propusieron el término “tolerancia sistémica inducida” (IST) a los cambios físicos y químicos de las plantas inducidos por PGPR que resultan en mejoras en la tolerancia a diferentes estreses abióticos. Existen numerosos reportes que demuestran que las plantas inoculadas con PGPR exhiben mayor tolerancia a estreses abióticos, como el hídrico y el osmótico (Morgan, 1984; Hasegawa *et al.*, 2000; Bacilio *et al.*, 2004; Egamberdiyeva y Höflich, 2004; Hamdia *et al.*, 2004; Mayak *et al.*, 2004; Yuwono *et al.*, 2005; Sziderics *et al.*, 2007; Belimov *et al.*, 2009; Dimkpa *et al.*, 2009; Yang *et al.*, 2009). Timmusk y Wagner (1999) fueron los primeros en demostrar que la inoculación con *P. polymyxa* le confiere tolerancia a la sequía a *Arabidopsis thaliana* a través de la inducción de genes de respuesta a la sequía, ERD15 (*Early Response to Dehydration* 15).

Las evidencias de mitigación del estrés por parte de diversas PGPR están ampliamente estudiadas. La inoculación con la cepa Sp245 de *A. brasilense* en el cultivo de trigo (*Triticum aestivum*) en condiciones de sequía dio lugar a un mejor estado hídrico lo que condujo a mayor rendimiento de grano y contenido de minerales (Mg, K y Ca). En condiciones de sequía a campo, la inoculación aumentó la elasticidad de la pared celular en la hoja bandera y permitió disminuir las pérdidas del rendimiento durante un período de sequía moderada en el estadio fenológico de anthesis (Creus *et al.*, 2004). En este mismo cultivo, Ahemad y Kibret (2014) demostraron que la inoculación con *Azospirillum* y *Bacillus* mejoró el crecimiento de las plantas bajo estrés hídrico evidenciado por una mayor supervivencia, mayor peso seco y fresco y contenido de agua en las plántulas. Además, al analizar la actividad de las enzimas del ciclo antioxidante ascorbato-

glutación, observaron una mayor actividad antioxidante en las plantas inoculadas. La inoculación con *Azospirillum* produjo un mejor estado hídrico en plántulas de trigo crecido en hidroponía bajo estrés osmótico (Creus *et al.*, 1997) debido a cambios morfológicos en la arquitectura del xilema del coleoptilo (Pereyra *et al.*, 2012) y cambios en la composición de los fosfolípidos de la membrana (Pereyra *et al.*, 2006). Cambios en la actividad antioxidante en las plantas también se han reportado durante el estrés salino, observándose que las PGPR bajo estas condiciones activan el sistema de defensa antioxidante de la planta a través de la regulación de la actividad de las enzimas catalasa y peroxidasa, claves en la reducción de las especies reactivas del oxígeno (Islam *et al.*, 2016).

Otro mecanismo a través del cual las PGPR podrían atenuar los efectos negativos del estrés es la síntesis de prolina. Ensayos en el cultivo de maíz en cámara de crecimiento demostraron que la síntesis de este metabolito aumenta en plantas con estrés abiótico y esta respuesta es mayor cuando las plantas están inoculadas con una cepa de *Azospirillum* (García *et al.*, 2017). Otros autores han reportado el mismo comportamiento, tal es el caso de plantas de *Arabidopsis* inoculadas con *Azospirillum* (Cohen *et al.*, 2014), plantas de vid tratadas con *Burkholderia* sp. (Barka *et al.*, 2006) y plantas de pimiento con *Arthrobacter* sp. y *Bacillus* sp. (Sziderics *et al.*, 2007).

Christmann *et al.* (2007) demostraron que el ácido abscísico (ABA) juega un papel crucial en el ajuste de las plantas ante condiciones de estrés abiótico al mediar el cierre estomático. El rol del ABA en la interacción planta-*Azospirillum* es aún incierto, sin embargo, el ABA bacteriano podría contribuir a regular la homeostasis de la planta y su respuesta al estrés (Cassán *et al.*, 2013). En este sentido, se ha reportado que la producción de ABA por parte de *Azospirillum* spp. es otro de los mecanismos implicados en el alivio del estrés hídrico de las plantas (Cohen *et al.*, 2008; 2009). Esta hipótesis fue confirmada con trabajos posteriores en donde *A. brasilense* aumentó la biomasa de la planta, alteró la arquitectura de la raíz al aumentar el número de raíces laterales, estimuló los pigmentos fotosintéticos y fotoprotectores y retrasó la pérdida de agua en correlación con el incremento de los niveles de ABA (Cohen *et al.*, 2014).

También, se ha reportado que las PGPR pueden actuar como agentes de control biológico para diferentes enfermedades. Por ejemplo, Egamberdieva *et al.* (2017) reportaron que cepas de *P. chlororaphis* y de *P. extremorientalis* estimularon el crecimiento de plantas de tomates y actuaron como controladores biológicos de *Fusarium solani* bajo diferentes condiciones de salinidad en el suelo.

Numerosos autores han demostrado los beneficios que brinda el uso de rizobacterias como alternativa para incrementar la protección contra fitopatógenos. Mejía-Bautista *et al.* (2016) realizaron pruebas de resistencia a la marchitez en una especie domesticada de ají (*Capsicum chinense*) donde probaron inoculaciones en la base del tallo con cepas de *Bacillus* a los 15, 28 y 35 días después de la germinación. Como resultado, obtuvieron que una de las cepas probadas redujo la severidad de la enfermedad ocasionada por *Fusarium equiseti* en un 47,7 % a los 28 días de la evaluación.

Ley-López *et al.* (2018) realizaron estudios en plántulas de tomate y ají tratadas con suspensión celular de *Bacillus amyloliquefaciens* y *Bacillus thuringiensis*, y observaron una menor severidad de la enfermedad ocasionada por *Phytophthora capsici*. Con suspensión celular de *B. amyloliquefaciens* y *B. thuringiensis* la eficacia de biocontrol fue 72 y 77 %, respectivamente, lo cual mostró que estos microorganismos pueden ser usados como agentes de biocontrol de *P. capsici* en plantas de tomate y ají.

EL USO DE PGPR, UNA HERRAMIENTA SUSTENTABLE PARA LA HORTICULTURA

De acuerdo con sus mecanismos de acción, las PGPR podrían ser potencialmente útiles para diversos fines en la producción hortícola, como acelerar el enraizamiento, favorecer la unión de injertos, incrementar la formación de frutos, estimular la formación de raíces laterales, así como también, aumentar la tolerancia de la planta contra diferentes estreses abióticos y contra diversas enfermedades (Etsiken *et al.*, 2010).

En este sentido, en una revisión reciente de Singh *et al.* (2018) se resumen diferentes estrategias de uso de PGPR en el cultivo de tomate, reportándose casos del uso de las mismas para mitigar los efectos de salinidad, de sequía, para el control de enfermedades y para incrementar la tolerancia a metales pesados.

A su vez, el uso de las PGPR como promotores del crecimiento fue ampliamente reportado en numerosas publicaciones internacionales sobre diferentes cultivos hortícolas. Según la revisión de Ruzzi y Aroca, (2015) se evaluaron los efectos de diferentes géneros PGPR sobre brócoli, calabaza, zanahoria, pepino, lechuga, pimiento tanto en ensayos en cámara de crecimiento como a campo.

En la Argentina existen numerosos grupos de investigación que han evaluado promotores de crecimiento en cultivos hortícolas (Tabla 1).

En el grupo de trabajo del Laboratorio de Bacterias Promotoras del Crecimiento Vegetal (LBPCV - IMYZA - CNIA - INTA) desde hace más de una década se vienen realizando ensayos de inoculación con PGPR sobre estos cultivos. En especies de hoja se realizaron ensayos en cámara de crecimiento probando diferentes géneros PGPR. En el cultivo de acelga (García *et al.*, 2013) se observaron incrementos significativos en los parámetros de crecimiento en plántulas de 15 días cuando fueron inoculadas con diferentes cepas de las especies bacterianas *Azotobacter chroococcum*, *A. brasilense*, *P. polymyxa* y *P. fluorescens*. Los mayores incrementos se observaron con la cepa de *P. fluorescens*, con aumentos del 50, 676 y 620 % respecto al testigo, en la altura de la planta, peso fresco y peso seco, respectivamente.

En invernáculo se evaluó a la cepa Az39 de *A. brasilense* en los cultivos de *Lactuca sativa* L. (lechuga gallega), *Cichorium intybus* L. (achicoria fina de corte) y *Spinacia oleracea* L. (espinaca viroflay) (Puente *et al.*, 2007). El efecto de la inoculación con esta cepa fue evaluado también en otras especies hortícolas como pepino, sandía y maíz dulce. A través de estos ensayos se pudo determinar que en todos los cultivos existió una respuesta positiva a la inoculación en los parámetros de crecimiento temprano tanto aéreo como radicular y que su dosis óptima varió en función del cultivo (García *et al.*, 2009).

En el cultivo de batata se logró determinar la dosis óptima para diferentes cepas PGPR: Az39 de *A. brasilense* y MME1, TAE4, y ZME4 de *P. fluorescens* y LSR1 de *P. putida* para la inoculación de plantines crecidos en cámara de crecimiento (Puente *et al.*, 2014). Posteriormente, se determinó la inoculación más eficiente según las variedades ensayadas (Arapey y Bouregard) y según el tipo de estaca (apicales e internodales) (Puente *et al.*, 2015).

En el cultivo de tomate, junto con investigadores de la EEA San Pedro, se logró evaluar la respuesta a la inoculación con *A. brasilense* en plantines producidos en sustratos vermicompostados observándose mejoras del crecimiento aéreo y radicular de las plantas crecidas de forma orgánica (Puente *et al.*, 2009).

ESTADO DE REGISTRO DE BIOFERTILIZANTES PARA CULTIVOS HORTÍCOLAS EN SUDAMÉRICA

Los bioinsumos son una alternativa que tienen cada vez mayor participación en el esquema de manejo de los cultivos, complementando al manejo convencional. Estos pueden ser clasificados desde distintos puntos de vista. Según CABUA (Comité Asesor de Bioinsumos de Uso Agropecuario), los bioinsumos son todo aquel producto biológico que consista o haya sido producido por microorganismos o macroorganismos, extractos o compuestos bioactivos derivados de ellos y que esté destinado a ser aplicado como insumo en la producción agropecuaria, agroalimentaria, agroindustrial, agroenergética y en cuanto a su efecto sobre la planta, pueden ser clasificados en dos grandes grupos: biofertilizantes y bioplaguicidas. Además, dentro del grupo de los biofertilizantes se puede encontrar a los bioestimulantes del crecimiento, inoculantes microbianos, bioestabilizadores, incluyendo también en este grupo a los abonos orgánicos, humus y guano (Mamani de Marchese y Filippone, 2018).

El SENASA (Servicio Nacional de Calidad y Seguridad Agroalimentaria) es el organismo oficial responsable del registro de productos químicos y biológicos para el agro en la Argentina y quien a través de la resolución N° 264 del año 2011 aprueba el Reglamento para el Registro de Fertilizantes, Enmiendas, Sustratos, Acondicionadores, Protectores y Materias Primas en nuestro país. Este organismo define a un fertilizante biológico como aquel que contiene un microorganismo o varios, como principal componente, sobre un soporte.

La producción de bioinsumos es el principal factor para el desarrollo de una agricultura sostenible y ecológicamente más limpia y debemos saber que el acceso a los recursos genéticos con los cuales se pueden desarrollar los bioinsumos está regido por el Convenio sobre la Diversidad Biológica que entró en vigencia el 29 de diciembre de 1993. Este Convenio es el único instrumento internacional que aborda de manera exhaustiva la diversidad biológica. Los tres

objetivos del Convenio son la conservación de la diversidad biológica, la utilización sostenible de sus componentes y la participación justa y equitativa en los beneficios que se deriven de la utilización de recursos genéticos. En el 2010, se adoptó el Protocolo de Nagoya sobre acceso a los recursos genéticos y participación justa y equitativa en los beneficios de su uso del cual la Argentina forma parte de los firmantes desde el 2011. (Ribadeneira Sarmiento, 2014). La Argentina es uno de los países con mayor biodiversidad del mundo. Este valioso patrimonio natural requiere de políticas públicas que promuevan la conservación y el uso sustentable de la biodiversidad, de manera de asegurar el desarrollo nacional con inclusión social. (Kaderian, 2016).

Con el objetivo de conocer el estado de registro de los biofertilizantes para cultivos hortícolas, se realizó una búsqueda teniendo en cuenta la información brindada en las páginas de los organismos oficiales responsable del registro de estos productos en Sudamérica. En la actualidad, la página del SENASA muestra unos 700 productos registrados como fertilizantes biológicos de los cuales el 74 % corresponde a productos formulados para cultivos de leguminosas y el 26 % restante está formulado con promotores del crecimiento como *Azospirillum*, *Pseudomonas*, *Bacillus*, *Gluconacetobacter*, etc. Dentro del listado de promotores, hay 87 productos formulados a base de *Azospirillum* sp. en donde solo uno está registrado para el cultivo lechuga y otro no especifica los cultivos, en ambos casos los productos están formulados a base de *A. brasilense* cepa Az39. Dentro del listado de productos a base de *Gluconacetobacter* también hay solo un producto a base de *G. diazotrophicus* cepa GLu1 registrado para el cultivo de tomate (Fuente SENASA).

Algo similar ocurre en Uruguay en donde, dentro del listado de insumos formulados con microorganismos promotores del crecimiento vegetal presentes en la página del Ministerio de Ganadería, Agricultura y Pesca, no hay registrados insumos específicos para el uso en hortícolas o cultivos intensivos. No obstante, los productos registrados están formulados a base de los géneros bacterianos *Azospirillum*, *Pseudomonas* y *Herbaspirillum* los cuales fueron estudiados en un amplio rango de cultivos.

En Paraguay, la página correspondiente al Servicio Nacional de Calidad y Sanidad Vegetal y de Semillas, muestra productos registrados en base a diversos promotores del crecimiento vegetal como *Azospirillum*, *Pseudomonas*, *Bacillus*,

bacterias mesófilas y termófilas, *Beijerinckia*, *Azotobacter*, *Corynebacterium*, *Rhodococcus*, *Sacharomyces*, *Derxia*, *Penicillium*, *Lactobacillus*, *Trichoderma* solos o combinados, pero no indican para qué cultivo fueron registrados.

Así mismo, en Ecuador, la página de la Coordinación General de Registro de Insumos Agropecuarios muestra las composiciones de los productos registrados como promotores de crecimiento, pero no está detallado para qué cultivos fueron registrados. Como principios activos para la formulación de estos productos podemos encontrar bacterias, hongos y levaduras, pudiendo citar los géneros *Azospirillum*, *Azotobacter*, *Lactobacillus*, *Saccharomyces* y *Glomus*. En concordancia, el Servicio Nacional de Sanidad Agropecuaria e Inocuidad Alimentaria de Bolivia (SENASAG), presenta un registro de insumos agrícolas en donde están aquellos de origen químico y biológico (nematicidas, bioinsecticidas, plaguicidas e inoculantes) pero tampoco está informado el cultivo para el cuál fue registrado el inoculante.

En el caso de Perú, no cuenta con ningún marco normativo que regule los biofertilizantes. Sin embargo, actualmente se está trabajando en el marco dispuesto por el Decreto Legislativo N° 1387 (publicado en setiembre del 2018) el cual informa, entre otros puntos, que se debe regular la producción, comercialización, uso y disposición final de fertilizantes e inoculantes en dicho país (Juan Carlos Martos Rojas, *comunicación personal*).

En el listado de insumos visados para uso en agricultura orgánica nacional que se encuentra en la página del Servicio Agrícola Ganadero de Chile se describen los microorganismos con acción biofertilizante, bioestimulantes, biorremediadores y biorreguladores. Dentro del listado están citados diversos géneros bacterianos y de hongos usados de manera frecuente como principio activo de los inoculantes. Entre ellos podemos citar: *Bradyrhizobium*, *Bacillus*, *Pseudomonas*, *Azotobacter*, *Azospirillum*, *Lactobacillus*, *Rhodopseudomonas*, *Nitrosomas*, *Nitrobacter*, *Trichoderma*, *Saccharomyces*, micorrizas, entre otros. A pesar de ello, no se informa para qué cultivo es el producto registrado.

Por el contrario, el Instituto Colombiano Agropecuario muestra en su página un listado de 303 productos registrados al 30 de diciembre de 2018 como Bioinsumos, dentro de los cuales hay agentes de control biológico y productos como inoculantes biológicos a base de *Bacillus*, *Azotobacter*, *Pseudomonas*, *Acetobacter*, Micorrizas, *Azospirillum*, *Sacharomyces* y *Geotrichum*.

Por último, no se pudo tener acceso al listado de productos registrados en Venezuela y Brasil consultando las páginas del Instituto Nacional de Investigaciones Agrícolas y del Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento, respectivamente.

A modo de resumen se puede decir que tanto en la Argentina como en el resto de los países de Sudamérica existe una amplia variedad de productos registrados como biofertilizantes con géneros bacterianos ampliamente estudiados por su capacidad de mejorar el crecimiento en diversos cultivos, entre ellos los hortícolas. Sin embargo, esto no se ve reflejado en las páginas de los diferentes organismos responsables del registro de estos productos debido a que en la gran mayoría no se informa para qué cultivo fue registrado. El desarrollo de biofertilizantes es un sector que crece día a día, sin embargo, es de gran importancia fomentar la utilización de estos productos en la horticultura debido a que la utilización de esta tecnología garantiza obtener una mayor producción de manera sustentable, afianzando una agricultura más limpia. Es por esto que el siguiente paso a dar es evaluar las dificultades y ventajas en la adopción de esta práctica y promover el registro de biofertilizantes detallando el cultivo para el cuál fue autorizado su uso.

Tabla 1. Evaluaciones del uso de PGPR en cultivos hortícolas en la Argentina.

Cultivo	PGPR	Característica del ensayo	Efecto	Referencia
Lechuga	<i>A. brasilense</i> cepas: Cd, Az39, Sp7, UNLu7, PI3, PI7, PI45, PI49, PI50, PI59, PI64, PI69	Inoculación a la siembra	Incremento en el PFR y PSR, LT, PPL a cosecha y mayor precocidad en plantas	Garbi <i>et al.</i> , 2013
	<i>A. brasilense</i> cepa AZ39	Ensayo en invernáculo, influencia del tipo de sustrato y la dosis de inoculante	Aumentos en el PSPA, el PST y la LF	Herrera <i>et al.</i> , 2016
		Ensayos realizados invernáculo utilizando como sustrato tierra	Incrementos en el rendimiento	Puente <i>et al.</i> , 2008
	<i>A. brasilense</i> sp245	Condiciones de salinidad	Incrementos en el PG, PSPA, PSR	Barassi <i>et al.</i> , 2008
<i>A. brasilense</i> sp.	En invernáculo con y sin estrés salino	Incremento en el rendimiento y en el contenido de ác. ascórbico a cosecha con y sin estrés salino	Fasciglione <i>et al.</i> , 2011	
Zanahoria	<i>A. brasilense</i> sp245	Condiciones de salinidad	Aumento de la EG y del PG	Barassi <i>et al.</i> , 2008
Frutilla	<i>A. lipoferum</i>	A campo	La inoculación disminuyó el número de frutos deforme y el descarte por enfermedades respecto al control	Jaime <i>et al.</i> , 2011
	<i>A. brasilense</i> cepas RLC1, REC3 y PEC5	Inoculación por inmersión. Ensayos bajo condiciones controladas y a campo	Bajo condiciones controladas: aumenta de LR, AR, PSR. A campo: incremento de promedio de fruta por planta.	Pedraza <i>et al.</i> , 2008
Tomate	<i>A. brasilense</i> cepas: Cd, Az39, Sp7, UNLu7, PI3, PI7, PI45, PI49, PI50, PI59, PI64, PI69	Inoculación a la siembra	Incremento de la LR, el área de absorción y rendimiento	Garbi <i>et al.</i> , 2013
	<i>Burkholderia tropica</i> Mto-293	Inoculación sobre brotes y plantines de 15 días de crecimiento. Se utilizó como sustrato tierra	Incremento en el rinde	Casajus <i>et al.</i> , 2016
	<i>A. brasilense</i> Az39	Ensayos en maceta	Incremento en la LT, cantidad de flores, largo de entrenudos y peso de frutos	Iglesias <i>et al.</i> , 2008
		Ensayos realizados bajo condiciones controladas utilizando vermicompost como sustrato	Incrementos en el PFFA, LR y MS	Puente <i>et al.</i> , 2007

continúa en la página siguiente

Cultivo	PGPR	Característica del ensayo	Efecto	Referencia
Tomate	<i>Bacillus megaterium</i> <i>Azotobacter salinestrís</i>	Ensayos realizados bajo condiciones controladas	Incrementos en el PFPA	Vallejo <i>et al.</i> , 2018
	<i>Bacillus thuringiensis</i>	Ensayos realizados bajo condiciones controladas	Mejora el PG y promoción temprana	Sauka <i>et al.</i> , 2018
Pimiento Zapallito de tronco	<i>A. brasilense</i> cepas: Cd, Az39, Sp7, UNLu7, PI3, PI7, PI45, PI49, PI50, PI59, PI64, PI69	Inoculación a la siembra	Incremento del PFR, PSR, la LT Incrementos en PFPA y PSR. Aumento en el rendimiento	Garbi <i>et al.</i> , 2013
Achicoria		Ensayos en maceta	Incrementos en el PFA, PFR, PSA y PSR	Iglesias <i>et al.</i> , 2008
Espinaca		Ensayos realizados invernáculo utilizando como sustrato tierra	Incrementos en el rendimiento	Puente <i>et al.</i> , 2008
Repollo	<i>A. brasilense</i> Az39		Incrementos en el PFA, PFR, PSA y PSR	
Rabanito		Ensayos en maceta	Incremento en el peso total y tamaño de fruto	Iglesias <i>et al.</i> , 2008
Pepino			Incremento en el PFA, PFR y PSR	

PFPA: peso fresco de parte aérea; PFR: peso fresco radicular; PSPA: peso seco de parte aérea; PSR: peso seco radicular; PPL: peso total de la planta; PST: peso seco total; LT: longitud total; LF: longitud foliar; PG: poder germinativo; LR: longitud radicular; AR: área radicular; MS: materia seca; EG: energía germinativa.

BIBLIOGRAFÍA

- Abeles, F.B., Morgan, P.W. & Saltveit, M.E. (1992). Roles and physiological effects of ethylene in plant physiology: Dormancy growth and development. *In: Ethylene in Plant Biology* (pp 120-176). San Diego, USA: Academic Press.
- Aguado-Santacruz, G.A., Moreno-Gomez, B., Jimenez-Francisco, B., Garcia-Moya, E. & Preciado-Ortiz, R.E. (2012). Impact of the microbial siderophores and phytosiderophores on the iron assimilation by plants: a synthesis. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 35(1), 9-21.
- Ahemad, M. & Kibret, M. (2014). Mechanisms and applications of plant growth promoting rhizobacteria: Current perspective. *Journal of King Saud University-Science*, 26, 1-20.
- Ahmad, F., Ahmad, I. & Khan, M.S. (2005). Indole acetic acid production by the indigenous isolates of *Azotobacter* and *Pseudomonas fluorescent* in the presence and absence of tryptophan. *Turkish Journal of Biology*, 29, 29-34.
- Al Abboud, M.A., Ghany, T.A. & Alawlaqi, M.M. (2014). Role of biofertilizers in agriculture: a brief review. *Mycopath*, 11(2), 95-101.
- Alfaro, M. & Salazar, F. (2005). Ganadería y contaminación difusa, implicancias para el sur de Chile. *Agricultura Técnica*, 65(3), 330-340.
- Ali, H., Khan, E. & Sajad, M.A. (2013). Phytoremediation of heavy metals-concepts and applications. *Chemosphere*, 91(7), 869-881.
- Anand, R. & Chanway, C. (2013). N₂-fixation and growth promotion in cedar colonized by an endophytic strain of *Paenibacillus polymyxa*. *Biology and Fertility of Soils*, 49, 235-239.
- Anand, R., Grayston, S. & Chanway, C. (2013). N₂-fixation and seedling growth promotion of lodgepole pine by endophytic *Paenibacillus polymyxa*. *Microbial Ecology*, 66, 369-374.
- Arshad, M., Shaharoon, B., & Mahmood, T. (2008). Inoculation with *Pseudomonas* spp. containing ACC-deaminase partially eliminates the effects of drought stress on growth, yield, and ripening of pea (*Pisum sativum* L.). *Pedosphere*, 18(5), 611-620.
- Bacilio, M., Rodriguez, H., Moreno, M., Hernandez, J.P. & Bashan, Y. (2004). Mitigation of salt stress in wheat seedlings by a gfp-tagged *Azospirillum lipoferum*. *Biology and Fertility of Soils*, 40, 188-193.
- Barassi, C.A., Sueldo, R.J., Creus, C.M., Carrozzini, L.E., Casanovas, W.M. & Pereyra, M.A. (2008). Potencialidad de *Azospirillum* en optimizar el crecimiento vegetal bajo condiciones adversas. *In: Cassán, F.D. & García de Salamone, I. (Ed.), Azospirillum sp: cell physiology, plant interactions and agronomic research in Argentina.* (pp. 49-59). Buenos Aires, Argentina: Asociación Argentina de Microbiología.
- Barbieri, P., Zanelli, T., Galli, E. & Zanetti, G. (1986). Wheat inoculation with *Azospirillum brasilense* Sp6 and some mutants altered in nitrogen fixation and indole-3-acetic acid production. *FEMS Microbiology Letters*, 36, 87-90.
- Barka, E.A., Nowak, J. & Clément, C. (2006). Enhancement of chilling resistance of inoculated grapevine plantlets with a plant growth-promoting rhizobacterium, *Burkholderia phytofirmans* strain PsJN. *Applied and Environmental Microbiology*, 72, 7246-7252.

- Bashan, Y. & de-Bashan, L.E. (2010). How the Plant Growth-Promoting Bacterium *Azospirillum* Promotes Plant Growth-A Critical Assessment. En: Donald, L. S. (Ed.), *Advances in Agronomy* (pp. 77-136). San Diego, USA: Academic Press.
- Bashan, Y., Singh, M. & Levanony, H. (1989). Contribution of *Azospirillum brasilense* Cd to growth of tomato seedlings is not through nitrogen fixation. *Canadian Journal of Botany*, 67(8), 2429-2434.
- Becking, J.H. (2006). The family *Azotobacteraceae*. In: Dworkin, M. & Falkow, S. (Ed.), *The Prokaryotes: a handbook on the biology of bacteria* (pp. 759-783). Nueva York, USA: Springer.
- Belimov, A.A., Dodd, I.C., Hontzeas, N., Theobald, J.C., Safronova, V.I. & Davies, W.J. (2009). Rhizosphere bacteria containing 1-aminocyclopropane-1-carboxylate deaminase increase yield of plants grown in drying soil via both local and systemic hormone signalling. *New Phytologist*, 181, 413-423.
- Benintende, G. (2010). Bacterias promotoras del crecimiento vegetal pertenecientes al género *Bacillus* y otros muy relacionados. En: Puente, M.L., García, J.E. & Peticari, A. (Ed.), *Uso actual y potencial de microorganismos para mejorar la nutrición y el desarrollo en trigo y maíz* (pp. 44-51). Buenos Aires, Argentina: Ediciones INTA.
- Bhattacharyya, P.N. & Jha, D.K. (2012). Plant growth-promoting rhizobacteria (PGPR): emergence in agriculture. *World Journal of Microbiology and Biotechnology*, 28(4), 1327-1350.
- Cacciarri, I., Lippi, D., Pietrosanti, T. & Pietrosanti, W. (1989). Phytohormone-like substances produced by single and mixed diazotrophic cultures of *Azospirillum* and *Arthrobacter*. *Plant Soil*, 115(1), 151-153.
- Carcaño-Montiel, M.G., Ferrera-Cerrato, R., Pérez-Moreno, J., Molina-Galán, J.D. & Bashan, Y. (2006). Actividad nitrogenasa, producción de fitohormonas, sideróforos y antibiosis en cepas de *Azospirillum* y *Klebsiella* aisladas de maíz y teocintle. *Terra Latinoamericana*, 24, 493-502.
- Casajus, V., Bernabeu, P., Ormazabal, C., Reyes G., Galar, M., García, S., De Luca, L. & Luna, M. (2016). Identificación, cuantificación y evaluación del efecto promotor del crecimiento de *Burkholderia tropica* inoculada en plantines de tomate variedad platense. V Jornadas Bonaerenses de Microbiología de Suelos para una Agricultura Sustentable. La Plata, Buenos Aires, Argentina.
- Cassán, F., Maiale, S., Masciarelli, O., Vidal, A., Luna, V. & Ruiz, O. (2009). Cadaverine production by *Azospirillum brasilense* and its possible role in plant growth promotion and osmotic stress mitigation. *European Journal of Soil Biology*, 45:12-19.
- Cassán, F., Vanderleyden, J. & Spaepen, S. (2013). Physiological and Agronomical Aspects of Phytohormone Production by Model Plant-Growth-Promoting Rhizobacteria (PGPR) Belonging to the Genus *Azospirillum*. *Journal of Plant Growth Regulation*, 33, 440-459.
- Celaya-Michel, H. & Castellanos-Villegas, A.E. (2011). Mineralización de nitrógeno en el suelo de zonas áridas y semiáridas. *Terra Latinoamericana*, 29(3), 343-356.
- Christmann, A., Weiler, E. W., Steudle, E. & Grill, E. (2007). A hydraulic signal in root-to-shoot signalling of water shortage. *The Plant Journal*, 52, 167-174.
- Cohen, A. C., Bottini, R. & Piccoli, P. N. (2008). *Azospirillum brasilense* sp 245 produces ABA in chemically-defined culture medium and increases ABA content in arabidopsis plants. *Plant Growth Regulation*, 54, 97-103.

- Cohen, A.C., Bottini, R., Pontin, M., Berli, F.J., Moreno, D., Boccanlandro, H., Travaglia, C.N. & Piccoli, P.N. (2014). *Azospirillum brasilense* ameliorates the response of *Arabidopsis thaliana* to drought mainly via enhancement of ABA levels. *Physiologia Plantarum*, 153, 79-90.
- Cohen, A.C., Travaglia, C.N., Bottini, R. & Piccoli, P.N. (2009). Participation of abscisic acid and gibberellins produced by endophytic *Azospirillum* in the alleviation of drought effects in maize. *Botany*, 87, 455-462.
- Coordinación General de Registro de Insumos Agropecuarios. Recuperado de <http://www.agrocalidad.gob.ec>
- Creus, C.M., Sueldo, R.J. & Barassi, C.A. (1997). Shoot growth and water status in *Azospirillum*-inoculated wheat seedlings grown under osmotic and salt stresses. *Plant Physiology and Biochemistry*, 35, 939-944.
- Creus, C.M., Sueldo, R.J. & Barassi, C.A. (2004). Water relations and yield in *Azospirillum*-inoculated wheat exposed to drought in the field. *Can. J. Bot.*, 82, 273-281.
- Dalton D.A. & Kramer, S. (2007) Nitrogen-fixing bacteria in non-legumes. In: Gnanamanickam, S.S. (Ed.), *Plant-Associated Bacteria* (pp. 105-130). Dordrecht, Netherlands: Springer.
- Des Marais, D.L. & Juenger, T.E. (2010). Pleiotropy, plasticity, and the evolution of plant abiotic stress tolerance. *Ann. N. Y. Acad. Sci.*, 1206, 56-79.
- Dimkpa, C., Weinand, T. & Asch, F. (2009). Plant-rhizobacteria interactions alleviate abiotic stress conditions. *Plant, Cell and Environment*, 32, 1682-1694.
- Dobbelaere, S. (2002). *The phyto-stimulatory effect of Azospirillum brasilense* (Tesis PhD). Leuven University, Bélgica.
- Egamberdieva, D., Davranov, K., Wirth, S., Hashem, A. & Abd Allah, E. F. (2017). Impact of soil salinity on the plant-growth-promoting and biological control abilities of root associated bacteria. *Saudi Journal of Biological Sciences*, 24(7), 1601-1608.
- Egamberdiyeva, D. & Höflich, G. (2004). Effect of plant growth-promoting bacteria on growth and nutrient uptake of cotton and pea in a semi-arid region of Uzbekistan. *Journal of Arid Environments*, 56, 293-301.
- Etsiken, A., Yildiz, H.E., Erclisi, S., Fiden Donmez, M., Turan, M. & Gunes, A. (2010) Effects of plant growth promoting bacteria (PGPB) on yield, growth and nutrient contents of organically grown strawberry. *Scientia Horticulturae*, 124, 62-66.
- Fasciglione, G., Casanovas, M., Sueldo, R., Yommi, A., Quillehauquy, V. & Barassi, C.A. (2011) Efectos del estrés salino sobre el rendimiento y contenido de ácido ascórbico, en lechuga inoculada con *Azospirillum brasilense*. XXXIV Congreso Argentino de Horticultura. Buenos Aires, Argentina.
- Fernández, M.T. (2007). Fósforo: amigo o enemigo. ICIDCA. *Sobre los derivados de la Caña de Azúcar*, 41(2), 51-57.
- Franche, C., Lindström, K. & Elmerich, C. (2009). Nitrogen-fixing bacteria associated with leguminous and non-leguminous plants. *Plant Soil*, 321(1-2), 35-59.

- Garbi, M., Vita, F. Rodríguez Cáceres, E. & Carletti, S. (2013). Aplicación de biofertilizantes formulados con *Azospirillum* sp. en especies hortícolas. Application of biofertilizers formulated with *Azospirillum* sp. in horticultural crops. *En: Albanesi, A. (Ed.), Microbiología Agrícola: Un aporte de la Investigación en Argentina* (pp. 383-400). Tucumán, Argentina: Magna Publicaciones.
- García de Salamone, I.E., Hynes, R.K. & Nelson, L.M. (2001). Cytokinin production by plant growth promoting rhizobacteria and selected mutants. *Can. J. Microbiol.*, 47(5):404-411.
- García, J., Puente, M., Rubio, E., Maroniche, G., Consiglio, A. & Peticari, A. (2013) Aumento del crecimiento temprano de la acelga (*Beta vulgaris* var. *cycla*) mediante la inoculación con bacterias promotoras del crecimiento vegetal. XXXVI Congreso Argentino de Horticultura. San Miguel de Tucumán, Tucumán, Argentina.
- García, J.E., Maroniche, G., Creus, C., Suárez-Rodríguez, R., Ramirez-Trujillo, J.A. & Groppa, M.D. (2017). *In vitro* PGPR properties and osmotic tolerance of different *Azospirillum* native strains and their effects on growth of maize under drought stress. *Microbiological Research*, 202, 21-29.
- García, J.E., Puente, M.L. & Peticari, A. (2009). Evaluación de dosis óptima de inoculación con *Azospirillum brasilense* Az39 en diferentes especies hortícolas. VII Reunión Nacional Científico técnica de biología del suelo y fijación biológica del nitrógeno. San Miguel de Tucumán, Tucumán, Argentina.
- Glick, B.R. (2005). Modulation of plant ethylene levels by the bacterial enzyme ACC deaminase. *FEMS Microbiology Letters*, 251, 1-7.
- Glick, B.R. (2012). Plant growth-promoting bacteria: mechanisms and applications. *Scientifica*, 1-15.
- Glick, B.R., Penrose, D.M. & Li, J. (1998). A model for the lowering of plant ethylene concentrations by plant growth-promoting bacteria. *J. Theor. Biol.*, 190, 63-68.
- Glick, B.R., Todorovic, B., Czarny, J., Cheng, Z., Duan, J. & McConkey, B. (2007). Promotion of plant growth by bacterial ACC deaminase. *Critical Reviews in Plant Sciences*, 26, 227-242.
- Glickmann, E. & Dessaux, Y. (1995). A critical examination of the specificity of the salkowski reagent for indolic compounds produced by phytopathogenic bacteria. *Appl. Environ. Microbiol.*, 61, 793-796.
- Gutiérrez-Mañero, F.J., Ramos-Solano, B., Probanza, A., Mehouchi, J.R, Tadeo, F. & Talon, M. (2001). The plant-growth-promoting rhizobacteria *Bacillus pumilus* and *Bacillus licheniformis* produce high amounts of physiologically active gibberellins. *Physiologia Plantarum*, 111(2), 206-211.
- Guzmán, A., Obando, M., Rivera, D. & Bonilla, R. (2012). Selección y caracterización de rizobacterias promotoras de crecimiento vegetal (RPCV) asociadas al cultivo de algodón (*Gossypium hirsutum*). *Rev. Col. Biotecnol.*, 14(1), 182-190.
- Hamdia, M., Shaddad, M. & Doaa, M. (2004). Mechanisms of salt tolerance and interactive effects of *Azospirillum brasilense* inoculation on maize cultivars grown under salt stress conditions. *Plant Growth Regulation*, 44, 165-174.
- Hartmann, A. & Baldani, J.I. (2006). The Genus *Azospirillum*. *In: Dworkin, M. (Ed.), The Prokaryotes A Handbook on the Biology of Bacteria* (pp. 115-140). New York, USA: Springer Science Business Media, LLC.

- Hasegawa, P.M., Bressan, R.A., Zhu, J.K. & Bohnert, H.J. (2000). Plant cellular and molecular responses to high salinity. *Annual Review of Plant Biology*, 51, 463-499.
- Hernández-Rodríguez, A., Rives-Rodríguez, N., Acebo-Guerrero, Y., Diaz-de la Osa, A., Heydrich-Pérez, M. & Divan Baldani, V.L. (2014). Potencialidades de las bacterias diazotróficas asociativas en la promoción del crecimiento vegetal y el control de *Pyricularia oryzae* (Sacc.) en el cultivo del arroz (*Oryza sativa* L.). *Revista de Protección Vegetal*, 29(1), 1-10.
- Herrera, A., Garbi, M. & Carletti, S. (2016). Crecimiento de plantines de lechuga (*Lactuca sativa* L.) según composición del sustrato de siembra y dosis de inoculación con *Azospirillum brasilense*. V Jornadas Bonaerenses de Microbiología de Suelos para una Agricultura Sustentable. La Plata, Buenos Aires, Argentina.
- Höfte, M. & Bakker, P.A. (2007). Competition for iron and induced systemic resistance by siderophores of plant growth promoting rhizobacteria. In: Varma, A. & Chincholkar, S.V. (Ed.), *Microbial siderophores, soil biology* (pp. 121-133). Berlin, Germany: Springer.
- Huang, J., Xu, C.C., Ridoutt, B.G., Wang, X.C. & Ren, P.A. (2017). Nitrogen and phosphorus losses and eutrophication potential associated with fertilizer application to cropland in China. *Journal of Cleaner Production*, 159, 171-179.
- Hussain, A. & Hasnain, S. (2009). Cytokinin production by some bacteria: its impact on cell division in cucumber cotyledons. *African Journal of Microbiology Research*, 3, 704-712.
- Iglesias, M.C., Leconte, M.C., Sotelo, C.E. & Cossoli, M.R. (2008). Utilización de inoculantes con *Azospirillum brasilense* en cultivos de interés regional en el nordeste argentino. In: Cassán, F.D. & García de Salamone, I. (Eds.), *Azospirillum* sp: cell physiology, plant interactions and agronomic research in Argentina (pp. 189-205). Buenos Aires, Argentina: Asociación Argentina de Microbiología.
- Indiragandhi, P., Anandham, R., Madhaiyan, M., & Sa, T.M. (2008). Characterization of plant growth-promoting traits of bacteria isolated from larval guts of diamondback moth *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae). *Current microbiology*, 56(4), 327-333.
- Instituto Colombiano Agropecuario. Fertilizantes y Bioinsumos Agrícolas. Recuperado de <https://www.ica.gov.co/getdoc/a5c149c5-8ec8-4fed-9c22-62f31a68ae49/fertilizantes-y-bioinsumos-agricolas.aspx>
- Instituto Nacional de Investigaciones Agrícolas (INIA), Venezuela. Recuperado de <http://www.inia.gob.ve/>
- Islam, F., Yasmeen, T., Arif, M.S., Ali, S., Ali, B., Hameed, S. & Zhou, W. (2016). Plant growth promoting bacteria confer salt tolerance in *Vigna radiata* by up-regulating antioxidant defense and biological soil fertility. *Plant Growth Regulation*, 80, 23-36.
- Jaime, M., Kirshbaum, D., Salazar, S., Martínez Novillo, J. & Divizia, M. (2011). Eficiencia de fijadores libres de nitrógeno en la fertilización nitrogenada en frutilla orgánica. XXXIV Congreso Argentino de Horticultura, Buenos Aires, Argentina.
- James, E.K., & Olivares, F.L. (1998). Infection and colonization of sugar cane and other graminaceous plants by endophytic diazotrophs. *Critical Reviews in Plant Sciences*, 17(1), 77-119.
- Jarquín-Sánchez, A., Salgado-García, S., Palma-López, D.J., Camacho-Chiu, W. & Guerreto-Peña, A. (2011). Análisis de nitrógeno total en suelos tropicales por espectroscopía de infrarojo cercano (NIRS) y quimiometría. *Agrociencia*, 45(6), 653-662.

- Kaderian, S.M. (2016). *Tipo de conocimientos, propiedad intelectual y recursos genéticos. Biopiratería y protocolo de Nagoya* (Tesis de Maestría). Universidad Nacional de Quilmes, Buenos Aires, Argentina.
- Kapulnik, Y., Okon, Y., Kigel, J., Nur, I. & Henis, Y. (1981). Effects of temperature, nitrogen fertilization, and plant age on nitrogen fixation by *Setaria italica* inoculated with *Azospirillum brasilense* (strain Cd). *Plant Physiology*, 68(2), 340-343.
- Kloepper, J.W. (1994). Plant growth-promoting rhizobacteria. In: Okon, Y. (Ed.), *Azospirillum/Plant Associations* (pp. 137-166). Boca Raton, FL, USA: CRC Press.
- Kloepper, J.W., Lifshitz, R. & Zablutowicz, R.M. (1989). Free-living bacterial inocula for enhancing crop productivity. *Trends in Biotechnology*, 7(2), 39-44.
- Lal, S. & Tabacchioni, S. (2009). Ecology and biotechnological potential of *Paenibacillus polymyxa*: a minireview. *Indian Journal of Microbiology*, 49(1), 2-10.
- Leguizamón, E. (2018). Historia de la Horticultura. 49 p. Buenos Aires, Argentina: Ediciones INTA.
- Ley-López, N., Márquez-Zequera, I., Carrillo-Fasio, J.A., León-Félix, J., Cruz-Lachica, I., García-Estrada, R.S. & Allende-Molar, R. (2018). Efecto de biocontrol e inhibición germinativa de *Bacillus* spp. sobre zoosporas de *Phytophthora capsici*. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 36(2), 215-232.
- Litterick, A.M., Harrier, L., Wallace, P., Watson C.A. & Wood, M. (2004). The role of uncomposted materials, composts, manures, and compost extracts in reducing pest and disease incidence and severity in sustainable temperate agricultural and horticultural crop production. A Review. *Critical Reviews in Plant Sciences*, 23(6), 453-479.
- López, D.B.S., Hoyos, A.M.G., Perdomo, F.A.R. & Buitrago, R.R.B. (2014). Efecto de rizobacterias promotoras de crecimiento vegetal solubilizadoras de fosfato en *Lactuca sativa* cultivar White Boston. *Revista Colombiana de Biotecnología*, 16(2), 122-128.
- Lozano, J. (2012). *La producción de hortalizas en la Argentina*. Recuperado de https://www.academia.edu/23974120/La_produccion_de_hortalizas_en_argentina
- Lugtenberg, B. & Kamilova, F. (2009). Plant-growth-promoting rhizobacteria. *Annual Review of Microbiology*, 63, 541-556.
- Luna Martínez, L., Martínez Peniche, R.A., Hernández Iturriaga, M., Arvizu Medrano, S.M. & Pacheco Aguilar, J.R. (2013). Caracterización de rizobacterias aisladas de tomate y su efecto en el crecimiento de tomate y pimiento. *Revista Fitotecnia Mexicana*, 36(1), 63-69.
- Mamani de Marchese, A. & Filippone, M.P. (2018). Bioinsumos: componentes claves de una agricultura sostenible. *Revista Agronómica del Noroeste Argentino*, 38, 9-21.
- Maroniche, G.A., Rubio, E.J., Consiglio, A. & Peticari, A. (2016). Plant-associated *Pseudomonas fluorescent* from red lateritic soil: Beneficial characteristics and their impact on lettuce growth. *The Journal of General and Applied Microbiology*, 62(5), 248-257.
- Marschner, H. (1995). Mineral nutrition of higher plants. 889 p. Hohenheim, Alemania: Academic Press.
- Martínez, J.M., Galantini, J.A. & Landriscini, M.R. (2015). Eficiencia en el uso del nitrógeno del trigo en la región semiárida de Buenos Aires (Argentina): efectos de la dosis y momento de aplicación. *Agriscientia*, 32, 15-27.

- Mayak, S., Tirosh, T. & Glick, B.R. (2004). Plant growth-promoting bacteria that confer resistance to water stress in tomatoes and peppers. *Plant Science*, 166(2), 525-530.
- Mayz-Figueroa, J. (2004). Fijación biológica de nitrógeno. *Revista Científica UDO Agrícola*, 4, 1-20.
- Mejía-Bautista, M.Á., Reyes-Ramírez, A., Cristóbal-Alejo, J., Tun-Suárez, J.M., Borges-Gómez, L.D.C. & Pacheco-Aguilar, J.R. (2016). *Bacillus* spp. en el Control de la Marchitez Causada por *Fusarium* spp. en *Capsicum chinense*. *Revista Mexicana de Fitopatología*, 34(3), 208-222.
- Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. Recuperado de <http://www.agricultura.gov.br/assuntos/insumos-agropecuarios/insumos-agricolas/fertilizantes>
- Ministerio de Ganadería, Agricultura y Pesca. Recuperado de <https://www.mgap.gub.uy/dgsainoculantesweb/inicioweb.aspx>
- Morgan, J.M. (1984). Osmoregulation and water stress in higher plants. *Annual review of plant physiology*, 35, 299-319.
- Morgenstern, E. & Okon, Y. (1987). The effect of *Azospirillum brasilense* and auxin on root morphology in seedlings of *Sorghum bicolor* x *Sorghum sudanense*. *Arid Land Res Management*, 1(2), 115-127.
- Odoh, C.K. (2017). Plant growth promoting rhizobacteria (PGPR): A bioprotectant bioinoculant for sustainable agrobiology. A review. *International Journal of Advanced Research in Biological Sciences*, 4(5), 123-142.
- Oelze, J. & Klein, G. (1996). Control of nitrogen fixation by oxygen in purple nonsulfur bacteria. *Archives of microbiology*, 165(4), 219-225.
- Okon, Y. (1994). *Azospirillum/Plant Associations*. 167 p. Boca Ratón, Florida, USA: CRC Press.
- Pedraza, R.O., Guerrero Molina, M.F., Lovaisa, N.C., Delaporte Quintana, P., Ragout, A.L., Salazar, S.M. & Díaz Ricci, J.C. (2008). *Azospirillum brasilense* en el cultivo de frutilla en Tucumán, Argentina: del laboratorio al campo. *En: Albanesi, A. (Ed.), Microbiología Agrícola: Un aporte de la Investigación en Argentina* (pp. 401-418). Tucumán, Argentina: Magna Publicaciones.
- Pereyra, M.A., García, P., Colabelli, M.N., Barassi, C.A. & Creus, C.M. (2012). A better water status in wheat seedlings induced by *Azospirillum* under osmotic stress is related to morphological changes in xylem vessels of the coleoptile. *Applied Soil Ecology*, 53, 94-97.
- Pereyra, M.A., Zalazar, C.A. & Barassi, C.A. (2006). Root phospholipids in *Azospirillum*-inoculated wheat seedlings exposed to water stress. *Plant Physiology and Biochemistry*, 44(11-12), 873-879.
- Perrig, D., Boiero, L., Masciarelli, O., Penna, C., Cassán, F. & Luna, V. (2007). Plant growth promoting compounds produced by two agronomically important strains of *Azospirillum brasilense*, and their implications for inoculant formulation. *Applied microbiology and biotechnology*, 75(5), 1143-1150.
- Philippot, L. & Germon, J. (2005). Contribution of Bacteria to Initial Input and Cycling of Nitrogen in Soils. *In: Varma, A. & Buscot, F. (Eds.), Microorganisms in Soils: Roles in Genesis and Functions* (pp. 159-176). Berlin, Germany: Springer.
- Prieto-Correal, G.C., Prada-Salcedo, L.D., Patiño, C.L.C. & Franco-Correa, M. (2015). Evaluación de la producción de ácidos orgánicos por *Streptomyces* spp. y solubilización de tres fuentes de fósforo por la cepa T3A. *Revista Colombiana de Biotecnología*, 17, 111-1121.

- Puente, M., García, J.E., Maroniche, G., Martí, H., Ullé, J. & Peticari, A. (2014). Evaluación del efecto de bacterias promotoras del crecimiento vegetal en el crecimiento del cultivo orgánico de batata [*Ipomoea batatas* L. (Lam.)]. X Encuentro Internacional de Agricultura Orgánica y Sostenible. Varadero, Cuba.
- Puente, M.L., García J.E., Martí, H. Peticari, A. & Ullé, J. (2015). Respuesta de dos variedades de batata frente a la inoculación con microorganismos promotores del crecimiento vegetal según el tipo de estaca. V Congreso Latinoamericano de Agroecología. La Plata, Buenos Aires, Argentina.
- Puente, M.L., García, J.E. & Peticari, A. (2008). Investigación aplicada de *Azospirillum* para su uso como promotor del crecimiento en cultivos de interés agronómico. In: Cassán, F.D. & García de Salamone, I. (Eds.), *Azospirillum* sp: cell physiology, plant interactions and agronomic research in Argentina (pp. 167-177). Buenos Aires, Argentina: Asociación Argentina de Microbiología.
- Puente, M.L., García, J.E., Ullé, J.A. & Peticari, A. (2007). Respuesta a la inoculación con *Azospirillum brasilense* en plantines de tomate (*Lycopersicon Esculentum* Mill.) producidos en sustratos vermicompostados. XXX Congreso Argentino de Horticultura. 1^{er}. Simposio Internacional de Cultivos Protegidos. ASAHO. La Plata, Buenos Aires, Argentina.
- Puente, M.L., Garcia, J.E., Ullé, J.A. & Peticari, A. (2009). Respuesta a la inoculación con *Azospirillum brasilense* en plantines de tomate [*Lycopersicon esculentum* Mill.] producidos en sustratos vermicompostados. En: Informe técnico del Proyecto Regional Desarrollo y difusión de tecnología para la producción ecológica (pp. 45-48). Buenos Aires, Argentina: Ediciones INTA.
- Puente, M.L., Gualpa, J.L., Lopez, G.A., Molina, R.M., Carletti, S.M. & Cassán, F.D. (2017). The benefits of foliar inoculation with *Azospirillum brasilense* in soybean are explained by an auxin signaling model. *Symbiosis*, 1-9.
- Puri, A., Padda, K.P. & Chanway, C.P. (2016). Evidence of nitrogen fixation and growth promotion in canola (*Brassica napus* L.) by an endophytic diazotroph *Paenibacillus polymyxa* P2b-2R. *Biology and Fertility of Soils*, 52, 119-125.
- Ribadeneira Sarmiento, M. (2014). Protocolo de Nagoya sobre acceso a los recursos genéticos y participación justa y equitativa en los beneficios que se deriven de su utilización: cuatro retos para su implementación nacional en países de América Latina y el Caribe. *Revista Ópera*, 15, 127-146.
- Rojas-Contreras, A., Rodríguez-Dorantes, A.M., Montes-Villafán, S., Pérez-Jiménez, S., Rodríguez-Tovar, A. & Guerrero-Zúñiga, L.A. (2010). Evaluación de la promoción del crecimiento de *Cynodon dactylon* L. por rizobacterias productoras de fitohormonas aisladas de un suelo contaminado con hidrocarburos derivados del petróleo. *Polibotánica*, 29, 131-147.
- Rubio, E.J. (2011). *Caracterización molecular y funcional de bacterias del género Azotobacter aisladas de suelos de la República Argentina. El rol de las auxinas en la respuesta a la inoculación de trigo* (Tesis de Maestría). Facultad de Agronomía, Universidad de Buenos Aires, Argentina.
- Ruzzi, M. & Aroca, R. (2015). Plant growth-promoting rhizobacteria act as biostimulants in horticulture. *Scientia Horticulturae*, 196, 124-134.
- Sánchez López, D.B., Gómez-Vargas, R.M., Garrido Rubiano, M.F. & Bonilla Buitrago, R.R. (2012). Inoculación con bacterias promotoras de crecimiento vegetal en tomate bajo condiciones de invernadero. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 3(7), 1401-1415.

- Sauka, D., Piccinetti, C., Vallejo, D. & Benintende G. (2018). Efecto de *Bacillus thuringiensis* sobre la germinación y la promoción del crecimiento temprano en tomate. IV Congreso Argentino de Microbiología Agrícola y Ambiental. Mar del Plata, Buenos Aires, Argentina.
- Servicio Agrícola Ganadero de Chile. Recuperado de <http://www.sag.gob.cl/ambitos-de-accion/productos-organicos>
- Servicio Nacional de Calidad y Sanidad Vegetal y de Semillas. Recuperado de <http://se-nave.gov.py:8443/registros/>
- Servicio Nacional de Calidad y Seguridad Agroalimentaria (SENASA). Recuperado de <http://www.senasa.gov.ar/informacion/productos-veterinarios-fitosanitarios-y-fertilizantes/productos-fitosanitarios>
- Servicio Nacional de Sanidad Agropecuaria e Inocuidad Alimentaria de Bolivia. Recuperado de <http://www.senasag.gob.bo>
- Sharma, A., Johri, B., Sharma, A. & Glick, B. (2003). Plant growth-promoting bacterium *Pseudomonas* sp. strain GRP 3 influences iron acquisition in mung bean (*Vigna radiata* L. Wilzeck). *Soil Biology and Biochemistry*, 35, 887-894.
- Singh, M., Tripathi, A.K. & Klingmüller, W. (1989). Identification of a regulatory nifA type gene and physical mapping of cloned new nif regions of *Azospirillum brasilense*. *Molecular and General Genetics*, 219(1-2), 235-240.
- Singh, V.K., Singh, A.K., Singh, P.P. & Kumar, A. (2018). Interaction of plant growth promoting bacteria with tomato under abiotic stress: A review. *Agriculture, Ecosystems & Environment*, 267, 129-140.
- Stella, M. & Suhaimi, M. (2010). Selection of suitable growth medium for free-living diazotrophs isolated from compost. *Journal of Tropical Agriculture and Food Science*, 38(2), 211-219.
- Sziderics, A., Rasche, F., Trognitz, F., Sessitsch, A. & Wilhelm, E. (2007). Bacterial endophytes contribute to abiotic stress adaptation in pepper plants (*Capsicum annum* L.). *Canadian Journal of Microbiology*, 53(11), 1195-1202.
- Tejera-Hernández, B., Heydrich-Pérez, M. & Rojas-Badía, M.M. (2013). Aislamiento de *Bacillus* solubilizadores de fosfatos asociados al cultivo del arroz. *Agronomía Mesoamericana*, 24(2), 357-364.
- Timmusk, S. & Wagner, E.G.H. (1999). The plant-growth-promoting rhizobacterium *Paenibacillus polymyxa* induces changes in *Arabidopsis thaliana* gene expression: a possible connection between biotic and abiotic stress responses. *Molecular Plant-Microbe Interactions*, 12(11), 951-959.
- Timmusk, S., Grantcharova, N. & Wagner, E.G.H. (2005). *Paenibacillus polymyxa* invades plant roots and forms biofilms. *Applied and Environmental Microbiology*, 71(11), 7292-7300.
- Timmusk, S., Nicander, B., Granhall, U. & Tillberg, E. (1999). Cytokinin production by *Paenibacillus polymyxa*. *Soil Biology and Biochemistry*, 31(13), 1847-1852.
- Torres-Rubio, M.G., Valencia-Plata, S.A., Bernal-Castillo, J. & Martínez-Nieto, P. (2000). Isolation of *Enterobacteria*, *Azotobacter* sp. and *Pseudomonas* sp., producers of indole-3-acetic acid and siderophores, from Colombian rice rhizosphere. *Revista Latinoamericana de Microbiología*, 42(4), 171-176.

- Ureta, A. & Nordlund, S. (2002). Evidence for conformational protection of nitrogenase against oxygen in *Gluconacetobacter diazotrophicus* by a putative FeSII protein. *Journal of bacteriology*, 184(20), 5805-5809.
- Vallejo, D., Piccinetti, C., Consiglio, A., Sauka, D., Puente, M. & Benintende, G. (2018). Efectos de la coinoculación en tomate con cepas nativas de *Bacillus megaterium* y *Azotobacter salinestrís*. IV Congreso Argentino de Microbiología Agrícola y Ambiental. Mar del Plata, Buenos Aires, Argentina.
- Verma, J.P., Yadav, J., Tiwari, K.N. & Lavakush, S.V. (2010). Impact of plant growth promoting rhizobacteria on crop production. *International Journal of Agricultural Research*, 5(11), 954-983.
- Vessey, J.K. (2003). Plant growth promoting rhizobacteria as biofertilizers. *Plant Soil*, 255(2), 571-586.
- White, P.J. & Hammond, J.P. (2008). Phosphorus nutrition of terrestrial plants. In: White, P.J. & Hammond, J.P. (Eds.), *The Ecophysiology of Plant-Phosphorus Interactions. Plant Ecophysiology*, Vol. 7. Dordrecht, Netherlands: Springer.
- Yang, J., Kloepper, J.W. & Ryu, C.M. (2009). Rhizosphere bacteria help plants tolerate abiotic stress. *Trends in Plant Science*, 14, 1-4.
- Yuwono, T., Handayani, D., & Soedarsono, J. (2005). The role of osmotolerant rhizobacteria in rice growth under different drought conditions. *Australian Journal of Agricultural Research*, 56(7), 715-721.



SECCIÓN IV

CONTROL BIOLÓGICO APLICADO DE PLAGAS HORTÍCOLAS



CAPÍTULO 13

CONTROL BIOLÓGICO DE PULGONES

Díaz, B. M., La Rossa, F. R., Andorno, A., López, S. N. y Maza, N.

INTRODUCCIÓN

Los áfidos o pulgones, son insectos que comúnmente poseen cuerpo blando, generalmente de forma ovoide o piriforme, cuyo tamaño es muy variable, desde 0,5 hasta 7 mm. Estudios basados en observaciones de fósiles permiten sospechar que ya en el Pérmico medio (265 a 270 millones de años atrás), casi al final de la Era Paleozoica, existían formas que podrían ser clasificados como primitivos antecesores de los actuales Aphidoidea (Szwedo *et al.*, 2015). Se conocen actualmente unas 4.700 especies válidas sin contar el elevado número de sinonimias existentes. Se ubican dentro del orden Hemiptera, suborden Homoptera, serie Sternorhincha, superfamilia Aphidoidea. El número de familias varía desde 1 hasta 10 según los autores. Las clasificaciones de Nieto Nafria *et al.* (1998) y de Remaudière y Remaudière (1997) son las más aceptadas y solo reconocen tres familias: Adelgidae, Phylloxeridae y Aphididae, esta última con 20 subfamilias, muchas de las cuales son importantes como plagas en cultivos hortícolas.

Desde la segunda mitad del siglo XX son consideradas una de las plagas causantes de las mayores pérdidas de rendimiento de los cultivos protegidos, por su daño directo sobre las plantas y por los virus que transmiten debido a su aparato bucal picador- suctor (Weintraub *et al.*, 2017). Además de sus características morfológicas, los aspectos biológicos tales como el desarrollar colonias en las que conviven los juveniles (ninfas) y las formas adultas ápteras y/o aladas, sumadas a sus características reproductivas (sexual y/o partenogenética) hacen que se generen poblaciones muy abundantes en un corto período de tiempo (r estrategias) lo que dificulta en muchas ocasiones el control con una sola medida de acción. A estas circunstancias hay que añadir que algunas especies manifiestan resistencia a las materias activas disponibles en el mercado, dificultando el control químico.

Es entonces, donde el control biológico de pulgones cobra vital importancia para compatibilizarse con tácticas preventivas y curativas que conformen un efectivo programa de Manejo Integrado de Plagas (MIP). En este sentido, el presente capítulo tiene como objetivo brindar aspectos generales de las especies a las que se atribuyen las mayores pérdidas de rendimiento y calidad de los cultivos hortícolas y los principales controladores biológicos que limitan sus poblaciones, ejerciendo un control biológico de manera natural.

CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS Y BIOLÓGICAS DE LOS PULGONES

Principales características morfológicas

La mayoría de los áfidos miden entre 1,5 y 3,5 mm de largo desde el centro de la frente en vista dorsal hasta el final del abdomen sin incluir la cauda. El ancho del cuerpo se refiere a la mayor distancia en sentido transversal. Las formas ápteras en Phylloxeridae tienen forma de pera (piriforme) con la parte más ancha en la zona anterior. En Aphididae la zona posterior del abdomen es la parte más ancha del cuerpo. La forma de los Aphididae puede ser globosa (ciertos Pemphiginae sobre raíces), oviforme (muchos Aphidini), fusiformes (Macrosiphini), elongados (*Eulachnus* spp.) o achatados, casi circulares como ciertos Hormaphidinae de los cuales en la Argentina aún, no se han hallado representantes.

En los pulgones la cabeza está orientada hacia la parte ventral y posterior del cuerpo conformando el tipo opistognato (Snodgrass, 1935). Las antenas son filiformes y tienen normalmente 5-6 segmentos y habitualmente se nombran con números romanos. Poseen ojos compuestos bastante voluminosos que están presentes en las formas ápteras y aladas. En ésta última pueden encontrarse también tres ocelos, ubicados uno en el vértex y los dos restantes adyacentes a los ojos compuestos (Quintanilla, 1979).

El aparato bucal es de tipo picador-suctor, denominado rostro, de forma tubular y formado por cinco segmentos y es acanalado en su parte anterior. Dentro de esa canaleta se encuentran las mandíbulas y maxilas transformadas en estiletes. La unión de las dos maxilas forma el canal salival por donde el insecto inyecta la saliva en la planta y el canal alimenticio por donde absorbe la savia o contenido celular. Las partes bucales están adaptadas para perforar los tejidos y extraer la

savia de las plantas y al mismo tiempo la forma de adquirir y transmitir los virus (Forbes,1977).

En el tórax se destacan las patas que son de tipo caminador y la forma general no varía mucho entre las especies. En la forma alada se evidencian dos pares de alas membranosas que en reposo se ubican en forma vertical sobre el cuerpo. En la parte terminal del abdomen se destaca la cauda y los sifones cuyas formas y tamaño son variables según los géneros, muy largos y delgados (inflados medialmente (*Rhopalosiphoninus*), con forma cónica (*Cinara*), reducidos a poros (*Sipha*) e incluso ausentes (*Smynthuroides*). Los sifones secretan un compuesto defensivo que es utilizado como hormona de defensa. Las características de los sifones son utilizadas en la identificación de las especies.

Ciclo de vida y polimorfismo

El ciclo de vida se caracteriza por una partenogénesis cíclica o anfignonia consistente en la alternancia de una fase de reproducción sexual seguida de otra de reproducción partenogenética en el ciclo de vida (holociclo). La anfignonia parece ser una característica primitiva en los Aphidoidea y existe una tendencia a la pérdida de la fase sexual aunque esto ocurre en determinados genotipos de poblaciones dentro de una misma especie y es relativamente pequeño el número de especies que son enteramente partenogenéticas.

Otra característica significativa en el ciclo de vida de un áfido es la heteroecia (alternancia de hospedadores). Es una migración estacional y regular entre dos plantas, a menudo no relacionadas botánicamente, una de ellas, denominada hospedador primario, es utilizada para la reproducción sexual y la otra, hospedador secundario, es colonizada por hembras partenogenéticas. Pueden ser también monoécicos en los que ambas fases reproductivas sexual y asexual se desarrollan siempre sobre el mismo hospedador.

La heteroecia implica la separación de funciones de reproducción y multiplicación lo cual permite el mejor aprovechamiento del medio ambiente. Así, la fase sexual posibilita la recombinación de genes y la segregación dando lugar a la formación de nuevos genotipos. La fase partenogenética produce un incremento de la biomasa para expresar la total potencialidad de cada genotipo en espacio y tiempo y así maximizar la posibilidad de contribuir genes en la próxima fase sexual.

La función multiplicativa está a su vez separada de la dispersión. Este mecanismo involucra otra separación de funciones entre dos formas partenogenéticas: una áptera, más sedentaria con una alta fecundidad, y otra forma alada, más móvil pero menos fecunda. Esta última permite la colonización de otros lugares con plantas más frescas, haciendo más eficiente el uso de los recursos alimenticios lo que permite incrementar a su vez la biomasa de áfidos. Morfológicamente las formas aladas son menos variables, aun en especies donde las ápteras están fuertemente modificadas (Harrington, 1994).

En relación a los cultivos hortícolas hay diferencias entre los cultivos a campo, en los que puede darse una partenogénesis cíclica y cultivos en invernadero en los que los pulgones se comportan como anholocíclico, es decir se reproducen de manera partenogenética. En estos casos los individuos alados ingresan al invernadero (inmigración) y una vez que localizan las plantas (infestación primaria) colocan ninfas que darán lugar a hembras ápteras, que en condiciones adecuadas serán las responsables del aumento poblacional. Así las colonias formadas por ninfas y adultos ápteros (hembras) se mantendrán por varias generaciones y contribuirán a la dispersión de los pulgones entre plantas (infestación secundaria) (Dixon, 1987).

Daños directos e indirectos

Los daños que causan los pulgones pueden ser directos o indirectos y son ocasionados por su aparato bucal picador-suctor. Al alimentarse succionan los jugos vegetales en cantidades considerables y algunas especies como *Aulacorthum solanii* Kalténbach incorporan saliva tóxica en los tejidos que se traducen en distintos síntomas sobre las plantas afectadas, tales como manchas cloróticas, clorosis generalizada, marchitez, deformaciones, enrulamiento y agallas.

Entre los daños indirectos pueden contarse la transmisión de virus. Más de 200 especies han sido señaladas como vectores de virus y una de ellas, *Myzus persicae* (Sulzer) es capaz de transmitir más de 100 virus diferentes entre persistentes y no persistentes (Blackman y Eastop, 2007).

La excreción de gran cantidad de sustancias azucaradas (*honeydew*) por parte de los pulgones favorece la proliferación de hongos superficiales (fumaginas), que impiden la captación de la luz interrumpiendo la fotosíntesis. Estos azúcares favorecen también una relación mutualista con las hormigas que se nutren de ellos ya que brindan protección a los pulgones contra otros depredadores. Esta relación mutualista limita en muchos casos la actividad de los biocontroladores, disminuyendo la posibilidad de control biológico, aunque los enemigos naturales estén presentes en el agroecosistema (Volk *et al.*, 2007). En ocasiones las hormigas también utilizan las formas juveniles de los áfidos como alimento directo tanto para los adultos como para las larvas.

IMPORTANCIA DE LOS PULGONES EN LA PRODUCCIÓN HORTÍCOLA

De la diversidad de especies de pulgones, solo unas pocas son responsables de la pérdida de rendimiento y calidad de la producción hortícola, debido a los daños directos e indirectos ya descritos. Entre estas, se pueden citar a especies polífagas y cosmopolitas tales como *M. persicae*, *Aphis gossypii* Glover, *Macrosiphum euphorbiae* Thomas, *Aulacorthum solanii* Kaltenbach y especies oligófagas que están restringidas a alguna familia de plantas como son *Nasonovia ribisnigri* (Mosley), que presenta gran afinidad por las Asteraceas, *Brevicoryne brassicae* (Linnaeus), que se asocia a cultivos de Brassicaceas y *Chaetosiphon fragaefolli* (Cockerell). A continuación, se presentan las características principales y daños que ocasionan estas especies de pulgones en los cultivos hortícolas.

***Myzus persicae* Sulzer** “pulgón verde del duraznero”, “pulgón verde de las hortalizas”

Los adultos de este pulgón tienen un tamaño de entre 1,8-2,5 mm, tanto los individuos ápteros como alados. Los adultos ápteros poseen un color variable que van desde el rosado al verde claro, siendo su cuerpo de forma aovada. La cabeza es casi incolora, amarilla pálida, verde amarillento y hasta oscura. Se los distingue de otras especies de pulgones por poseer tubérculos antenales desarrollados y convergentes. La longitud de las antenas coincide con la longitud del cuerpo. Las patas son claras verde pálidas a pardo amarillentas y los tarsos

son oscuros a negros. Los sifones son del mismo color que el cuerpo con los extremos más oscuros y presentan un suave ensanchamiento en la parte media apical. La cauda es corta, de color amarillo claro, amarillo verdoso a incolora (Quintanilla, 1979).

Los adultos alados tienen la cabeza y el tórax negro, mientras que el abdomen es de color verde, verde amarillento, rosado o rojo suave y presenta una mancha negra en la parte central. Las antenas son negras con los segmentos imbricados y al igual que las formas ápteras tienen tubérculos convergentes. Las ninfas son de color amarillento.

En las regiones frías de la Argentina se comporta como holocíclico con formas sexuadas sobre duraznero como huésped primario y anholocíclicas sobre varios huéspedes secundarios. La temperatura óptima de desarrollo es de 26,7 °C y su umbral máximo se determinó en 37,3 °C mientras que el mínimo es de 6,5 °C, siendo capaz de duplicar la población en dos días cuando las condiciones ambientales son favorables (Davis *et al*, 2006).

Este pulgón es polifitófago, habiéndose registrado en la Argentina sobre 120 especies vegetales diferentes entre las que se destacan las siguientes plantas hortícolas: repollo (hojas y plántulas), pimiento (flores y hojas), zapallo (hojas), lechuga (hojas), tomate (hojas, planta entera y tallos), perejil (hojas), berenjena (hojas, brotes, flores y frutos), acelga (hojas), apio (hojas), achicoria (hojas), rabinito (hojas) y remolacha (hojas) (Sistema Nacional de Vigilancia y Monitoreo de Plagas (SINAVIMO, s.f., Cordo *et al.*, 2004, Delfino *et al.*, 2007). En frutilla se lo detectó causando daños debido a la presencia de colonias en la cara abaxial de las hojas, especialmente las tiernas y los brotes (Kirschbaum y Hancock, 2000).

Los daños directos que ocasiona en los cultivos son clorosis, enrollado, caída de hojas y marchitamiento. Ocasionan también una marcada reducción de la fotosíntesis y depreciación comercial de los cultivos por la producción de “fumagina” (*Cladosporium* sp.). Además, la verdadera importancia económica de *M. persicae* está dada por ser un eficiente transmisor de virus persistentes y no persistentes. Entre estos últimos *M. persicae* y *A. gossypii* se destacan como los principales vectores del “virus del mosaico del pepino” (CMV) (Familia: Cucumoviridae) que afecta a cultivos de pimiento, tomate, berenjena, pepino, zapallito y calabaza y del “virus Y de la patata” (PVY) (Familia. Potyviridae) cuyo rango de huéspedes son varias especies de la familia de las Solanáceas, tales como papa, tomate y pimiento.

***Aphis gossypii* Glover “pulgón del algodónero”**

Este pulgón tiene un cuerpo de forma redondeada de 0,9-1,8 mm. Los adultos ápteros presentan una coloración general de cuerpo que va desde el negro al verde oscuro. La porción dorsal del tórax es imbricada y reticulada. Las patas son amarillento parduscas con los ápices de las tibias oscuros y los tarsos negros. Los sifones son de color negro, característica que permite diferenciar a campo a esta especie de *M. persicae*, cuyos sifones son claros. La cauda presenta un color verde oscuro a casi negro. Los individuos alados poseen cabeza negra al igual que los ojos y antenas. Las patas son de color gris claro, mientras que el abdomen posee una coloración amarillenta a verde oscuro con los sifones negros.

La temperatura óptima de desarrollo de *A. gossypii* se determinó entre 21 a 27 °C aunque pueden soportar temperaturas más elevadas que otros pulgones. La fase ninfal se completa en 7 a 8 días indicando así un alto potencial reproductivo pudiendo colocar en forma sostenida de 4-5 ninfas/día, por un período de 15 días. Un estudio realizado en laboratorio determinó que el ciclo de vida de este pulgón es más largo en berenjena (12 días) que en pimiento (10 días), al mismo tiempo que sobre berenjena se incrementó el número de descendientes (Del Toro-Benítez *et al.*, 2016).

Aphis gossypii es polifitófago y es capaz de colonizar los cultivos desde etapas tempranas en el desarrollo; se sitúa preferentemente en el envés de las hojas y en la parte apical de los brotes. Dentro de los cultivos hortícolas es común encontrarlo colonizando cucurbitáceas como zapallo en los que forma colonias sobre brotes, flores y tallos y en solanáceas como pimiento (plántulas y hojas) y berenjena (hojas, brotes, tallos y flores). Sin embargo, también puede colonizar pepino (hojas), lechuga (toda la planta) y frutilla (hojas, brotes estoloníferos e inflorescencias) (SINAVIMO, s.f.). Los daños directos que ocasiona *A. gossypii* son similares a los mencionados anteriormente para *M. persicae* y como este es un importante transmisor de virus no persistentes como el virus del “mosaico de la lechuga” (*Lettuce mosaic virus*) (LMV) (Moreno *et al.*, 2004), “virus del mosaico del pepino” (*Cucumber mosaic virus*) (CMV) y el *Watermelon mosaic virus* (WMV) (Perotto *et al.*, 2016) y virus persistentes entre los que se destaca el Cucurbit aphid-borne yellow virus (CABYV) que afecta a cucurbitáceas.

***Macrosiphum euphorbiae* Thomas “pulgón de la papa”**

Se trata de una especie cosmopolita y polífaga originaria de América del Norte. Es un pulgón de tamaño mediano a grande (3,6 mm) y de forma alargada con antenas más largas que el cuerpo. Poseen dos sifones de longitud aproximada a un tercio de su cuerpo y una cauda larga. Generalmente esta especie de pulgón presenta un color verde aunque pueden encontrarse individuos de color rosado a magenta. Los adultos ápteros a menudo son más brillantes que las ninfas.

En los cultivos hortícolas constituye una plaga común en cultivos de solanáceas tales como papa, en las que afecta a hojas e inflorescencias, y en tomate, donde daña pecíolos y flores pudiendo impedir la formación de frutos. También es un pulgón que coloniza cultivos de lechuga (hojas), zanahoria (brotes tiernos y hojas jóvenes), frutilla (hojas), zapallo (hojas) (SINAVIMO, s.f.). En los cultivos hortícolas producen deformación de tejidos, detención del crecimiento y marchitez de las plantas como daños directos, y tienen gran importancia a nivel mundial por sus daños indirectos, dado que se lo cita como transmisor de virus persistentes y más de 40 no persistentes en diferentes cultivos (Blackman y Eastop, 2007).

***Aulacorthum solanii* Kaltenbach “piojo de la papa”**

Se trata de un pulgón de cuerpo bastante redondeado, de tamaño entre 1,8 y 3 mm y de color verde brillante a amarillento. Posee antenas más largas que el cuerpo y los sifones y cauda son de longitud mediana. Alrededor de la base de los sifones existen unas manchas de color oscuro características de esta especie. Puede ocasionar daños en cultivos de la familia de las solanáceas tales como tomate, berenjena y pimiento.

Esta especie de pulgón causa daños directos sobre pimiento debido a que posee saliva tóxica ocasionando deformaciones en los brotes y decoloración de hojas. Puede producir defoliación completa de la planta y ocasionar deformación de frutos cuando su población es elevada.

***Nasonovia ribisnigri* Mosley “pulgón de la lechuga”**

Las hembras ápteras tienen entre 1,3 a 2,7 mm de longitud y poseen un color variable de verde amarillento a rojizo mientras que los individuos alados tienen 1,5 a 2,5 mm de longitud, de color claro, ligeramente rosados o verdosos, con 2 hileras longitudinales de manchas oscuras en la región tergal. Cabeza con tubérculos antenales bien desarrollados, con setas capitadas como en las antenas. Posee los ápices de las tibias y los tarsos oscuros. El abdomen es verde amarillento a verde oscuro y delgado con un patrón dorsal de pequeñas manchas del mismo color que el del cuerpo, solo apenas más oscuro. Sifones subcilíndricos, claros, con ápice oscuro, escasamente reticulado y cauda semejante a la áptera. Los individuos alados se reconocen por poseer cabeza negra, tubérculos antenales divergentes carácter que sirve para distinguirlo a campo de *M. persicae* ya que son muy parecidos. La mitad apical de los fémures, ápices tibiales y tarsos son negros. El abdomen es claro con manchas laterales y fajas transversas oscuras por dorsal. Sifones oscuros, subcilíndricos y su cauda es oscura, alargada con ápice redondeado. Esta especie está mejor adaptada para vivir en condiciones de temperaturas bajas, estableciéndose sus umbrales mínimo y máximo de desarrollo en 3,1 y 35,3 °C, respectivamente (Diaz *et al.*, 2007). Sin embargo, su mejor desarrollo y mayor reproducción se obtuvo en el rango entre 20 y 24 °C (Diaz y Fereres, 2005).

La lechuga constituye su principal hospedero en la que inicia sus colonias en las hojas internas, cerca del punto de crecimiento terminal de la plántula causando distorsión de las hojas y reducción en su vigor (Palumbo, 2000). Cuando la planta crece, las colonias se ubican preferentemente en las hojas interiores quedando protegidas y dificultando así la acción de los insecticidas (Mackenzie y Vernon 1988, Liu, 2004). El daño producido por *N. ribisnigri* es principalmente de tipo cosmético por la presencia de insectos vivos o exuvias a la cosecha que deprecia o anula el valor comercial de la lechuga. Además de los daños cosméticos este insecto se comporta como vector de los siguientes virus: *Gooseberry veinbanding virus* (GVV), el virus del mosaico de la coliflor *Cauliflower mosaic virus* (CaMV) y *Cucumber mosaic virus* (CMV) (Kennedy *et al.*, 1962). Sin embargo, *N. ribisnigri* es incapaz de transmitir el virus del mosaico de la lechuga, *Lettuce mosaic virus* (LMV) (Nebreda *et al.*, 2004, Moreno *et al.*, 2004).

***Brevicoryne brassicae* Linnaeus** “pulgón del repollo”

Este pulgón tiene un tamaño de 1,9-2,7 mm siendo sus individuos ápteros de color verde cubiertos por una capa de cera que le confiere una coloración grisácea. Esas ceras son secretadas sobre la planta y dispersada a través de toda la colonia. La cabeza, el extremo de las antenas y las patas son de color negro. Los sifones son delgados y muy cortos. La cauda es corta y ancha de forma triangular.

Los individuos alados tienen cabeza y tórax negro, escleritos marginales y bandas oscuras dorsales. El régimen alimenticio de *B. brassicae* está restringido a la familia de las brásicas, tales como repollo y brócoli sobre los que desarrolla colonias sobre hojas y tallos (SINAVIMO, s.f.). La presencia de pulgones sobre estas plantas causa enrollamiento de las hojas, detención del crecimiento de las plantas e incluso pueden causar la muerte cuando la densidad de la población de pulgones es alta. Los daños indirectos están ocasionados por la producción de “fumagina” y por ser transmisores de varios virus entre los que se destaca el “virus del mosaico de la coliflor” (CaMV) (Familia: Caulimoviridae).

***Chaetosiphon fragaefolli* (Cockerell)** “pulgón verde amarillento de la frutilla”

Este pulgón coloniza específicamente especies del género *Fragaria*. Los adultos ápteros de esta especie poseen un cuerpo de forma oval que alcanza los 0,9 a 1,5 mm de longitud. Los adultos alados tienen una longitud entre 1,3 a 1,8 mm. Su cabeza es de color negro y el abdomen de coloración verdoso pálido con una mancha marrón dorsal (Moreau, 2013). Poseen un color verde claro o pálido y poseen setas o pelos capitados distribuidos por todo el cuerpo. Esto distingue a esta especie de otra especie colonizante de frutilla como es *Chaetosiphon minor* (Forbes) ya que posee pelos en la cabeza y en los últimos segmentos del abdomen. Las antenas son largas casi como la longitud de su cuerpo. Las patas son de colores verde pálido, casi translúcidas. Presenta setas abdominales largas con tubérculos basales. Los sifones son largos, alcanzando casi la cuarta parte de la longitud del cuerpo, son delgados y de color verde a amarillo pálidos (Dughetti *et al.*, 2017).

El área de distribución de esta especie en la Argentina comprende las provincias de Mendoza (Ortego, 1997), Tucumán (Ovruski, 2002), Buenos Aires y Córdoba (Cordo *et al.*, 2004; Delfino, 2004; Cédola y Greco, 2010; Dughetti *et al.*, 2014), en las que se ha comprobado que se desarrolla en forma partenogenética durante la estación de crecimiento de la frutilla (SINAVIMO, s.f.).

Esta especie de pulgón coloniza la cara inferior de las hojas, los peciolo y pedúnculos. Los daños directos (por alimentación) se manifiestan en una reducción en el crecimiento de la planta, síntoma que se acompaña con la aparición de hojas enruladas, manchas amarillentas y la presencia de melaza con el consiguiente desarrollo de fumagina. Cuando la población de este pulgón es elevada pasan a colonizar pedúnculos y estolones (Dughetti *et al.*, 2017). Los picos poblacionales de *C. fragaefolii* se detectaron en La Plata en primavera y otoño (Cédola y Greco, 2010), mientras que durante el verano las poblaciones son generalmente muy reducidas (SINAVIMO, s.f.).

Al pulgón de la frutilla se lo menciona en la Argentina como vector de los siguientes virus: *Strawberry mild yellow edge virus* (SMYEV), *Strawberry mottle virus* (SMoV), *Strawberry vein banding* (SVB), *Strawberry crinkle virus* (SCV) entre otros (Nome y Yosem, 1980; Conci *et al.*, 2009; Perotto *et al.*, 2014; Luciani *et al.*, 2015).

PRINCIPALES ENEMIGOS NATURALES DE LOS PULGONES

Las características biológicas de los pulgones, tales como la formación de colonias compuestas por ninfas y adultos que comparten el mismo espacio y alimentación, les confieren ventajas a distintos grupos de enemigos naturales. Entre ellos se destacan los parasitoides, depredadores y hongos entomopatógenos (Tabla 1).

Parasitoides

Los parasitoides de áfidos pertenecen en su mayoría a la subfamilia Aphidiinae (Hymenoptera: Braconidae) constituida por más de 400 especies distribuidas por todo el mundo (Starý, 1976). Todas las especies son endoparasitoides solitarios, específicos de pulgones (Kavallieratos *et al.*, 2001; Aslan *et al.*, 2004) y koinobiontes, lo que significa que en el momento de oviponer no matan al hospedador sino que el desarrollo del parasitoide transcurre mientras

el huésped también continúa desarrollándose. A medida que la larva del parasitoide se desarrolla, va consumiendo el interior de su huésped y termina por matarlo justo antes de su transformación a pupa, al tiempo que el exoesqueleto del áfido se endurece y cambia de color.

A este áfido parasitado, de aspecto inflado y coloración castaña se lo llama “momia” (Figura 1) (Hagvar y Hofsvang, 1991). De esta momia, a través de un orificio redondo, emerge el nuevo adulto del parasitoide.



Figura 1. Momias (individuos parasitados) de *Myzus persicae*.

Una vez que las hembras han localizado una población de áfidos, se acercan a un individuo al azar, y mediante toques con sus antenas y su ovipositor realizan pruebas de contacto, olfativas y gustativas para determinar si es apto para ser parasitado (Sampaio *et al.*, 2001). Cuando encuentran un huésped adecuado (preferentemente ninfas aunque también pueden parasitar adultos), las hembras del parasitoide curvan su cuerpo, pasando su abdomen bajo su tórax y entre sus patas, para llevar su ovipositor hasta el áfido y perforarlo, colocando un huevo en su interior. Usualmente las hembras colocan un huevo por huésped y en los casos de superparasitismo (más de un huevo por huésped), un solo parasitoide es capaz de completar su desarrollo (Van Driesche *et al.*, 2007). Además de la acción directa de parasitismo sobre los áfidos, los parasitoides Aphidiinae también actúan de forma indirecta. La presencia del parasitoide en una planta infestada genera la liberación de una feromona de alarma en los áfidos que alertan a toda la población.

Frecuentemente, ante esta señal, los áfidos abandonan la hoja o se dejan caer de la planta al suelo, sin siquiera ser atacados, lo que produce una gran mortalidad en la colonia de pulgones (Ives *et al.*, 1999).

Durante las décadas del 70 y 80, en la Argentina se introdujeron diversas especies de parasitoides para el control de áfidos: *Aphidius ervi* (Haliday), *A. rhopalosiphii* (De Stefani Perez), *A. uzbekistanicus* (Luzhetzki), *Ephedrus plagiator* (Nees), *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson), *Praon gallicum* Starý, *Praon volucre* (Haliday), *Aphelinus asychis* Walker y *A. abdominalis* Dalman, lográndose el establecimiento de algunas de ellas (Botto *et al.*, 1995). De todas estas especies, las que han sido objeto de mayor cantidad de estudios como agentes de control biológico son *Aphidius colemani*, *Lysiphlebus testaceipes* y *Diaeretiella rapae*.

***Aphidius colemani* (Viereck)**

Esta especie fue descrita por Viereck en 1912. Es originaria del norte de la India o Pakistán y actualmente, se encuentra en norte y sur de América, Europa y Australia.

Los adultos son avispas de 2-3 mm que tienen el cuerpo negro con antenas largas (14-16 artejos), más cortas que el cuerpo en las hembras y más largas en los machos (Figura 2). La venación de las alas anteriores es muy incompleta; el abdomen es peciolado, con los segmentos 2-3 unidos por una membrana extensible. Los adultos de vida libre se alimentan principalmente de las sustancias azucaradas producidas por los áfidos.



Figura 2. *Aphidius colemani* (macho).

Esta especie es biparental, los huevos no fertilizados dan origen a machos, mientras que los huevos fertilizados producen hembras (arrenotoquia). La vida del adulto dura 2-3 semanas dependiendo de la temperatura, alcanzando un pico máximo de fecundidad en los tres primeros días (Sampaio *et al.*, 2001; Hagvar y Hofsvang, 1991). El tiempo de desarrollo de huevo a adulto abarca aproximadamente 12-14 días a temperaturas de 20-21 °C (Hagvar y Hofsvang, 1991). Las hembras de *A. colemani* presentan una elevada fecundidad y frecuencia de oviposición, de manera que son capaces de parasitar hasta 400 áfidos a lo largo de su vida (Rodrigues *et al.*, 2003; Torres *et al.*, 2007). Parasita 40 especies de áfidos aproximadamente, incluyendo las dos especies que causan mayores pérdidas económicas en cultivos hortícolas: *A. gossypii* y *M. persicae*.

Aphidius colemani es comercializado en muchos países del mundo, principalmente para el control de *M. persicae* y *A. gossypii* en cultivos hortícolas y ornamentales, siendo particularmente efectivo cuando se lo emplea en sistemas bajo cubierta (Takada, 2002; van Steenis, 1995; Van Driesche *et al.*, 2007). Van Steenis (1993) menciona a *A. colemani* como el biocontrolador más eficiente para el control de las especies de áfidos arriba mencionadas, cuando se lo compara con otros parasitoides de la misma subfamilia, tales como *A. matricariae* Haliday y *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson). En Europa se considera que este parasitoide, comercializado desde el año 1992, presenta muy buenas características (alta fecundidad, corto tiempo de desarrollo, adultos con buena movilidad) y está altamente adaptado a las condiciones que ofrece el monocultivo en ambientes protegidos (van Lenteren, 1997).

Para la Argentina, en general es escasa la información existente sobre las relaciones áfidos-parasitoides. Pueden citarse una primera lista de himenópteros parasitoides publicada por De Santis y Esquivel (1966), el catálogo de De Santis (1967) y un trabajo de relevamiento de áfidos y sus parasitoides en Tucumán, de Starý y Delfino (1986). Ovruski *et al.* (1998) dio a conocer las especies de áfidos presentes en cultivo de tomate, citando la presencia de parasitoides e hiperparasitoides, sin hacer mención a las relaciones tróficas entre las especies involucradas. Berta *et al.* (2002) publicaron un trabajo referido al complejo de himenópteros parasitoides (primarios e hiperparasitoides) de áfidos colonizadores del tomate, en donde se establecen las relaciones interespecíficas entre los áfidos y sus parasitoides. En todos estos trabajos se menciona a *A. colemani* como una de las principales especies de parasitoides.

***Lysiphlebus testaceipes* (Cresson)**

Este parasitoide, introducido a nuestro país en 1984 para el control de *Schizaphis graminum* (Rondani) en cereales, se estableció exitosamente (Botto *et al.*, 1995). Los adultos son oscuros, delgados y alargados (3 mm), en ocasiones el abdomen puede ser más claro. Tienen las antenas muy largas y las alas presentan una nerviación característica (Starý, 1976).

Lysiphlebus testaceipes se destaca por la riqueza de hospederos que parasita. Rodrigues *et al.*, (2003) la mencionan como la especie más importante en Sudamérica asociada a más de 65 especies de áfidos, tanto en agroecosistemas como en ambientes urbanos. Muestra una clara preferencia hacia los géneros de pulgones *Aphis*, *Brachycaudus*, *Myzus*, *Rhopalosiphum* y *Toxoptera*. En cítricos, *L. testaceipes* es el principal parasitoide de áfidos del género *Toxoptera*. También, se lo menciona como controlador de áfidos en cultivos de cereales (trigo, sorgo). Zumoffen *et al.* (2015) lo hallaron como la especie de parasitoide dominante en cultivos de avena, trigo alfalfa y colza de la provincia de Santa Fe.

En cultivos hortícolas producidos en invernaderos ha demostrado su adaptación a temperaturas superiores a 25 °C llegando a completar su ciclo biológico en menos de 14 días a 30 °C (Rodrigues *et al.*, 2003). El hecho que pueda desarrollarse a altas temperaturas, hace que sea un parasitoide interesante para su posible uso en condiciones de invernadero en regiones con temperaturas medias elevadas.

***Diaeretiella rapae* (Stary, 1970)**

Diaeretiella rapae tiene una distribución cosmopolita y es un parasitoide generalista que se reconoce por su especial asociación con áfidos presentes en plantas de la familia de las brassicáceas tales como *B. brassicae* (L.), *Lypaphis erysimi* y *M. persicae* (Müller *et al.*, 1999; Reed *et al.*, 1994).

Es una de las especies entomófagas más importantes a nivel mundial en el control natural de áfidos asociados a plantas brasicáceas debido a su ciclo de vida, hábitos reproductivos y alta especificidad. Sin embargo, también se la menciona como eficiente para el control de otros áfidos entre los cuales se encuentra *M. persicae* (Martínez *et al.*, 2013).

Depredadores

Sírfidos “moscas de las flores”

Los sírfidos (Diptera: Syrphidae) pertenecen a una de las familias de dípteros más diversas, englobando aproximadamente a 202 géneros con unas 6.000 especies, de los cuales 60 géneros se encuentran en la región Neotropical. Están presentes en todas las regiones del Mundo a excepción de la Antártida (Thompson y Rotheray, 1998; Thompson *et al.*, 2010; Vockeroth y Thompson, 1987). Para la Argentina, Lynch- Arribáizaga (1891) cita 82 especies, no contando desde entonces con un nuevo catálogo de Syrphidae para el país.

Los sírfidos son conocidos como “moscas de las flores” por encontrarse frecuentemente posados sobre ellas o “*hoverflies*” por su característico vuelo (Thompson *et al.*, 2010; Vockeroth y Thompson 1987). Los adultos son moscas de pequeñas a grandes (4-25 mm) con abdomen esbelto o peciolado, alargado u oval. Presentan mimetismo con abejas y avispas, lo que les da una cierta protección ante enemigos naturales. Son excelentes voladores diurnos capaces de flotar inmóvil en vuelo o moverse rápidamente en varias direcciones cuando las condiciones son favorables, tornándose inactivos en días fríos, ventosos y húmedos. La forma del aparato bucal de estas moscas indica que se alimentan de néctar y que además toman polen necesario para asegurar la reproducción (Gilbert, 1981). Los sírfidos poseen metamorfosis completa; los adultos colocan sobre huevos sobre las plantas de las que nace una larva con tres estadios, ejerciendo en este estado de desarrollo su acción depredadora para finalmente empupar.

Se reconocen tres subfamilias Microdontinae, Eristalinae y Syrphinae (Thompson *et al.*, 2010). Prácticamente todos los adultos de estas subfamilias se alimentan del polen y del néctar de las flores, siendo por ello importantes polinizadores. En cambio, las larvas son inusualmente variadas, ocupando una amplia variedad de nichos ecológicos (Rotheray y Gilbert, 1999; Thompson *et al.*, 2010). La subfamilia Syrphinae se la reconoce como depredadora de diferentes artrópodos de cuerpo blando entre los que se encuentran a grupos del orden Hemiptera tales como pulgones, cochinillas, psílidos y moscas blancas pero también Vockeroth y Thompson (1987) la citan como depredadoras de los órdenes Thysanoptera, Coleóptera y Lepidóptera. Rojo *et al.* (2003) mencionaron a dos

especies del género *Xanthandrus*, *X. comtus* (Harris) y *X. indicus* (Curran) que depredan numerosas especies de lepidópteros.

La importancia de los Syrphidae reside entonces en el papel de los adultos como polinizadores y de los inmaduros como controladores de insectos plagas (García Marí *et al.*, 1994; Pérez-Bañón *et al.*, 1996). Weems (2008) estudió especies del género *Allograpta* que llegan a consumir hasta 265 áfidos durante su desarrollo larvario, destacando su voracidad y utilidad como agentes de control biológico. Las larvas de los sírfidos presentan diseños coloreados, estos patrones pueden ser crípticos, útiles para camuflarse ante las aves (Rotheray 1986).

En la Argentina, la especie con mayor distribución es *Allograpta exotica* (Wiederman), citada depredando complejos de pulgones en diferentes hospederos (De Santis, 1942; Saini *et al.*, 2001), nombrada en la provincia de Santa Fe depredando áfidos sobre *Foeniculum vulgare* Miller (Manfrino *et al.*, 2011), en Misiones en cultivo de tabaco (Ohashi y Urdampilleta, 2003), en cultivos de trigo en la zona de Bahía Blanca y Santa Fe (Reviriego *et al.*, 2006; Bertolaccini *et al.*, 2008) y en cultivos cerealeros y forrajeros en la provincia de Buenos Aires (Greco, 1995).

También, se citan para la Argentina depredando áfidos y cóccidos a las especies *Allograpta obliqua* (Wiederman), *Baccha clavata* Fabricius, *Mesograpta* spp., *Syrphus phaeostigma* (L.), *Ocyptamus argentinensis* (Thorn.), *Platycheirus carposcalis* (L.) y *Pseudodoros clavatus* (L.) (Greco, 1995; Saini *et al.*, 2001, Reviriego *et al.*, 2006; Bertolaccini *et al.*, 2008). En la provincia de Mendoza se mencionaron a las especies *Platycheirus fenestrata* (Macquart), *P. punctulata* (Wulp), *P. saltana* (Enderlein), *Scaeva occidentalis* Shannon, *Allograpta macquarti* (Blanchard), *Ocyptamus priscilla* (Hull), *O. meridionalis* (Fluke), *Pseudodoros clavatus* (Fabricius), *Eupeodes* (Metasyrphus) *rojasi* Marnef, y una especie perteneciente al género *Toxomerus* Macquart en huertas (López García y Maza, 2013). En la provincia de Tucumán se menciona a *Pseudodoros clavatus* (Fabricius) y *Ocyptamus gastrostactus* (Wiedemann) en brotes de limón (*Citrus limón* L.) depredando al pulgón *Toxoptera citricidus* (Kirkaldy) (Maza *et al.*, 2014a). En la misma provincia se registraron cuatro morfoespecies pertenecientes al género *Eosalpingogaster* (Hull) entre las cuales se nombra a *E. knutsoni* (Mengual & Thompson) sobre cultivos de pimiento (Macián *et al.*, 2013; Maza y López García, 2015) mientras que en la vegetación

espontánea se identificaron diez especies de sírfidos pertenecientes a los géneros *Ocyrtamus* (Macquart), *Palpada* (Macquart), *Pseudodoros* (Becker) y *Toxomerus* (Macquart) (Maza *et al.*, 2014a y b).

En el nordeste de Entre Ríos se identificaron a las larvas de las especies *Toxomerus duplicatus* (Wiedemann) y *Toxomerus watsoni* (Curran) como activas depredadoras del pulgón *Uroleucon sonchi* (L.) en cultivos de lechuga bajo cubierta (Figuras 3) (Maza y Diaz, 2016; Diaz y Martinez, 2018).

A pesar de los avances registrados en los últimos años, el conocimiento sobre la biología de especies de sírfidos nativos y su potencial uso como biocontroladores es aún limitado para la Argentina.



Figura 3. Adulto del sírfido *Toxomerus duplicatus*.

Vaquitas (Coleoptera: Coccinellidae)

Las “vaquitas” constituyen un grupo de insectos del orden Coleoptera de la familia Coccinellidae que actúan como depredadores de pulgones y otros artrópodos de cuerpo blando. Se trata de insectos de tamaño pequeño, cuyo cuerpo es oval o circular y puede alcanzar entre 0,9 a 11 mm. Son insectos de colores brillantes que suelen mostrar manchas en las alas (élitros) que cubren todo el abdomen. La cabeza es pequeña y está retraída (hipognata) en el protórax. En ella, se encuentran las antenas que son cortas (7 a 11 segmentos) y terminan en una clava.

Este grupo de insectos posee una metamorfosis completa, ejerciendo su acción depredadora tanto en estado de larva como en el de adulto sobre las mismas presas (Dixon, 2000). Los huevos son de color amarillo o naranja, con forma alargada y son colocados en grupos, en un número variable (promedio entre 11-30), alcanzando a colocar entre 100 y 1.500 huevos por hembra, según las especies. Las larvas poseen tres pares de patas en el abdomen y pasan por cuatro estadios. El color de las larvas es negro con manchas o bandas amarillas, naranjas o rosadas dependiendo de la especie. Al finalizar el estado larval disminuyen la actividad sujetándose del abdomen a hojas u otras superficies para pupar. En los invernaderos de pimiento es posible observar con frecuencia las pupas en los hilos de conducción de la planta, así como en los palos que forman la estructura del invernadero (Cáceres *et al.*, 2011). La duración del estado de pupa es variable, de tres a doce días a meses, según la especie y la temperatura. Las vaquitas invernan como adultos, generalmente refugiadas en los troncos de los árboles, bajo la hojarasca, debajo de piedras, etc. En primavera inician su dispersión en busca de lugares donde colocar huevos así como para localizar a sus presas.

La mayoría de las vaquitas se desarrollan alimentándose de distintas especies de pulgones; sin embargo, las especies más pequeñas se alimentan de pulgones pequeños y los primeros estadios larvales prefieren los primeros estadios de sus especies presas (Völkl *et al.*, 2007). Son muy comunes de encontrar tanto en cultivos hortícolas a campo como en invernadero, especialmente en aquellos donde se realiza un manejo racional de las aplicaciones de plaguicidas. Dentro de las especies más comunes en la Argentina se destacan *Cycloneda sanguinea* (L.), *Eriopis connexa* (Germar) y *Scymnus rubicundus* (Pullus) (Cáceres *et al.*, 2011, Castresana y Paz, 2019).

El adulto de *C. sanguinea* es de color rojo, con la cabeza de color negro en la que pueden observarse manchas blancas. Las larvas son de color negro con manchas amarillas. Su ciclo de desarrollo fue determinado en 14,5 días y su desarrollo larval de 8 días, cuando se alimentó con *A. gossypii* y *M. persicae*, en condiciones de laboratorio, concluyendo que ambas especies de pulgón satisfacen los requerimientos necesarios para el desarrollo larval de esta especie (Isikber y Copland, 2002).

Los adultos de la especie *E. connexa* son negros con manchas blancas y rosadas, mientras que la larva es negra con manchas blancas. Los huevos son depositados en grupos. Son de color amarillo y tienen forma cilíndrica con los extremos en punta. En los invernaderos de pimiento de Corrientes se la cita como la especie más abundante durante el invierno y primavera (Cáceres *et al.*, 2011).

La especie *S. rubicundus* fue identificada como depredador de *A. gossypii* en invernaderos de la provincia de Corrientes (Cáceres *et al.*, 2011).

Otras especies de vaquitas encontradas como depredadores de pulgones en cultivos de pimiento bajo invernadero son *Coleomegilla quadrifasciata* (Mulsant) e *Hippodamia convergens* (Guerin-Meneville) (Castresana y Paz, 2019).

Crisopas (Neuroptera: Crysopidae)

Dentro del orden Neuroptera la familia Crysopidae es de gran interés para el control biológico. Las crisopas son depredadores polífagos que se alimentan de ninfas de mosca blanca, cochinillas y, con especial preferencia, pulgones. Los adultos poseen color verde pálido, miden entre 12-20 mm de longitud, tienen antenas largas y los ojos color dorado. Poseen alas de color verde transparente que sobrepasan la longitud del cuerpo. Son activos voladores, especialmente de noche. Los huevos de crisopa se reconocen fácilmente dado que son pedicelados y están adheridos al envés de las hojas. Las larvas pasan por tres estadios antes de pupar formando un cocón que queda adherido a la superficie de las plantas. Las larvas son muy voraces, atributo que depende del tamaño de las presas y de la temperatura. Los adultos se alimentan únicamente de polen, néctar y también de melaza producida por los pulgones o bien pueden ser depredadores. Las especies *Ceraeochrysa tucumana* (Navás), *Ceraeochrysa cubana* (Hagen), *Ceraeochrysa paraguaia* (Navás) y *Chrysoperla externa* (Hagen) fueron registradas en invernaderos de pimiento de la provincia de Corrientes en los que se realizan pocas aplicaciones de insecticidas. La mayor abundancia de estas especies de crisopas se registró durante los meses de otoño y primavera (Cáceres *et al.*, 2011).

Otros enemigos naturales

Otros artrópodos generalistas que también se alimentan de los pulgones son: *Orius* spp. (Hemiptera: Anthocoridae), *Nabis* spp. (Hemiptera: Nabidae) y especies de las familias Miridae (Hemiptera), Dolichopodidae (Diptera), Carabidae (Coleoptera), Staphilinidae (Coleoptera) y orden Dermaptera, así como arañas.

CONTROL MICROBIOLÓGICO DE PULGONES

Los hongos entomopatógenos son considerados como el grupo principal de patógenos de insectos que poseen aparato bucal chupador, incluyendo a los pulgones, debido a que el ciclo de infección comienza a través del tegumento (Hajek y St. Leger, 1994). Las especies de hongos que infectan a los pulgones pertenecen a los órdenes Entomophthorales e Hypocreales (Ascomycota) (Steinkraus, 2006). Los Entomophthorales son patógenos obligados y tienen un reducido rango de hospedantes de artrópodos causando la muerte de los pulgones por la invasión de los diferentes tejidos y órganos, mientras que los Hypocreales son patógenos generalistas que causan la muerte de los pulgones por la combinación de una fase parasítica con una fase saprofítica, la cual es mediada por la producción de toxinas. Especies tales como *Beauveria bassiana* (Balsamo) Vuillemin, *Paecylomyces* sp., *Metharhizium anisopliae* (Metschnikoff) Sorokin y *Lecanicillium lecanii* (Zimmermann) Zare & Gams están citadas causando infecciones en pulgones (Steinkraus, 2006).

Dentro de los Entomophthorales *Pandora neoaphidis* (Remaudière & Hennebert) Humber es la especie más abundante como patógena de pulgones, causando epizootias frecuentes en condiciones de campo e invernaderos hortícolas (Scorsetti *et al.*, 2007, Diaz *et al.*, 2010).

En el cinturón hortícola de La Plata se encontró una variabilidad considerable de especies de hongos entomopatógenos asociados a diferentes cultivos (Scorsetti *et al.*, 2007). *Pandora neoaphidis* fue la especie más abundante, siendo colectada en otoño, primavera y la única especie que se encontró en verano. Es un importante biocontrolador de *N. ribisnigri* en cultivos de lechuga en la que se registró una alta prevalencia (pulgones infectados/pulgones totales) de este hongo (Scorsetti *et al.*, 2010). Sin embargo, la especie *Zoophthora radicans* (Brefeld)

Batko fue registrada sobre 6 especies de pulgones y 10 cultivos hortícolas, mientras que *Entomophthora planchoniana* Cornu fue encontrada causando la muerte de *M. persicae* y *N. ribisnigri* en lechuga y otras especies de pulgones en otoño y primavera y *Conidiobolus obscurus* (Hall & Dunn) Remaudière & Keller en invierno y primavera.

Además de las condiciones abióticas necesarias para que se desencadenen epizootias naturales, algunas prácticas agronómicas que tiendan a la conservación de los hongos entomopágenos en el agroecosistema hortícola pueden favorecerlas. Entre ellas, pueden citarse un manejo conservacionista del suelo, considerando que el mismo se comporta como un reservorio natural de los hongos entomopatógenos y la reducción del uso de agroquímicos, ya que muchos tienen una acción negativa directa sobre los mismos.

EXPERIENCIAS DE CONTROL BIOLÓGICO DE PULGONES EN CULTIVOS HORTÍCOLAS

En general, la mayoría de las experiencias se centran en estudios realizados en el marco de proyectos de instituciones públicas de investigación, con pocos trabajos publicados que provean información relevante sobre experimentos a campo, en los que se muestre la influencia de los enemigos naturales sobre la reducción de las poblaciones de áfidos y el aumento en el rendimiento de los cultivos.

Como ejemplo de experiencias de control biológico realizadas en el INTA se puede mencionar el trabajo realizado por Andorno *et al.* (2007) en Los Cardales provincia de Buenos Aires. Este estudio tuvo como objetivo conocer la diversidad de áfidos y parasitoides presentes en un establecimiento comercial de producción orgánica de hortalizas. El conocimiento obtenido en este trabajo sirvió para potenciar las interacciones planta-áfido-parasitoide más relevantes siendo utilizadas en tácticas de control biológico por conservación mediante el uso de plantas hospederas alternativas (Andorno y López, 2014; Andorno *et al.*, 2014).

Bajo otro contexto, merece la pena citar otra experiencia propuesta a raíz de la ineficacia del control químico clásico para el manejo de plagas tales como áfidos. En tal sentido, en la provincia de Corrientes, el INTA, con la colaboración de organismos públicos y privados, ha llevado al reemplazo del manejo convencional basado en pulverizaciones continuas de productos de amplio

espectro por un manejo más racional con control biológico e insecticidas de menor efecto negativo sobre insectos benéficos (Cáceres, 2013; Ver Capítulo 21). En este marco, para el manejo de áfidos se utilizó el control biológico por conservación mediante el uso de plantas banco con la asociación avena/*Rhopalosiphum padi* (L.) para el incremento rápido del parasitoide *A. colemani*. Esta estrategia no resultó tan exitosa como se esperaba y por este motivo se decidió profundizar los estudios de relevamiento sobre la afidofauna y parasitoides específicos asociados a fin de tomar mejores decisiones. Como resultado de estas nuevas investigaciones se observó que *M. persicae* fue el áfido plaga dominante, *D. rapae* la especie de parasitoide primario dominante en el departamento de Bella Vista y *A. colemani* el parasitoide más abundante en el departamento de Lavalle. En esta experiencia y contrariamente a lo que se esperaba, la especie *L. testaceipes* fue hallada en valores muy bajos representando solo el 0,5 % del total de parasitoides (4 especies de Aphidiinae y Aphelinidae) asociados a *M. persicae* en cultivos de pimiento (Andorno *et al.*, 2016). Los resultados obtenidos en Bella Vista son similares a los registrados en cultivos de pimiento bajo cubierta y lechuga en la localidad de Concordia (Castresana y Paz, 2019, Diaz *et al.*, 2016). En Concordia se determinó además que la especie de pulgón predominante durante los cultivos de otoño-invierno es *Uroleucon sonchi* siendo sus principales enemigos naturales las larvas de sírfidos (Diaz *et al.*, 2016) y el hongo entomopatógeno *Pandora neoaphidis*, causante de epizootias capaces de reducir drásticamente las poblaciones de esta especie plaga, cuando las condiciones de temperatura y humedad le son favorables.

Tabla 1. Principales enemigos naturales de los pulgones.

Familia	Especie	Fuente
Coccinellidae	<i>Eriopis connexa</i> (Germar)	Cáceres <i>et al.</i> , 2011; Castresana y Paz, 2019
	<i>Cycloneda sanguínea</i> (L.)	Cáceres <i>et al.</i> , 2011; Castresana y Paz, 2019
	<i>Scymmus rubicundus</i> (Pullus)	Cáceres <i>et al.</i> , 2011; Castresana y Paz, 2019
	<i>Hyppodamia convergens</i>	Castresana y Paz, 2019
	<i>Coleomegilla quadrifasciata</i> (Mulsant)	Castresana y Paz, 2019
Syrphidae	<i>Allograpta exótica</i> (Wiederman)	Greco, 1995; Saini <i>et al.</i> , 2001
	<i>Allograpta obliqua</i> (Wiederman)	Greco, 1995; Saini <i>et al.</i> , 2001
	<i>Toxomerus duplicatus</i> (Wiedemann)	Maza y Diaz, 2016; Diaz y Martínez, 2018
	<i>Toxomerus watsonii</i> (Curran)	Maza y Diaz, 2016; Diaz y Martínez, 2018
	<i>Pseudodoros clavatus</i> (Fabricius)	Maza <i>et al.</i> , 2014
Crysopidae	<i>Ceraeochrysa tucumana</i> (Navás)	Cáceres <i>et al.</i> , 2011
	<i>Ceraeochrysa cubana</i> (Hagen)	Cáceres <i>et al.</i> , 2011
	<i>Ceraeochrysa paraguaia</i> (Navás)	Cáceres <i>et al.</i> , 2011
	<i>Chrysoperla externa</i> (Hagen)	Cáceres <i>et al.</i> , 2011
Aphidinae	<i>Aphidius colemani</i> (Viereck)	Botto <i>et al.</i> , 1995; Andorno <i>et al.</i> , 2014
	<i>Lysiphlebus testaicipes</i> (Cresson)	Botto <i>et al.</i> , 1995; Andorno <i>et al.</i> , 2014
	<i>Diaretella rapae</i> (Stary)	Botto <i>et al.</i> , 1995; Andorno <i>et al.</i> , 2014
	<i>Beauveria bassiana</i> (Balsamo) Vuillemin	Steinkraus, 2006
	<i>Lecanicillium lecanii</i> (Zimmermann)	Steinkraus, 2006
	<i>Metharhizium anisopliae</i> (Metschnikoff 1879) Sorokin 1883	Steinkraus, 2006
	<i>Pandora neoaphidis</i> (Remaudière & Hennebert)	Scorsetti, 2007, Diaz <i>et al.</i> , 2010
	<i>Zoophthora radicans</i> (Brefeld) Batko	Scorsetti <i>et al.</i> , 2007
	<i>Entomophthora planchoniana</i> Cornu	Scorsetti <i>et al.</i> , 2007
<i>Conidiobolus obscurus</i> (Hall & Dunn) Remaudière & Keller	Scorsetti <i>et al.</i> , 2007	

BIBLIOGRAFÍA

- Andorno, A.V., Botto, E.N., La Rossa, F.R. & Möhle, R. (2014). *Control biológico de áfidos por métodos conservativos en cultivos hortícolas y aromáticas*. 48 p. Buenos Aires, Argentina: Ediciones INTA. ISBN 978-987-521-571-9.
- Andorno, A.V. & López, S.N. (2014). Biological control of *Myzus persicae* (Hemiptera: Aphididae) through banker plant system in protected crops. *Biological Control*, 78, 9-14.
- Andorno, A.V., Cáceres, S., Aguirre, M.R.A., Cagnotti, C.L. & López, S.N. (2016). Mapeo estacional de Aphidiinae (Hymenoptera: Braconidae) parasitoides de áfidos (Hemiptera: Aphididae) en las principales zonas productoras de pimiento de la provincia de Corrientes, Argentina. *Rev. Soc. Entomol. Arg.*, 75(3-4), 147-152.
- Andorno, A.V., López, S.N. & Botto, E.N. (2007). Asociaciones áfido-parasitoides (Hemiptera: Aphididae, Hymenoptera: Braconidae, Aphidiinae) en cultivos hortícolas orgánicos en Los Cardales, Buenos Aires, Argentina. *Rev. Soc. Entomol. Arg.*, 66, 171-175.
- Aslan, M.M., Uygun, N. & Stary, P. (2004). A survey of aphid parasitoids in Kahramanmaras, Turkey (Hymenoptera: Braconidae, Aphidiinae; and Hymenoptera: Aphelinidae). *Phytoparasítica*, 32, 255-263.
- Berta, D.C., Colombo, M.V. & Ovruski, N.E. (2002). Interrelaciones entre los áfidos colonizadores del tomate y sus himenópteros parasitoides en Tucumán (Argentina). *Boletín de Sanidad Vegetal Plagas*, 28, 67-77.
- Bertolaccini, I., Andrada, P. & Quaino, O. (2008). Efecto de franjas marginales en la atracción de Coccinellidae y Syrphidae, depredadores de áfidos en trigo, en la zona central de la provincia de Santa Fe, Argentina. *Agronomía Tropical*, 58, 267-276.
- Blackman, R.L. & Eastop, V.F. (2007). *Aphids on the World's Crops* (2nd). 466 p. Chichester, UK: Wiley.
- Botto, E.N., Monetti, C., Ortego, J. & Dughetti, A. (1995). Natural enemies of cereal aphids their potential impact against the russian wheat aphid (Homoptera: Aphididae) in Argentina. *Vedalia*, 2, 39-40.
- Cáceres, S. (2013). Manejo integrado de plagas en la provincia de Corrientes. En: Mitidieri, M.S. & Francescangeli, N. *Sanidad de Cultivos intensivos 2013. Módulo 2: Tomate y pimiento. ¿Cómo mantener la sanidad de manera responsable?* (pp. 60-63). Buenos Aires, Argentina: EEA San Pedro, Ediciones INTA. Recuperado de <http://inta.gov.ar/documentos/sanidad-en-cultivos-intensivos-modulo-2>
- Cáceres, S., Miño, V.S. & Aguirre, A. (2011). Guía práctica para la identificación y el manejo de las plagas del pimiento. 2a Ed. Buenos Aires, Argentina: Bella Vista, Ediciones INTA.
- Castresana, J. & Paz, R. (2019). Manejo agroecológico del pulgón en cultivo de pimiento. 16 p. Buenos Aires, Argentina: EEA Concordia, Ediciones INTA, Recuperado de https://inta.gov.ar/sites/default/files/inta_concordia_manejo_agroecologico_del_pulgón_en_cultivo_de_pimiento.pdf
- Cédola, C. & Greco, N. (2010). Presence of the aphid *Chaetosiphon fragaefolii* on strawberry in Argentina. *J. Insect Sci.*, 10, 9, <https://doi.org/10.1673/031.010.0901>

- Conci, V.C., Torrico, A.K., Cafrune, E., Quevedo, V., Bains, O., Ramallo, J.C.,...Kirschbaum, D. (2009). First report of strawberry mild yellow edge virus in Argentina. *Acta Horticulturae*, 842, 303-306.
- Cordo, H., Logarzo, G., Braun, K. & Di Iorio, O. (2004). *Catálogo de insectos fitófagos de la Argentina y sus plantas asociadas*. 734 p. Buenos Aires, Argentina: Sociedad Entomológica Argentina.
- Davis, J.A., Radcliffe, E.B. & Ragsdale, D.W. (2006). Effects of light and fluctuating temperatures on *Myzus persicae* (Hemiptera: Aphididae). *Environmental Entomology*, 35, 1461-1468.
- De Santis, L. & Esquivel, L. (1966). Tercera lista de himenópteros parasitoides y predadores de los insectos de la República Argentina. *Rev. Mus. La Plata, Zool.*, 9, 45-215.
- De Santis, L. (1942). Nota sobre calcidoideos argentinos parásitos de insectos que viven en frutales. Dirección de Agricultura, Ganadería e Industria, 1(5), 5-8.
- De Santis, L. (1967). *Catálogo de los himenópteros argentinos de la serie Parasítica, incluyendo Bethyloidea*. 337 p. La Plata, Buenos Aires, Argentina: CICBA.
- Del Toro-Benítez, M., Baños-Díaz, H.L., Miranda-Cabrera, I., Chico-Morejón, R. & Martínez-Rivero, M.A. (2016). Biología y parámetros poblacionales de *Aphis gossypii* Glover (Hemiptera: Aphididae) sobre pimiento (*Capsicum annuum* L.) y berenjena (*Solanum melongena* L.). *Revista Protección Vegetal*, 31, 87-93.
- Delfino, M.A. (2004). Áfidos (Homoptera: Aphidoidea) de la Argentina. En: Cordo, H., Logarzo, G., Braun, K. & Di Iorio, O. (Eds.), *Catálogo de insectos fitófagos de la Argentina y sus plantas asociadas*. 734 p. Buenos Aires, Argentina: Sociedad Entomológica Argentina (Ed.).
- Delfino, M.A., Monelos, H.L., Peri, P.L. & Buffa, L.M. (2007). Áfidos (Hemiptera: Aphididae) de interés económico en la provincia de Santa Cruz. *RIA*, 36, 147-154.
- Díaz, B. & Fereres, A. (2005). Life Table and Population Parameters of *Nasonovia ribisnigri* (Homoptera: Aphididae) at different constant temperatures. *Environmental Entomology*, 34, 527-534.
- Díaz, B.M. & Fereres, A. (2007). Ultraviolet-blocking materials as a physical barrier to control insect pests and plant pathogens in protected crops. *Pest Technology*, 1, 85-95.
- Díaz, B.M. & Martínez, M.A. (2018). El uso de "plantas insectario" como aporte al manejo de plagas en hortalizas de hoja en el nordeste de Entre Ríos. En: Ullé J. & Díaz, B.M. (Eds.). El suelo como reactor de los procesos de regulación funcional de los agroecosistemas. Buenos Aires, Argentina: Ediciones INTA. ISBN 978-987-521-948-9. Recuperado de <https://inta.gob.ar/documentos/el-suelo-como-reactor-de-los-procesos-de-regulacion-funcional-de-los-agroecosistemas>.
- Díaz, B.M., Legarrea, S., Marcos-García, M.A. & Fereres, A. (2010). Spatio-temporal relationships among, aphids, the entomophthoran fungus *Pandora neoaphidis* and aphidophagous hoverflies in outdoor lettuce. *Biological Control*, 53, 304-311.
- Díaz, B.M., Maza, N. & Cavigliasso, P. (2016). Aportes del aliso (*Lobularia maritima*) al control biológico de plagas en la producción de lechuga agroecológica protegida en Concordia, Entre Ríos. 39º Congreso Argentino de Horticultura (ASAHO). 26/09/2016. Santa Fe, Argentina.
- Díaz, B.M., Muñiz, M., Barrios, L. & Fereres, A. (2007). Temperature thresholds and thermal requirements for development of *Nasonovia ribisnigri* (Hemiptera: Aphididae). *Environmental Entomology*, 36, 681-688.

- Dixon, A.F.G. (1987). Parthenogenetic reproduction and the rate of increase in aphids *In*: Minks, A.K. & Harrewijn, P. (Eds.), *Aphids their biology, natural enemies and control*, Vol. A. 450 p. Amsterdam, Netherlands: Elsevier.
- Dixon, A.F.G. (2000). *Insect Predator-Prey Dynamics: Ladybird Beetles and Biological Control*. (257 p). Cambridge, UK: Cambridge University Press.
- Dughetti, A.C., Kirschbaum, D.S. & Conci, V.C. (2017). Especies de virus y pulgones encontrados en cultivos de frutilla en Argentina. *RIA*, 43, 36-50.
- Dughetti, A.C., Mairosser, A., Sánchez Angonova, P.A. & Zárate, A.O. (2014). Fluctuación de la población de los áfidos que atacan a la frutilla y registro de sus principales enemigos naturales en el valle bonaerense del Río Colorado. XXXVII Congreso Argentino de Horticultura. pp. 152. Mendoza, Argentina.
- Forbes, A. (1977). The mouthparts and feeding mechanism of aphids. *In*: Harris K.F. & Maramorosch, K. (Eds.), *Aphids as virus vectors*. (pp 83-103). 559 p. New York-London: Academic Press.
- García-Marí, F., Costa-Comelles, J. & Ferragut-Pérez, F. (1994). *Plagas Agrícolas*. 400 p. Valencia, España: Edición Agropubli, S.L. Phytoma.
- Gilbert, F.S. (1981). Foraging ecology of hoverflies: morphology of the mouthpart in relation to feeding on nectar and pollen in some common urban species. *Ecological Entomology*, 6, 245-262.
- Greco, C.F. (1995). Fenología y selección de hábitat de las especies de sírfidos afidófagos (Diptera: Syrphidae) más frecuentes en cultivos cerealeros y forrajeros en la provincia de Buenos Aires, Argentina. *Entomophaga*, 40, 317-320.
- Hagvar, E.B. & Hofsvang, T. (1991). Aphid parasitoids (Hymenoptera, Aphidiidae): Biology, host selection and use in biological control. *Biocontrol News and Information*, 12(1), 13-41.
- Hajek, A.E. & St. Leger, R.J. (1994). Interactions between fungal pathogens and insect hosts. *Ann. Rev. Entomol.*, 39, 293-322.
- Harrington, R. (1994). Aphid layer. *Antenna*, 18, 50-51.
- Isikber, A.A. & Copland, M.J.W. (2002). Effects on various aphid foods on *Cycloneda sanguinea*. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 102, 93-97.
- Ives, A.R., Schooler, S.S., Jagar, V.J., Knuteson, S.E., Grbic, M. & Settle, W.H. (1999). Variability and parasitoid foraging efficiency: a case study of pea aphids and *Aphidius ervi*. *American Naturalist*, 154, 652-673.
- Kavallieratos, N.G., Lykouressis, D.P., Sarlis, G.P., Stathas, G.J., Sanchiz Segovia, A. & Athanassiou, C.G. (2001). The Aphidiinae (Hymenoptera: Ichneumonoidea: Braconidae) of Greece. *Phytoparasitica*, 29(4), 306-340.
- Kennedy, J.S., Day, M.F. & Eastop, V.F. (1962). *A conspectus of aphids as vectors of plant viruses*. London: C.A.B.
- Kirschbaum, D.S. & Hancock, J.F. (2000). The strawberry industry in South America. *HortScience*, 35(35), 807-811.
- Liu, Y.B. (2004). Distribution and population development of *Nasonovia ribisnigri* (Homoptera: Aphidiidae) in iceberg lettuce. *Journal of Economic Entomology*, 97(3), 883-890.
- López García, G.P. & Maza, N. (2013). Lista de sírfidos afidófagos y primeros registros de *Pseudodoros clavatus* y *Eupeodes rojasi* (Diptera: Syrphidae), potenciales agentes de control biológico en la provincia de Mendoza, Argentina. *Rev. Soc. Entomol. Arg.*, 72(3-4), 237-240.

- Luciani, C.E., Asinari, F., Adlercreutz, E.G., Meneguzzi, N., Quiroga, R.J., Navarro, M.E., Kirschbaum, D.S. & Conci, V.C. (2015). Avances en los estudios de distribución de virus de frutilla en Argentina. XV Jornadas Fitosanitarias Argentinas. Santa Fe, Argentina.
- Lynch-Arribalzaga, F. (1891). Dipterologia Argentina (Syrphidae). *Anales de la Sociedad Científica Argentina*, 32, 247-256.
- Macián, A.J., Ghiggia, L.I., Fernández, J.A., Paz, M.R., Maza, N., Gonzalez Olazo, E., Pereyra, V. & Jaime, A.P. (2013). Manejo integrado de moscas blancas y trips en cultivo comercial de pimiento (*Capsicum annum* L.) bajo carpa plástica en Lules, Tucumán. XXXVI Congreso Argentino de Horticultura (ASAHO). Tucumán, Argentina. *Horticultura Argentina*, 32(79), 46.
- Mackenzie, J.R. & Vernon, R.S. (1998). Sampling for distribution of the lettuce aphid, *Nasonovia ribisnigri* (Homoptera: Aphididae) in fields and within heads. *Journal of Entomological Society of British Columbia*, 85, 10-14.
- Manfrino, R.G., Salto, C.E. & Zumoffen, L. (2011). Estudio de las asociaciones áfidos-entomófagos sobre *Foeniculum vulgare* (Umbelliferae) y *Conyza bonariensis* (Asteraceae) en la región central de Santa Fe, Argentina. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*, 70, 99-109.
- Martínez, M.A., Duarte, L. & Ceballos, M. (2013). Biología y tabla de vida vertical de *Diaeretiella rapae* McIntosh en condiciones de laboratorio. *Revista de Protección Vegetal*, 28, 23-26.
- Maza, N. & Diaz, B.M. (2016). Sírfidos (Diptera: Syrphidae) asociados a la producción de lechuga agroecológica, nuevos registros para Entre Ríos, Argentina. p. 62. 39º Congreso Argentino de Horticultura (ASAHO). 26/09/2016. Santa Fe, Argentina.
- Maza, N. & López García, G.P. (2015). *Eosalpingogaster Hull* (Diptera: Syrphidae) en el agroecosistema de Tucumán-Argentina. IX Congreso Argentino de Entomología. Sociedad Argentina de Entomología (SEA). pp. 283. Posadas, Misiones.
- Maza, N., Dami, L.C., Sopena, Y.N., Campos Pedraza, M., Assaf, M.J.T., Ghiggia, L., Macián, A., Paz, M.R., Fernández, J.A. & Jaime, A.P. (2014a). New Record of *Pseudodoros clavatus* and *Ocyptamus gastrostactus* (Diptera: Syrphidae) from Tucuman, Argentina. *Biocell*, 38(Suppl. 4), 62.
- Maza, N., Sopena, Y.N., Assaf, M.J.T., Paz, M.R. & Jaime, A.P. (2014b). Las "moscas de las flores" (Diptera: Syrphidae) en Lules, Tucumán. *Revista de Agronomía del Noroeste Argentino*, 34, 234-235.
- Moreau, D. (2013). *The strawberry aphid*. 20 p. Nova Scotia, Canadá: Atlantic Food & Horticulture Research Centre. Agriculture and Agri-Food Kentville.
- Moreno, A., de Blas, C., Biurrun, R., Nebreda, M., Palacios, I., Duque, M. & Fereres, A. (2004). The incidence and distribution of viruses infecting lettuce cultivated Brassica and associated natural vegetation in Spain. *Annal of Applied. Biology*, 144, 339-346.
- Müller, C.B., Adrianse, C.T., Belshaw, R. & Godfray, C.J. (1999). The Structure of an Aphid-Parasitoid Community. *Journal of Animal Ecology*, 68, 346-370.
- Nebreda, M., Moreno, A., Pérez, N., Palacios, I., Seco-Fernández, V. & Fereres, A. (2004). Activity of aphids associated with lettuce and broccoli in Spain and their efficiency as vectors of lettuce mosaic virus. *Virus Research*, 100, 83-88.
- Nieto Nafria, J.M., Mier Durante, M.P. & Remaudière, G. (1998). Les noms des taxa du groupe-famille chez les Aphididae (Hemiptera). *Revue Française d'Entomologie (N.S.)*, 19, 77-92.

- Nome, S.F. & Yossen, V. (1980). Identificación de virus de frutilla en Argentina. I. Virus del moteado de la frutilla (*Strawberry mottle virus*). *RIA*, 15, 245-257.
- Ohashi, D.V. & Urdampilleta, J.D. (2003). Interacción entre insectos perjudiciales y benéficos en el cultivo de tabaco de Misiones, Argentina. *RIA*, 32, 113-124.
- Ortego, J. (1997). Pulgones de la Patagonia argentina con la descripción de *Aphis intrusa* sp. n. (Hemiptera: Aphididae). *Revista de la facultad de Agronomía, La Plata*, 102, 59-80.
- Ovruski, N.E. (2002). Pulgones y sus enemigos naturales en áreas de producción frutihortícola de Tucumán (2º parte). *Horizonte*, 6, 19-20.
- Ovruski, N.E., Berta, D.C. & Colombo, M.V. (1998). Pulgones colonizadores del cultivo del tomate y sus himenópteros parasitoides, en Tucumán. *Revista Avance Agroindustrial*, 19, 43-45.
- Palumbo, J.C. (2000). Seasonal abundance and control of the lettuce aphid, *Nasonovia ribisnigri*, on head lettuce in Arizona. *Vegetable: A College of Agriculture Report, Series P-122, AZ1177*, 97-105.
- Pérez-Bañón, C., Isidro, P., Rojo, I. & Marcos-García, M. (1996). Primeros datos sobre la dieta polínica de sírfidos de interés en la Península Ibérica y nuevas aportaciones sobre su corología. *Fragmenta Entomológica*, 28, 307-320.
- Perotto, M.C., Celli, M.G., Luciani, C. & Conci, V.C. (2016). Occurrence and characterization of a severe isolate of Watermelon mosaic virus from Argentina. *European Journal of Plant Pathology*, 146, 213-218.
- Perotto, M.C., Luciani, C., Celli, M.G., Torrico, A. & Conci, V.C. (2014). First report of *Strawberry crinkle* virus in Argentina. *New Disease Report*, 30, 5.
- Quintanilla, R.H. (1979). *Pulgones. Características morfológicas y biológicas. Especies de mayor importancia agrícola*. 44 p. Buenos Aires, Argentina: Editorial Hemisferio Sur.
- Reed, H.C., Tan, S.H., Haapanen, K., Killmon, K., Reed, D.K. & Elliott, N.C. (1994). Olfactory responses of the parasitoid *Diaretiella rapae*, (Hymenoptera: Aphidiinae) to odor of plants, aphid, and plant – aphid complexes. *Journal of Chemical Ecology*, 4, 407-418.
- Remaudière, G. & Remaudière, M. (1997). *Catalogue des Aphididae du Monde/ Catalogue of the world's Aphididae (Homoptera: Aphidoidea)*. 475 p. Paris, France: Institut National de la Recherche Agronomique.
- Reviriego, M.E., Descamps, L.R. & Ferrero, A.A. (2006). Fluctuaciones de las poblaciones de *Diuraphis noxia* y sus enemigos naturales en cultivos de trigo en la zona de Bahía Blanca, Argentina. *Agricultura Técnica*, 66, 425-434.
- Rodrigues, S.M.M., Bueno, V.H.P. & Sampaio, M.V. (2003). Tabela de vida de fertilidade de *Lysiphlebus testaceipes* (Cresson, 1880) (Hymenoptera, Aphidiidae) em *Schizaphis graminum* (Rondani, 1852) (Hemiptera, Aphididae). *Revista Brasileira de Entomologia*, 47, 637-642.
- Rojo, S., Gilbert, F., Marcos-García, M., Nieto, J.M. & Mier, M.P. (2003). *A world review of predatory hoverflies (Diptera, Syrphidae: Syrphinae) and their prey*. Alicante, España: Ediciones CIBIO.
- Rotheray, G.E. & Gilbert, F. (1999). Phylogeny of Palaearctic Syrphidae (Diptera): evidence from larval stages. *Zoological Journal of the Linnean Society*, 127, 1-112.
- Rotheray, G.E. (1986). Colour, shape and defense in aphidophagous syrphid larvae (Diptera). *Zoological Journal of Linnean Society*, 88, 201-216.

- Saini, E.D., Polack, L.A. & Alvarado, L. (2001). Enemigos naturales de *Myzus persicae* (Sulzer) y *Aphis gossypii* Glover (Homoptera: Aphididae) sobre pimiento en el cinturón hortícola de la provincia de Buenos Aires. *Phytoma-España*, 125, 28-36.
- Sampaio, M.V., Bueno, V. & van Lenteren, J.C. (2001). Prefêrencia de *Aphidius colemani* Viereck (Hymenoptera: Aphidiidae) por *Myzus persicae* (Sulzer) e *Aphis gossypii* Glover (Hemiptera: Aphididae). *Neotropical Entomology*, 30, 655-660.
- Scorsetti, A.C., Humber, R.A., Garcia, J.J. & López-Lastra, C.C. (2007). Natural occurrence of entomopathogenic fungi (Zygomycetes: Entomophthorales) of aphids (Hemiptera: Aphididae) pests of horticultural crops in Argentina. *BioControl*, 52, 641-655.
- Scorsetti, A.C., Maciá, A., Steinkraus, D.C. & López-Lastra, C.C. (2010). Prevalence of *Pandora neoaphidis* (Zygomycetes: Entomophthorales) infecting *Nasonovia ribisnigri* (Hemiptera: Aphididae) on lettuce crops in Argentina. *Biological Control*, 52, 46-50.
- Snodgrass, R.E. (1935). Principles of insect morphology. 667 p. New York-London: Mc Graw-Hill Book Company, Inc.
- Starý, P. & Delfino, M.A. (1986). Parasitoids (Hym., Aphidiidae) of aphids (Hom., Aphididae) in Tucumán, Argentina. *Boll. Lab. Ent. Agr. Filippo Silvestri*, 43, 41-50.
- Starý, P. (1976). Aphid Parasitism (Hymenoptera, Aphidiidae) of the Mediterranean Area. Academia Nakladatelství Československé Akademie Ved. 102 p. Netherlands: Springer.
- Steinkraus, D.C. (2006). Factors affecting transmission of fungal pathogens of aphids. *Journal of Invertebrate Pathology*, 92(3), 125-131.
- Szwedo, A., Lapeyrie, J. & Nel, A. (2015). Rooting down the aphid's tree – the oldest record of the *Aphidomorpha* lineage from Palaeozoic (Insecta: Hemiptera). *Systematic Entomology*, 40, 207-213.
- Takada, H. (2002). Parasitoids (Hymenoptera: Braconidae, Aphidiinae, Aphelinidae) of four principal pest aphids (Homoptera: Aphididae) on greenhouse vegetable crops in Japan. *Applied Entomology and Zoology*, 37, 237-249.
- Thompson, F.C. & Rotheray, G.E. (1998). Family Syrphidae. In: *Contributions to a manual of Palearctic Diptera*. Papp, L. & Darvas, B. (Eds.). (pp. 81-139). Budapest: Science Herald.
- Thompson, F.C., Rotheray, G.E. & Zumbado, M.A. (2010). Syrphids. In: Brown, B.V. [et al.]. *Manual of Central American Diptera: Volume 2*. NRC. 774 p. Ottawa, Canadá: Research Press.
- Torres, A., Bueno, V., Sampaio, M. & De Conti, B. (2007). Tabela de Vida de Fertilidade de *Aphidius colemani* Viereck (Hymenoptera: Braconidae, Aphidiinae) em *Aphis gossypii* Glover (Hemiptera: Aphididae). *Neotropical Entomology*, 36, 532-536.
- Van Driesche, R.G., Hoddle, M.S. & Center, T.D. (2007). Control de Plagas y Malezas por Enemigos Naturales, 751 p. USA: USDA.
- van Lenteren, J. (1997). Biological Control. (pp.1-34). In: *Integrated Pest Management in protected cultivation*. van Lenteren, J. (Ed.). 339 p. Wageningen, Netherland: Agricultural University.
- Van Steenis, M.J. (1993). Suitability of *Aphis gossypii* Glov., *Macrosiphum euphorbiae* (Thom.) and *Myzus persicae* Sulz. (Hom.: Aphididae) as host for several aphid parasitoid species (Hym.: Braconidae). *Bull. IOBC/WPRS*, 16(2), 157-160.
- Van Steenis, M.J. (1995). Evaluation of four aphidiine parasitoids for biological control of *Aphis gossypii*. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 75, 151-157.

- Vockeroth J.R. & Thompson F.C. (1987). Syrphidae. Chapter 52. *In*: McAlpine, J.F (Ed.), *Manual of Nearctic Diptera* Vol. 2. Monograf 28. (pp. 713-743). 1332 p. Quebec, Canada: Reserch Branch, Agriculture Canada.
- Völkl, W., Mackauer, M., Pell, J.K. & Brodeur, J. (2007). Predators, parasitoids and pathogens. *In*: Van Emden, H.F. & Harrington, R. (Eds.), *Aphids as Crop Pests*. (pp. 187-233). USA: CABI, Cambridge (MA).
- Weems, H. (2008). A Hover Fly, *Allograpta obliqua* (Say) (Diptera: Syrphidae). University of Florida, IFAS Extension. 4 p. Recuperado de <http://edis.ifas.ufl.edu/pdf/IN/IN34200.pdf>. 20/08/2019.
- Weintraub, P.G., Recht, E., Mondaca, L.L., Harari, A.R., Diaz, B.M. & Bennison, J. (2017). Arthropods pest management in organic greenhouses. *Journal of Pest Management*, 8, 1-14.
- Zumoffen, L., Rodriguez, M., Gerding, M., Salto, C. & Salvo, A. (2015). Plantas, áfidos y parasitoides: interacciones tróficas en agroecosistemas de la provincia de Santa Fe, Argentina y clave para la identificación de los Aphidinae y Aphelinidae (Hymenoptera) conocidos de la región. *Rev. Soc. Entomol. Arg.*, 74,133-144.

CAPÍTULO 14

CONTROL BIOLÓGICO DE MOSCAS BLANCAS

López, S. N., D'Alessandro, C. P. y Viscarret, M. M.

LAS MOSCAS BLANCAS

Bajo el nombre vulgar de “moscas blancas” se encuentran más de 1.500 especies pertenecientes a la familia Aleyrodidae (Orden Hemiptera), siendo una pequeña proporción de este número (< 15 %) la que provoca daños de importancia económica en muy diversos cultivos (Evans, 2008). El éxito de estos insectos como plaga se basa en dos características fundamentales:

- ❖ son especies capaces de alimentarse de diversas especies de plantas (polífagas) con un elevado potencial de reproducción.
- ❖ desarrollan factores de resistencia a muchos insecticidas empleados en su control.

Descripción de la plaga y biología

Las moscas blancas se encuentran distribuidas en zonas templadas y tropicales. Su espectro de plantas hospederas es muy amplio e incluye desde especies no cultivadas a cultivadas (hortalizas, frutales, ornamentales, etc.), tanto en campo abierto como en ambientes protegidos (invernáculos).

Los adultos de las moscas blancas son insectos de color blanco debido a la cera que recubre las alas y el resto del cuerpo, producida por glándulas abdominales. Las hembras miden alrededor de 1,5 mm de longitud siendo el macho ligeramente menor. El huevo tiene forma ovoidal alargada y un pedicelo que lo une a la hoja. Al principio del desarrollo es translúcido y se oscurece a medida que se acerca el momento de la eclosión. El estado larval, también llamado ninfa, consta de cuatro estadios, siendo el primer estadio móvil y los tres siguientes inmóviles. La ninfa recién eclosionada es de forma elíptica casi transparente y aplana con un tamaño menor a 0,5 mm. Hacia el final de este primer estadio, la ninfa se fija a la hoja insertando su aparato bucal en los tejidos del floema para extraer

los fotosintatos. El paso al segundo, tercer y cuarto estadio ninfal se realiza por medio de sucesivas mudas, observándose un aumento en el tamaño de las ninfas a la vez que su color se vuelve, en algunas especies, más opaco. Es característica del estado ninfal la presencia de un orificio vasiforme en el dorso del extremo abdominal por donde el insecto elimina el exceso de hidratos de carbono en forma de melaza, denominada “*honeydew*” (“rocío de miel”). Durante el cuarto estadio ninfal aumentan considerablemente los procesos de succión de fotosintatos y secreción de melaza. En la última fase de este estadio el insecto deja de alimentarse y sufre profundas modificaciones para adquirir la forma definitiva del adulto (desarrollo de los esbozos alares, los ojos rojos y el pigmento amarillo del cuerpo de adulto). Cuando el adulto emerge, sobre la exuvia de la ninfa queda una abertura en forma de T (Byrne y Bellows, 1991) (Figura 1).

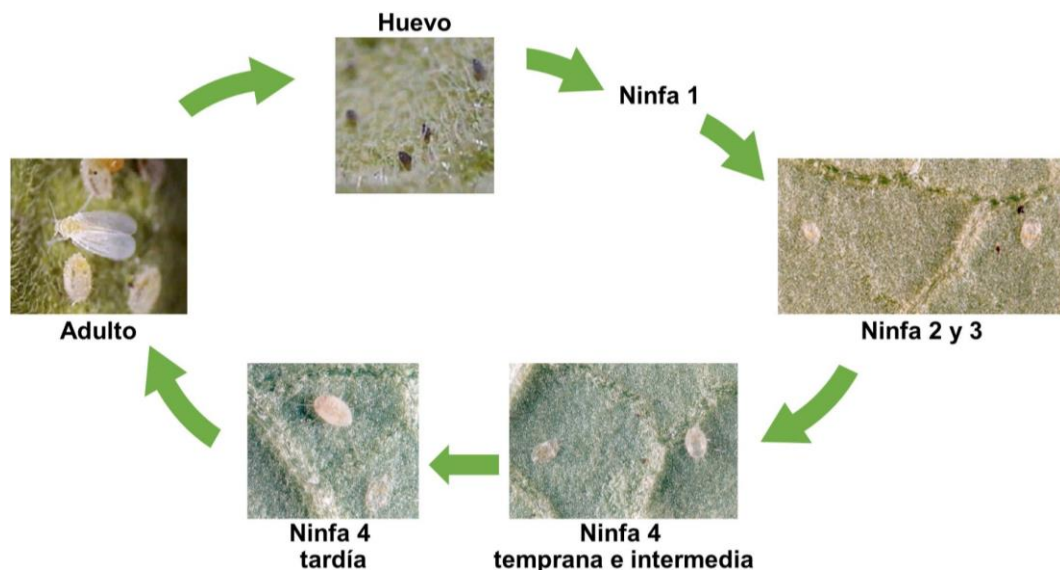


Figura 1. Ciclo de vida de *Trialeurodes vaporariorum* (Fuente: Silvia N. López).

Para la identificación de las distintas especies se utilizan ciertas características morfológicas del estadio ninfal 4 observables mediante preparados microscópicos; ni el adulto ni los otros estadios larvales pueden ser usados con esta finalidad. Cabe destacar que dentro de una misma especie puede haber variaciones morfológicas que responden a la planta hospedera en que se desarrollen las ninfas; esto sin dudas complica la identificación de aquellas que atacan un gran número de hospederas. Asimismo, dentro de una misma especie puede haber diferentes biotipos, entendiéndose por tales a poblaciones de la misma especie

(coespecíficas) generalmente no diferenciables morfológicamente, pero que presentan alguna diferencia respecto de sus biología (ej. diferente intervalo de plantas hospederas, enemigos naturales) (Drost *et al.*, 1998).

Los adultos de moscas blancas se ubican preferentemente en el envés de las hojas tiernas, donde las hembras colocan los huevos en disposición variable según la especie y la planta. La cantidad de huevos que una hembra es capaz de poner, así como la longevidad del adulto y el tiempo de desarrollo preimaginal también, dependen de la especie, la planta hospedera y las condiciones climáticas. La mortalidad a lo largo del desarrollo de su ciclo biológico es, en general, elevada (Soto *et al.*, 2002). Esta alta mortalidad se ha atribuido a características de las plantas, factores nutricionales, acción de enemigos naturales y factores climáticos tales como temperatura, viento, lluvia y humedad relativa. Además, en poblaciones con altas densidades poblacionales la competencia intraespecífica entre los estadios ninfales también puede ser significativa (Soto *et al.*, 2001).

El número de generaciones al año es variable para las distintas especies y está altamente influenciado por las condiciones climáticas. Si bien las moscas blancas no tienen una clara diapausa invernal, su desarrollo en este período se entenece y las poblaciones decrecen durante períodos fríos o secos (Gerling, 1990).

Tipos de daño causados por las moscas blancas

El daño que provocan es de dos tipos:

Directo: ejercido por las ninfas y el adulto al alimentarse de los fotosintatos de la planta hospedera produciendo en esta debilitamiento, marchitamiento, defoliación prematura y muerte. Estos efectos se agravan cuando el ataque es intenso y/o bajo determinadas condiciones ambientales desfavorables para las plantas (p. ej. estrés hídrico).

Indirecto: por la liberación del exceso de agua y azúcares del tracto digestivo, especialmente por los últimos estadios ninfales. Esta melaza favorece el desarrollo de hongos (fumagina) sobre la superficie foliar, disminuyendo su capacidad fotosintética, su nivel de nitrógeno e impidiendo la respiración de la planta (Byrne y Bellows, 1991). Con bajas poblaciones estos daños no afectan de manera sensible al cultivo, pero si las densidades poblacionales son altas, puede verse inhibido el crecimiento de la planta y la fumagina puede disminuir el valor comercial de los

frutos o perjudicar su formación, con reducciones en la fructificación de hasta el 80 % (Figura 2). (Varela Fuentes *et al.*, 2007).



Figura 2. Fumagina en fruto de pimiento (Fuente: Silvia N. López).

Sin embargo, el daño indirecto de mayor relevancia económica causado por las moscas blancas surge de su capacidad de transmitir virus y/o bacterias responsables de importantes enfermedades en sus plantas hospederas. Como ejemplo pueden mencionarse el "*tomato yellow leaf curl virus*" (TYLCV), geminivirus transmitido por *Bemisia tabaci* Gennadius, o el "virus de la clorosis infecciosa del tomate" vectorizado por *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood).

Las moscas blancas en la Argentina

En la Argentina se han registrado 14 especies de moscas blancas (Mound y Halsey, 1978; Tapia, 1970; Viscarret, 2000; López *et al.*, 2011) ubicadas predominantemente desde el paralelo 36° S hacia el Norte (Hayward, 1944). De ellas, las más importantes desde el punto de vista económico pertenecen a la subfamilia Aleyrodinae: *B. tabaci* y *Aleurothrixus aepim* (Goeldi) que atacan al algodón, soja y poroto en el norte del país; *Aleurothrixus floccosus* (Maskell), *Dialeurodes citri* (Ashmead), *Singhiella citrifolii* (Morgan) y *Aleurocanthus woglumi* Ashby, plagas de cítricos; *T. vaporariorum* y *Bemisia tabaci*, que afectan a distintas hortalizas bajo cubierta y *Siphoninus phillyreae*, plaga de los fresnos (Viscarret, 2000).

Dos de estas especies, *B. tabaci* y *T. vaporariorum*, son las más importantes desde el punto de vista económico en cultivos hortícolas por las pérdidas que ocasionan y la cantidad de tratamientos químicos destinados a su control.

Bemisia tabaci* y *Trialeurodes vaporariorum

Las principales características biológicas de estas especies son las siguientes:

***Bemisia tabaci*:** llamada “mosca blanca de la batata” o “mosca blanca del algodón” ha sido encontrada en la Argentina en diversos cultivos, principalmente algodón, tabaco, soja y plantas hortícolas y ornamentales donde puede llegar a ser una importante plaga. Esta especie transmite alrededor de 20 virus que causan más de 40 enfermedades, destacándose aquellas producidas por los geminivirus. Se haya distribuida preferentemente en las provincias del Noroeste, Noreste y centro de la Argentina.

La taxonomía de *B. tabaci* se presenta como compleja por la aparición de variantes biológicas (biotipos) que han determinado que esta especie se trate como "complejo *B. tabaci*". En la Argentina se han registrado los biotipos A, Br, ARG1, ARG2/3 y B, siendo este último el principal biotipo asociado a cultivos hortícolas (Viscarret *et al.*, 2000; Truol *et al.*, 2005). Las principales características biológicas del biotipo B de *B. tabaci* lo muestran como particularmente virulento en comparación con otros biotipos: presenta menor tiempo de desarrollo y mortalidad de estados inmaduros, mayor longevidad y fecundidad (300 huevos/hembra), mayor tolerancia al frío y es extremadamente polífago con un rango de hospederas que supera las 500 especies (De Barro, 1995; Hilje, 2003).

***Trialeurodes vaporariorum*:** comúnmente llamada “la mosca blanca de los invernáculos” es una especie polífaga para la que se conocen plantas hospederas de 250 géneros. Especialmente en ambientes protegidos puede llegar a ser una plaga de importancia, atacando entre otros cultivos plantas ornamentales y hortalizas como pepino, zapallito, papa y particularmente tomate. Su distribución en la Argentina es amplia registrándose desde el Norte hasta el Sur dada su presencia en ambientes protegidos.

Las características biológicas de esta especie están fuertemente influidas por la planta hospedera y la temperatura. A modo de ejemplo, los principales parámetros sobre tomate son: el tiempo de desarrollo de huevo a adulto a 25 °C es

de 20 días, siendo la mortalidad de los estadios inmaduros de 21 % a la misma temperatura (López *et al.*, 1999). Una hembra puede vivir en promedio 30 días a 22 °C, dejando más de 200 huevos a lo largo de su vida (Boxtel *et al.*, 1978).

¿Es posible diferenciar a campo *Bemisia tabaci* de *Trialeurodes vaporariorum*?

Si bien ambas especies de moscas blancas son similares en su aspecto morfológico, es posible diferenciarlas tanto a nivel de adultos como de estados inmaduros (particularmente la ninfa 4). Pero debemos remarcar que las diferencias que se mencionarán a continuación son solo orientativas, dependiendo una correcta clasificación de los especímenes del análisis detallado de los caracteres morfológicos discriminantes.

Los adultos de *T. vaporariorum* se diferencian de los de *B. tabaci* respecto de la posición en la que mantienen sus alas cuando están en reposo. *T. vaporariorum* mantiene sus alas "planas" sobre la línea media central del dorso sin dejar un espacio visible entre ellas. Los adultos de *B. tabaci* cuando están en reposo presentan sus alas adosadas a modo de "techo a dos aguas" o V invertida no llegando a tocarse entre sí y dejando un pequeño espacio entre ellas sobre la línea media dorsal del cuerpo. También, pueden diferenciarse por su tamaño ya que la hembra de *T. vaporariorum* mide aproximadamente unos 2 mm de largo, siendo el macho algo más pequeño. El adulto de *B. tabaci* mide poco más de 1 mm de longitud (Rodríguez, 1994). Respecto de las ninfas 4, la de *T. vaporariorum* es oval-alargada con el dorso elevado e igual altura en toda su superficie; sus bordes están cubiertos por una mayor cantidad de filamentos cerosos, más o menos largos según la planta huésped. En contraposición las "pupas" de *B. tabaci* son más "chatas" con el centro elevado y los márgenes bajos; y sus bordes presentan escasos a ningún filamento ceroso (Viscarret y Botto, 1996) (Figura 3).



Figura 3. Adultos y ninfas 4 de *Trialeurodes vaporariorum* (izquierda) y *Bemisia tabaci* (derecha) (Fuente: Silvia N. López y Celeste D'Alessandro).

LOS ENEMIGOS NATURALES DE LAS MOSCAS BLANCAS

ENTOMÓFAGOS

Parasitoides

Los parasitoides de moscas blancas se encuentran en su mayoría dentro del Orden Hymenoptera, familia Aphelinidae, siendo los géneros *Encarsia* y *Eretmocerus* los de mayor cantidad de especies.

En la Argentina los parasitoides registrados en asociación con *T. vaporariorum* y *B. tabaci* son: *Encarsia desantisi* Viggiani (De Santis, 1948; Paz y Fernández, 2006), *Encarsia formosa* (Gahan) (De Santis, 1981), *Encarsia hispida* De Santis (De Santis, 1948; Paz y Fernández, 2006), *Encarsia lycopersici* De Santis (De Santis, 1957; Cáceres *et al.*, 2011; Viscarret *et al.*, 2000), *Encarsia nigricephala* Dozier (Cáceres *et al.*, 2011), *Encarsia pergandiella* Howard (Paz y

Fernández, 2006; Viscarret *et al.*, 2000), *Encarsia porteri* Mercet (De Santis, 1948; Polaszek *et al.*, 1992; Viscarret *et al.*, 2000), *Encarsia tabacivora* Viggiani (Cáceres *et al.*, 2011), *Encarsiatransvena* (Viscarret *et al.*, 2000), *Eretmocerus* sp. cercana a *E. corni* Haldeman (De Santis, 1967; Viscarret *et al.*, 2000) y *Eretmocerus mundus* Mercet (Cáceres *et al.*, 2011; López y Evans, 2008). Asimismo, se ha citado la presencia de *Amitus* sp. (Platygasteridae) parasitando a la mosca blanca de los invernáculos (Paz y Fernández, 2006).

De todas estas especies, las que han sido objeto de mayor cantidad de estudios como agentes de control biológico de las moscas blancas son *E. formosa*, *E. mundus* y *Eretmocerus* sp. cercana a *E. corni*.

Encarsia formosa

Esta especie fue descrita en 1924 por Gahan, quien por primera vez hizo mención a la asociación de este parasitoide con *T. vaporariorum*. Si bien existe controversia al respecto, se cree que la especie sería originaria de la zona tropical o subtropical del Nuevo Mundo al igual que su huésped (Polaszek *et al.*, 1992). Si bien presenta una alta preferencia por *T. vaporariorum*, se conocen alrededor de otras diez especies de aleiródidos huéspedes de este entomófago, entre ellos, *B. tabaci* (Hennessey *et al.*, 1995; Polaszek *et al.*, 1992).

Se trata de un pequeño parasitoide de aproximadamente 0,6 mm de longitud, con cabeza y tórax negro y abdomen amarillo (Figura 4). Sus estados de desarrollo son huevo, larva (tres estadios), pupa y adulto. Todos ellos, excepto el adulto, se desarrollan en el interior de su huésped (ninfa de mosca blanca).



Figura 4. Hembra adulta de *Encarsia formosa* (Fuente: Silvia N. López).

Encarsia formosa es un endoparasitoide solitario con reproducción por partenogénesis deuterotoca (progenie femenina diploide). Los machos se desarrollan raramente y se comportan como parasitoides primarios de ninfas de moscas blancas (Williams y Polaszek, 1996). La hembra ovipone preferentemente sobre ninfas del huésped de 3^{er} y 4^{to} estadio (Nell *et al.*, 1976), siendo capaces de discriminar ninfas parasitadas de las no parasitadas (van Lenteren *et al.*, 1976). Bajo condiciones de laboratorio (alrededor de 25 °C), cada hembra puede dejar una descendencia de alrededor de 316 hembras a lo largo de toda su vida, con una longevidad promedio de 16 días (López y Botto, 1995a).

Este parasitoide actúa también como predador al alimentarse de los fluidos corporales de las ninfas ("*host-feeding*"), a través de un orificio que hace en el dorso del cuerpo del huésped con su ovipositor (Nell *et al.*, 1976). Esta alimentación es necesaria para completar la maduración de las gónadas del parasitoide. Puede alimentarse de todos los estadios del huésped, pero presenta preferencia por la ninfa 2 y por la última etapa de la ninfa 4 (van Alphen *et al.*, 1976).

Cuando *E. formosa* parasita a *T. vaporariorum* induce la melanización de la ninfa que se torna negra. El desarrollo de la pupa del parasitoide coincide con esta melanización e indica la muerte del huésped (Nechols y Tauber, 1977) (Figura 5).



Figura 5. Ninfa de *Trialeurodes vaporariorum* parasitada por *Encarsia formosa* (Fuente: Silvia N. López).

La potencialidad como agente de biocontrol de *E. formosa* comenzó a estudiarse en Inglaterra en 1926 (Speyer, 1927). Su uso para el control de la mosca blanca mediante técnicas de liberación aumentativa fue discontinuo hasta la década del 70, cuando tras el fracaso de los plaguicidas sintéticos, cobró auge el desarrollo de programas de manejo integrado. Desde entonces esta especie ha sido objeto de numerosos estudios de laboratorio y de campo (Gerling, 1990).

Este enemigo natural es en la actualidad producido comercialmente y aplicado en alrededor de veinte países del mundo (Cock *et al.*, 2010). La estrategia utilizada con este parasitoide es la de las liberaciones “inoculativas estacionales”, que consisten en unas pocas liberaciones periódicas del parasitoide a lo largo de la estación de crecimiento del cultivo. Se procura de este modo lograr el control de la plaga por la acción de los individuos liberados y de sus descendientes, reforzando dicha acción con nuevas liberaciones (van Lenteren y Woets, 1988).

En la Argentina, *E. formosa* fue introducida en 1981 por iniciativa de la Facultad de Ciencias Agrarias de la Universidad Nacional de Córdoba para el control biológico de *T. vaporariorum* (De Santis, 1981). No obstante, el establecimiento y la amplia dispersión del parasitoide en otras áreas productoras del país, el estudio del posible impacto de las poblaciones desarrolladas localmente, en cuanto a su desempeño como agente de biocontrol, se dio varios años después (López y Botto, 1995a; b; López *et al.*, 2005).

Eretmocerus mundus

Entre todos los parasitoides del género *Eretmocerus* utilizados para el control de *B. tabaci*, se destaca *E. mundus*, especie de origen mediterráneo que aparece en forma espontánea y abundante parasitando esta plaga en los cultivos hortícolas de esa región europea. De hecho, a partir de 2002 este parasitoide comenzó a ser comercializado en todo el mundo para el control de esta plaga (Stansly *et al.*, 2005).

Eretmocerus mundus, al igual que la mayoría de las especies de este género, es arrenotoca: las hembras son diploides y provienen de huevos fertilizados, en tanto los machos son haploides y se desarrollan partenogénicamente de huevos sin fertilizar (Figuras 6 y 7).



Figura 6. Macho y hembra adultos de *Eretmocerus mundus* (Fuente: Silvia N. López).

Hembras y machos son parasitoides primarios solitarios de ninfas de moscas blancas. Los huevos son depositados bajo la ninfa del huésped, lugar donde eclosiona la larva de primer estadio. Esta penetra al interior del huésped, desarrollándose los dos siguientes estadios larvales endoparasíticamente. La hembra ovipone preferentemente en el 2^{do} y 3^{er} estadio ninfal del huésped, y es capaz de reconocer ninfas ya parasitadas por ella o por hembras coespecíficas (Gerling, 1990). Al igual que *E. formosa*, *E. mundus* realiza "host-feeding". Para ello inserta su ovipositor en el orificio vasiforme de la ninfa de mosca blanca, perforando su membrana y se alimentándose de sus fluidos corporales. Esta diferencia con *E. formosa* en el proceso de "host-feeding" se debe a que estas especies, al oviponer debajo y no dentro de la ninfa, no tienen un ovipositor lo suficientemente fuerte como para perforar la cutícula del huésped (Gerling, 1990). El desarrollo de la pupa del parasitoides induce un cambio en el color de la ninfa parasitada, que se torna anaranjada (Figura 7).

En la Argentina, *E. mundus* ha sido registrado atacando en forma natural el complejo *Bemisia tabaci* en pimiento, tomate y melón en el noreste, oeste y centro del país lo que indicaría que esta especie está presente en una extensa área (López y Evans, 2008). Bajo condiciones de laboratorio (alrededor de 25 °C), cada hembra puede dejar una descendencia de alrededor de 190 y 155 individuos en pimiento y tomate, respectivamente, con una longevidad de alrededor de 17-18 días, cuando se desarrolla sobre el biotipo B de *B. tabaci*. (Chacón Castro y López, 2010).



Figura 7. Ninfa de *Bemisia tabaci* parasitada por *Eretmocerus mundus* (Fuente: Silvia N. López).

Eretmocerus* sp. cercana a *Eretmocerus corni

Esta especie es una de las tres pertenecientes al género *Eretmocerus* asociadas a *T. vaporariorum* (Hennessey *et al.*, 1995; Vet *et al.*, 1980). Al igual que *E. mundus*, se trata de un parasitoide con reproducción arrenotoca, cuyas hembras y machos se desarrollan solitariamente sobre de ninfas de moscas blancas. También realiza “*host-feeding*” e induce un cambio de coloración de la ninfa parasitada que se torna naranja.

En la Argentina Blanchard (1936) determinó la presencia de *Eretmocerus* sp. cercana a *E. corni* en Mendoza, y posteriormente De Santis (1948) obtuvo individuos de esta especie en La Plata (Buenos Aires). Las principales características biológicas de esta especie fueron estudiadas bajo condiciones de laboratorio: presenta un tiempo de desarrollo preimaginal de 20 días, la hembra vive alrededor de 13 días y tiene una fecundidad de 280 descendientes cuando parasita a la mosca blanca de los invernáculos en tomate (López y Botto, 1997; López, 1998). En muestreos realizados en el cinturón hortícola platense se registraron niveles de parasitismo que llegaron al 34 % de las ninfas parasitadas por este entomófago hacia el inicio del otoño (López, 1998).

Predadores

Los predadores asociados a las moscas blancas pertenecen fundamentalmente a las familias Coccinellidae (Coleoptera), Miridae, Anthocoridae (Hemiptera), Syrphidae (Diptera), Chrysopidae (Neuroptera) y Phytoseiidae (Acari). Se trata de especies en su mayoría generalistas, aunque algunos están más especializados con un metabolismo adaptado a la composición bioquímica de los aleiródidos (Gerling *et al.*, 2001).

En la Argentina, los predadores registrados en asociación con moscas blancas en cultivos hortícolas son polípagos y oligófagos destacándose: *Eriopis connexa* (Germar), *Olla v-nigrum* (Mulsant), *Cycloneda sanguinea* (L), *Delphastus argentinus* Nunenmacher (Coleoptera: Coccinellidae); *Allograpta exotica* Wied. y *Pseudodorus clavatus* (F.) (Diptera: Syrphidae), mosca tigre (especie indeterminada) (Diptera: Miscidae), *Ceraeochrysa cubana* (Hagen), *Ceraeochrysa tucumana* (Navás), *Ceraeochrysa paraguaia* (Navás), *Chrysoperla externa* (Hagen), *Chrysoperla argentina* (González Olazo & Reguilón) y *Chrysoperla asoralis* (Banks) (Neuroptera: Chrysopidae), *Tupiocoris cucurbitaceus* (Spinola) (Hemiptera: Miridae), *Orius insidiosus* Say (Hemiptera: Anthocoridae) y *Amblyseius swirkii* Athias-Henriot (Acari: Phytoseiidae) (Cáceres *et al.*, 2011; Cédola y Polack, 2011; Carrizo *et al.*, 2012; Haramboure *et al.*, 2014; Macián *et al.*, 2013; López *et al.*, 2012).

En términos generales, y con excepción de *T. cucurbitaceus*, existe escasa información sobre la biología y el impacto del resto de los predadores mencionados sobre las poblaciones de moscas blancas, así como sobre su utilización como agentes de control biológico en cultivos hortícolas.

Tupiocoris cucurbitaceus

Tupiocoris cucurbitaceus es una de las 12 especies conocidas de la subfamilia Dicyphinae (Miridae) y ha sido citada en varios países del continente americano (Ferreira *et al.*, 2001; Williams *et al.*, 2003). Se encuentra sobre plantas pertenecientes a las familias *Solanaceae*, *Asteraceae*, *Cucurbitaceae* y *Geraniaceae* (Ohashi y Urdampilleta, 2003; Logarzo *et al.*, 2005). En la Argentina, se lo encontró sobre una gran variedad de plantas, mostrando mayor preferencia por aquellas pertenecientes a las familias *Solanaceae* y *Cucurbitaceae*. Si bien se ha informado actividad fitófaga en tabaco, debe destacarse su cualidad como depredador de ninfas de moscas blancas (López *et al.*, 2012b). La aparición de este enemigo natural asociado a moscas blancas en cultivos de tomate bajo manejo orgánico, despertó el interés en este insecto como un posible candidato para el control de esta plaga mediante un manejo conservativo o inoculativo (Del Pino *et al.*, 2008).

Esta especie, como todos los míridos, presenta metamorfosis incompleta, paurometabolía; a lo largo de su vida atraviesa por los estados de huevo, ninfa y adulto. En el estado ninfal se distinguen cinco estadios. Las ninfas de primer estadio son casi imperceptibles a simple vista. Son de un color verde claro y van tomando tonos verdosos oscuros conforme van mudando de estadio. Se pueden apreciar los esbozos alares en los dos últimos estadios ninfales (Figura 8). Las hembras colocan los huevos en el interior del tejido vegetal, siendo la planta hospedera determinante ya que sus diferentes valores nutricionales o la presencia de compuestos pueden interferir con el metabolismo y reducir la tasa de desarrollo tanto en el estado de huevo como en el de ninfa (Mohd Rasdi *et al.*, 2009). Otro factor importante es la presencia de tricomas en las hojas puesto que ayudan a proteger los huevos y favorecen la alimentación de las ninfas más pequeñas (Wheeler, 2001; Sánchez *et al.*, 2004). Así, Orozco Muñoz *et al.* (2012) demostraron que *T. cucurbitaceus* no es capaz de desarrollarse y establecerse en cultivos de pimiento y sí, en tomate y tabaco. El tiempo de desarrollo embrional en estas últimas hospederas es de aproximadamente 10 días a 25 °C (López *et al.*, 2012b; Orozco Muñoz *et al.*, 2012).

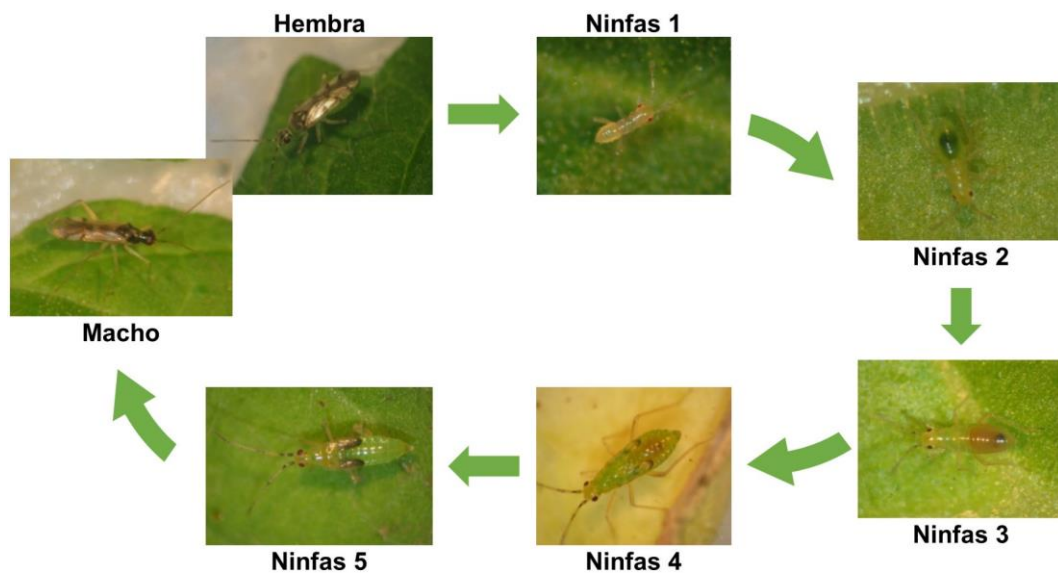


Figura 8. Ciclo de vida de *Tupiocoris cucurbitaceus* (Fuente: Silvia N. López).

T. cucurbitaceus es eminentemente carnívora y la actividad fitófaga, si bien puede darse en las primeras etapas de vida, no satisface las necesidades alimenticias para el correcto desarrollo ninfal de este insecto. Sobre tomate y tabaco, menos del 5 % de las ninfas llegan a adultos en ausencia de alimento de origen animal, con un desarrollo más lento, una reducción del tamaño corporal (20 a 30 %) respecto a adultos emergidos en plantas con presa y, además, no dejan descendencia (Orozco Muñoz *et al.*, 2012). El tiempo de desarrollo de huevo a adulto es de alrededor de 24 días en presencia de moscas blancas (*T. vaporariorum* y *B. tabaci*). Las hembras de *T. cucurbitaceus* viven, en condiciones de laboratorio a 25 °C y alimentadas con moscas blancas, entre 18 y 25 días y dejan una descendencia de aproximadamente 60 ninfas (López *et al.*, 2012b; Orozco Muñoz *et al.*, 2012).

Si bien, esta chinche ha sido hallada asociada a cultivos de tomate con ataque de moscas blancas, es capaz de alimentarse de otro tipo de presas. En todos los casos, las hembras son más voraces que los machos y las ninfas, con consumos de alrededor de 35-38 ninfas de cuarto estadio de *T. vaporariorum* y *B. tabaci*, 46 huevos de *S. cerealella*, 147 huevos y 3 larvas de *Tuta absoluta*, 20 ninfas de *Myzus persicae* y 26 hembras de *Tetranychus urticae* Koch (Acarina: Tetranychicae) en 24 horas (López *et al.*, 2012b; López *et al.*, 2019) (Figura 9).

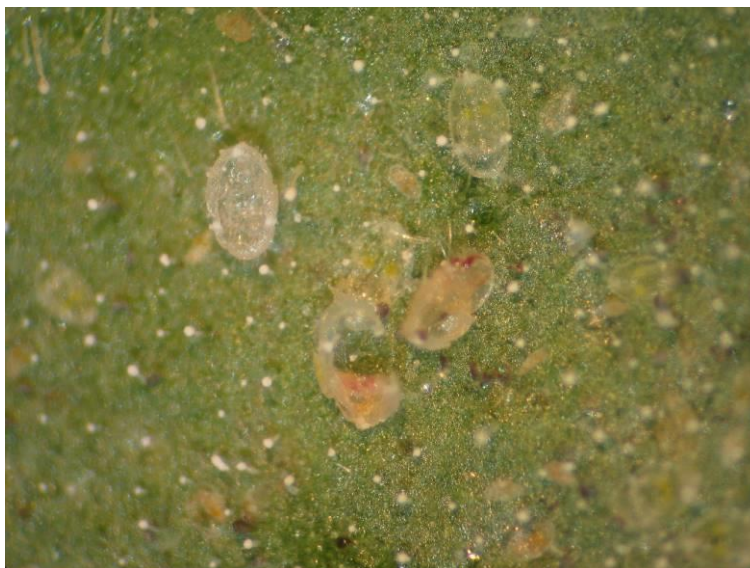


Figura 9. Ninfa de *Trialeurodes vaporariorum* predada por *Tuziocoris cucurbitaceus* (Fuente: Silvia N. López).

Tanto la hembra como el macho de *T. cucurbitaceus* pueden alimentarse de ninfas parasitadas por *E. formosa*, existiendo entonces depredación intragremial entre estos dos enemigos naturales. Ante la posibilidad de elegir entre ambos tipos de presas (ninfas sanas y ninfas parasitadas), la chinche no muestra preferencia por una de ellas, sino que se alimenta de ambas en igual cantidad (Fuentes Baluzzi, 2016).

ENTOMOPATÓGENOS

El control biológico de las moscas blancas con microorganismos patógenos recibió especial interés en los últimos años, enfatizando el estudio en los hongos entomopatógenos por ser los agentes infecciosos predominantes y por desarrollar epizootias en gran parte del mundo (Osborne y Landa, 1992; Shah y Pell, 2003).

La mayoría de las referencias sobre hongos patógenos de las moscas blancas se relacionan con infecciones naturales llevadas a cabo por los hongos del Phylum Ascomycota, orden Hypocreales y, en menor cantidad, por los hongos del Subphylum Entomophthoromycotina, Orden Entomophthorales (Tabla 1). La mayoría de los aislamientos fúngicos fueron obtenidos de *B. tabaci* biotipo B y *T. vaporariorum* en diferentes regiones geográficas como India, Taiwán, Estados Unidos, Brasil, Colombia, México y Argentina. En la Argentina existen pocas citas

sobre la infección natural de los hongos entomopatógenos en las moscas blancas. Toledo *et al.* (2004), Scorsetti (2007), Scorsetti *et al.* (2008) y D'Alessandro (2011) registraron la ocurrencia de infecciones con *Isaria fumosorosea* Wize, *I. farinosa* (Holmsk.) Fries, *I. javanica* (Bally) Samson & Hywel-Jones, *Lecanicillium lecanii* (Zimmermann) Zare & Gams, *L. longisporum* (Petch) Zare & W. Gams y *L. muscarium* (Petch) Zare & Gams en individuos de *T. vaporariorum* provenientes de cultivos hortícolas de la provincia de Buenos Aires y de *B. tabaci* Biotipo B infectados con *I. fumosorosea* provenientes de la provincia de Corrientes (Tabla 1).

Bajo ciertas condiciones, los hongos entomopatógenos son capaces de infectar un número elevado de insectos al mismo tiempo y reducir las poblaciones de las moscas blancas a niveles muy bajos (proceso denominado epizootia). El hongo *Isaria fumosorosea* (antiguamente denominado *Paecilomyces fumosoroseus*) es capaz de generar epizootias durante o inmediatamente después de períodos prolongados de elevada humedad en invernáculos o a campo (Carruthers *et al.*, 1993; Lacey *et al.*, 1996). D'Alessandro (2011) reportó la ocurrencia de epizootia natural del hongo *I. fumosorosea* en individuos de *T. vaporariorum* provenientes de plantaciones de chaucha de la provincia de Buenos Aires en mayo y junio del 2007 (Figura 10).

Las infecciones naturales causadas por los hongos entomopatógenos juegan un rol preponderante en el control de insectos plagas. Sin embargo, en ocasiones puede ser necesario incrementar su presencia en forma artificial mediante la inoculación de los hongos entomopatógenos para aumentar su efecto insecticida. Por lo tanto, dentro del control biológico se plantea como una alternativa la introducción inoculativa o inundativa de estos hongos en forma de productos comerciales o artesanales (Faria y Wraight, 2001).

Las especies del Phylum Ascomycota, orden Hypocreales, son las más utilizadas para el desarrollo de micoinsecticidas, ya que tienen un amplio rango de insectos hospedadores y su manipulación en cultivos *in vitro* y en fermentaciones sólidas es relativamente fácil (Murrin, 1996). Los hongos del Subphylum Entomophthoromycotina, Orden Entomophthorales, son buenos candidatos para el control biológico debido a su estricta especificidad, a su capacidad de generar epizootias y al desarrollo de esporas de resistencia; sin embargo, su crecimiento es reducido en cultivos *in vitro* y no pueden ser producidos a gran escala (Pell *et al.*, 2001; Papierok, 2007).

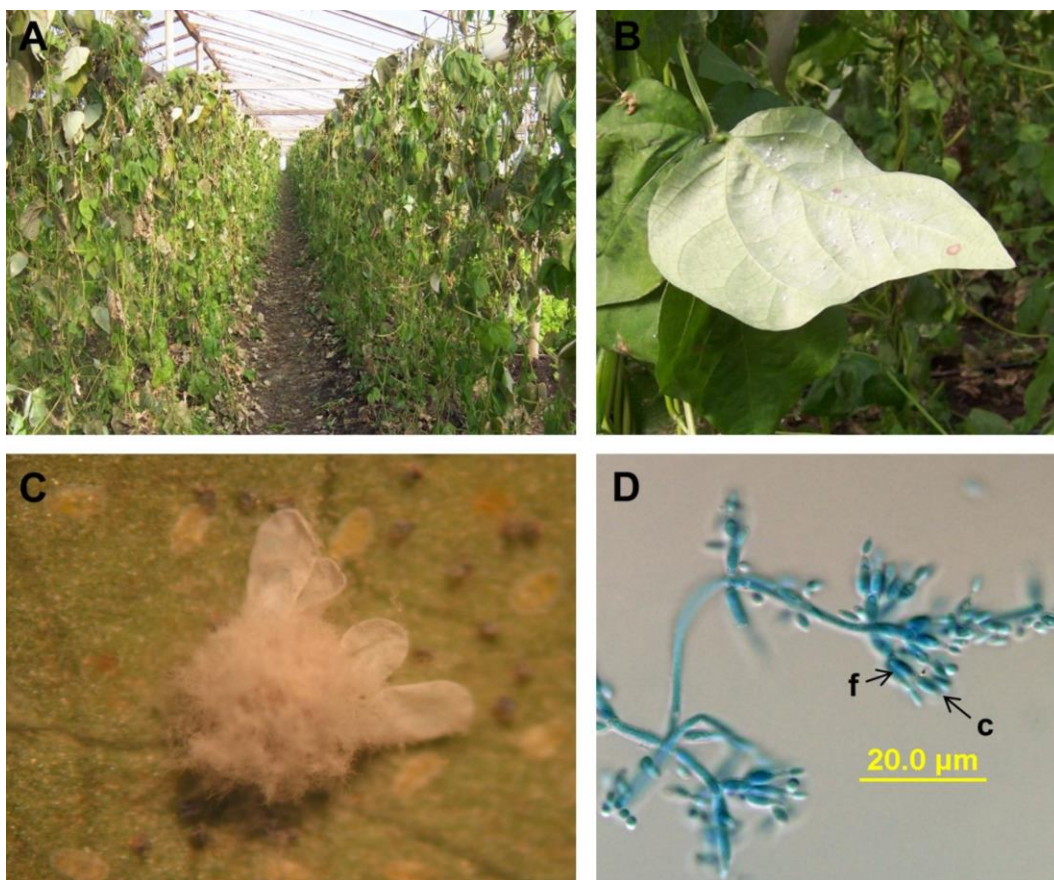


Figura 10. Epizootia del hongo entomopatógeno *Isaria fumosorosea* en adultos de *Trialeurodes vaporariorum* en plantaciones de chaucha (Cinturón Hortícola de La Plata, Bs. As., durante mayo y junio del 2007. Fuente: Celeste D´Alessandro). A: Cultivo de chaucha bajo invernáculo. B: Adultos infectados sobre planta hospedera. C: Adulto infectado con *I. fumosorosea*. D: Estructuras reproductivas de *I. fumosorosea* en azul de algodón-lactofenol Ammann (0.01 p/v): f: fiálide. c: conidio.

Actualmente, están disponibles en el mercado mundial varios microinsecticidas a base de hongos entomopatógenos para controlar las poblaciones de moscas blancas, siendo desarrollados con conidios de *Beauveria bassiana* (Balsamo) Vuillemin., *I. fumosorosea* Wize y *L. lecanii* (Zimmermann) Zare & Gams (Charnley, 1997; Faria y Wraight, 2001; 2007; Mascarín *et al.*, 2018) (Tabla 2).

Existen numerosos estudios que demuestran el uso potencial de los hongos entomopatógenos como agentes de control biológico de las moscas blancas. Se han desarrollado varios métodos de bioensayos para evaluar su virulencia, como así también, la influencia de factores bióticos y abióticos sobre dicha actividad (Landa *et al.*, 1994; Vidal *et al.*, 1997; Wraight *et al.*, 1998; Lacey *et al.*, 1999).

Cientos de aislamientos fúngicos fueron evaluados sobre ninfas en condiciones de laboratorio demostrando una gran variabilidad en la virulencia de los aislamientos (Osborne y Landa, 1992; Wraight *et al.*, 1998; Mascarín *et al.*, 2013). Además, se evaluó el efecto de los hongos entomopatógenos sobre los diferentes estados de desarrollo de las moscas blancas, observando que los estadios ninfales presentaron porcentajes de mortalidad superiores a los observados en huevos y adultos expuestos a *B. bassiana* (Ramos *et al.*, 2000), *I. fumosorosea* (Lacey *et al.*, 1999), *I. farinosa* (Negasi *et al.*, 1998) y *L. lecanii* (Meade y Byrne, 1991). Por otro lado, se demostró la eficiencia de control de los hongos entomopatógenos sobre poblaciones naturales de moscas blancas en cultivos a cielo abierto (campo) o bajo cubierta (invernáculo). La mayoría de estos estudios fueron realizados con micoinsecticidas comerciales de *I. fumosorosea* (PFR-97) y *B. bassiana* (Mycotrol, Naturalis-L) observando que ambas especies fueron efectivas contra las poblaciones de moscas blancas presentes en cultivos de algodón (Wright *et al.*, 1993; Akey *et al.*, 1994), plantas cucurbitáceas (Wraight *et al.*, 2000) y en cultivos protegidos bajo cubierta (Vidal *et al.*, 1998; Fargues *et al.*, 2003).

El uso de los hongos entomopatógenos como agentes de control biológico de las moscas blancas tiene varias ventajas en comparación con los insecticidas químicos, porque estos patógenos son específicos para los artrópodos plagas, pueden persistir en el suelo y favorecer al control de plagas a largo plazo, son inofensivos para el medio ambiente y, también, contribuyen a una producción agrícola más sustentable. Sin embargo, como son organismos vivos, la eficiencia de control de los hongos entomopatógenos depende de las condiciones climáticas (temperatura, humedad relativa, radiación solar, etc.). En la mayoría de los ensayos realizados en plantaciones bajo cubierta, se observó una mayor eficiencia de los hongos entomopatógenos que en los ensayos a cielo abierto, lo cual se relacionó con la estabilidad de las condiciones ambientales en cultivos bajo cubierta (Faria y Wraight, 2001).

CONTROL BIOLÓGICO DE MOSCAS BLANCAS EN CULTIVOS HORTÍCOLAS

Una de las principales áreas de producción agrícola comercial en la que se aplica el control biológico de plagas en el mundo es la producción de hortalizas en invernáculos. Sin embargo, el 75 % de estas prácticas tienen lugar en Norte América y Europa debido, en parte, a la disponibilidad de biofábricas productoras de enemigos naturales para controlar diversas plagas (van Lenteren y Bueno, 2003).

En la Argentina, el control biológico de plagas hortícolas en general, y de moscas blancas en particular, ha sido considerado con mucho entusiasmo en los últimos años, aunque su aplicación sigue siendo aún limitada. En general, la mayoría de las experiencias se centran en estudios realizados en el marco de proyectos de instituciones públicas de investigación, con pocos trabajos publicados que provean información relevante sobre experimentos a campo, en los que se muestre la influencia de los enemigos naturales sobre la reducción de las poblaciones de moscas blancas y el aumento en el rendimiento del cultivo. Entre los factores que limitan la aplicación del control biológico, pueden mencionarse, en concordancia con van Lenteren y Bueno (2003), los siguientes: influencia de la industria químicas sobre los productores que lleva a un uso excesivo de agroquímicos, bajo nivel de información sobre control biológico por parte de los productores, altos costos asociados con la incorporación del control biológico, falta de políticas gubernamentales para llevar adelante programas de control biológico de largo plazo, bajo interés de los consumidores por hortalizas libres de plaguicidas, falta de canales y ventajas para la comercialización de hortalizas producidas bajo sistemas MIP que incorporen el control biológico, entre otros.

Uso de entomófagos en el control biológico de moscas blancas en cultivos hortícolas en la Argentina

Son escasas las referencias bibliográficas sobre experiencias concretas del uso de enemigos naturales para el control de *T. vaporariorum* en la Argentina. Las principales experiencias de control biológico aplicado documentadas han sido realizadas en el INTA a través del uso del parasitoide *E. formosa* y del predador *Tupiocoris cucurbitaceus* en cultivos de tomate bajo invernáculo en el AMBA (Área

Metropolitana de Buenos Aires) y en Bella Vista, Corrientes (Botto *et al.*, 2000; Fernández y Mezquiriz, 2000; Cáceres *et al.*, 2007; López *et al.*, 2010). En el caso de *E. formosa*, los estudios se han basado en la integración del uso de este parasitoide con medidas de control cultural (inspección de almácigos, monitoreo del cultivo, uso de trampas, etc.) y la utilización de plaguicidas de bajo impacto sobre la fauna benéfica, ya que la posibilidad de utilizar al parasitoide en un ambiente libre de insecticidas en los sistemas de producción hortícola locales es muy baja. De este modo, Fernández y Mezquiriz (2000) compararon un manejo convencional y un Manejo Integrado de Plagas (incluyendo tres liberaciones de *E. formosa*) en primavera-verano en invernáculos experimentales de tomate en el Gran La Plata, provincia de Buenos Aires. Observaron niveles de parasitismo inferiores al 20 % con un elevado desarrollo de la población de moscas blancas, sin diferencias significativas entre los tratamientos. Por su parte, López *et al.* (2010) realizaron ensayos de integración de liberaciones de *E. formosa* (8 introducciones) con el uso de insecticidas en cultivos de tomate en primavera en invernáculos experimentales en Castelar, provincia de Buenos Aires. Observaron que la acción combinada del control biológico y el químico produjo una disminución significativamente mayor en la cantidad de ninfas que la registrada en el tratamiento químico, con niveles de parasitismo entre 35 y 55 % de ninfas parasitadas a lo largo del estudio y 75 % hacia fines de diciembre. Además, la integración del enemigo natural permitió reducir la cantidad de aplicaciones necesarias para el control de la mosca blanca utilizando un insecticida más amigable con el ambiente. En Bella Vista, Cáceres *et al.* (2007) realizaron experiencias de liberación de *E. formosa* hallando parasitismo de ninfas de *T. vaporariorum* de hasta un 56 %. El dispar nivel de acción del parasitoide hallado en estos trabajos pone de manifiesto la necesidad de profundizar los estudios ajustando las dosis utilizadas y los momentos adecuado de liberación en función de los niveles de moscas blancas registrados.

Respecto de la chinche predadora *T. cucurbitaceus*, en 2012 se llevó a cabo la primera experiencia de introducciones inoculativas de este predador en cultivos de tomate en el cinturón hortícola platense para el control de moscas blancas (López *et al.*, 2012a; Polack *et al.*, 2012). El ensayo se realizó entre enero y abril en invernáculos comerciales comparando un tratamiento testigo con otro en donde la chinche fue introducida dos veces. Los resultados indicaron el

establecimiento de la chinche, ya que se registraron ninfas descendientes de los individuos liberados, pero esto ocurrió un mes después de que el nivel de ninfas de mosca blanca comenzó a ser crítico. La predación fue variable entre invernáculos, con niveles máximos entre 29 a 45 % a principios de abril. Estos resultados dieron lugar a nuevos ensayos tendientes a lograr la instalación temprana del enemigo natural a través de su introducción en el almacigo y el uso de un suplemento alimentario (huevos de *S. cerealella* o *Ephestia kuehniella*) para garantizar la presencia de alimento de origen animal (Polack *et al.*, 2013; 2014; 2017). Si bien estas medidas favorecieron el establecimiento del predador y el nivel de control de la plaga, se observaron fuertes descensos en los niveles poblaciones de *T. cucurbitaceus* entre generaciones. De allí, la necesidad de continuar los estudios tendientes a analizar aspectos que puedan mejorar el desempeño de este enemigo natural (cantidad y dosis de introducción, alternativas de alimento suplementario, etc.).

Un caso muy interesante es el ocurrido con el control de *B. tabaci* por *E. mundus* en la provincia de Corrientes. El potencial de este parasitoide como agente de biocontrol fue evaluado bajo condiciones de laboratorio y en invernáculos experimentales de Castelar, provincia de Buenos Aires, con recomendaciones de dosis y frecuencia de introducciones a validar en invernaderos comerciales (López y Andorno, 2009; Chacón Castro y López, 2010). Sin embargo, en Corrientes su introducción no ha sido necesaria ya que esta especie está presente en el ambiente y es el parasitoide más abundante en los invernaderos de pimiento durante todo el año. Puede alcanzar niveles de parasitismo espontáneo superior al 60 % (Cáceres *et al.*, 2005). De hecho, la irrupción de la mosca blanca *B. tabaci* con niveles de daño extraordinarios en 2001-2003 y su posterior regulación natural con *E. mundus* abrió la posibilidad de incorporar otro agente de control biológico, *Orius insidiosus*, para el control del trips de las flores *Franklinella occidentalis* desde 2007 (Cáceres *et al.*, 2011). Con un manejo adecuado de trips y ácaro blanco, la mosca blanca no se incrementa porque está bien regulada por este parasitoide desde el otoño. Esto implica que es necesario un manejo racional de agroquímicos utilizando productos específicos que no sean muy nocivos para *E. mundus* (Andorno *et al.*, 2014; Cáceres *et al.*, 2011).

Uso de hongos entomopatógenos en el control microbiano de moscas blancas en cultivos hortícolas en la Argentina

Existen pocas referencias sobre el uso de hongos entomopatógenos para el control de moscas blancas en la Argentina. Los primeros registros corresponden a los trabajos realizados por Toledo *et al.* (2004) y Scorsetti *et al.* (2008) en cultivos hortícolas de la provincia de Buenos Aires, donde se registraron infecciones con *I. fumosorosea*, *I. javanica*, *L. lecanii*, *L. longisporum* y *L. muscarium* en individuos de *T. vaporariorum* durante los meses de mayo-junio de 2001, febrero-abril-mayo de 2002, marzo-abril-junio-julio de 2003, abril de 2004 y junio de 2005. Asimismo, en junio de 2005 se recolectaron individuos de *B. tabaci* infectados con *I. fumosorosea* en plantas de pimiento de la provincia de Corrientes (Scorsetti, 2007). D'Alessandro (2011) detectó la presencia de adultos de *T. vaporariorum* infectados con *I. fumosorosea* durante los meses de mayo-junio-octubre del 2007 en plantaciones de chaucha y tomate bajo cubierta en Colonia Urquiza, provincia de Buenos Aires. Estos resultados permiten inferir que la estación otoñal es la época más favorable para la ocurrencia natural de los hongos patógenos de moscas blancas en la Argentina, lo cual podría deberse a que es una época con abundantes lluvias y, por lo tanto, una condición favorable para el desarrollo de infecciones fúngicas y epizootias.

Todos los hongos entomopatógenos de moscas blancas obtenidos por Toledo *et al.* (2004), Scorsetti (2007) y D'Alessandro (2011) se encuentran preservados en la Colección del CEPAVE (La Plata) y registrados con diferentes números y la sigla CEP. La virulencia de estos aislamientos fue evaluada sobre ninfas y adultos de *T. vaporariorum* y *B. tabaci* en condiciones de laboratorio para probar su potencial como agentes de control microbiano. Scorsetti *et al.* (2008) observaron que las ninfas de *T. vaporariorum* presentaron una mortalidad de 26,6; 35; 52,6; 65 y 76,6 % cuando fueron pulverizadas con los aislamientos de *I. javanica* (CEP 107), *L. longisporum* (CEP 056), *L. lecanii* (CEP 057), *L. muscarium* (CEP 054) y *I. fumosorosea* (CEP 206), respectivamente. Asimismo, D'Alessandro (2011) demostró que 17 aislamientos de *I. fumosorosea* causaron porcentajes de mortalidad superiores al 70 y 80 % para ninfas de *T. vaporariorum* y *B. tabaci*, respectivamente, siendo la cepa CEP 315 la más patogénica, ya que causó un 100 % de mortalidad para ambas especies de moscas blancas. La

susceptibilidad de todos los estados de desarrollo de *T. vaporariorum* fue estudiada con el aislamiento CEP 315 siendo los adultos y las ninfas II y III los estadios más susceptibles, ya que alcanzaron porcentajes de mortalidad de 59,7; 49,7 y 50,3 %, respectivamente, mientras que las ninfas I y IV presentaron porcentajes de mortalidad inferiores (9,4 y 5,6 %, respectivamente). Estudios recientes de Sammaritano *et al.* (2016) demostraron que 4 aislamientos de *Metarhizium* sp. (CEP381, CEP401, CEP409 y CEP413) provenientes de suelos áridos de la provincia de San Juan, fueron patogénicos para ninfas de *B. tabaci*, alcanzando valores de mortalidad que variaron de 30 a 47 %. Estos resultados sugieren que tanto los aislamientos fúngicos provenientes de insectos infectados como del suelo son patogénicos para moscas blancas. Sin embargo, los mejores resultados fueron obtenidos con los aislamientos de *I. fumosorosea*, demostrando que esos aislamientos nativos de la Argentina tienen potencial para ser utilizados como un micoinsecticida para el control de las moscas blancas.

La interacción de los hongos entomopatógenos con los productos fitosanitarios utilizados en la producción agrícola, es un área de investigación de gran interés para la aplicación conjunta de estos en el MIP. De esta manera, se realizan pruebas para evaluar la germinación, el crecimiento vegetativo, la esporulación y la virulencia de los hongos entomopatógenos en presencia de productos fitosanitarios como, por ejemplo, insecticidas, herbicidas, fungicidas, fertilizantes, etc. D'Alessandro *et al.* (2011) realizaron estudios sobre la interacción de dos aislamientos de *I. fumosorosea* (CEP 304 y CEP 315) con 7 fungicidas comerciales y una formulación a base del hongo antagonista *Trichoderma harzianum* (TRICHO-D). Ninguno de los fungicidas evaluados ocasionó efectos fungistáticos ni cambios en la morfología de la colonia en cultivos *in vitro*, sin embargo, los fungicidas Azoxistrobina 0,04 % (nombre comercial AMISTAR), Carbendazim 0,15 % (CARBENDAZIM ACTIVO), Triadimefon 0,05 % (BAYLETON) y Procimidona 0,10 % (SUMILEX), redujeron significativamente el porcentaje de germinación de los conidios y la tasa de crecimiento de ambos aislamientos de *I. fumosorosea*. Los fungicidas Oxiclورو de Cobre 0,15 % (OXICLORURO DE COBRE CIP) y Fenarimol 0,05 % (RUBIGAN) afectaron negativamente la virulencia de los conidios de CEP 314 y CEP 315 al aplicarse conjuntamente sobre ninfas de *T. vaporariorum*. Por lo tanto, los únicos fungicidas que no presentaron efectos deletéreos sobre los aislamientos de *I. fumosorosea*

fueron Propamocarb 0,15 % (PREVICUR) y *T. harzianum* 0,05 % (TRICHO-D), lo cual sugiere que estos fungicidas podrían ser utilizados para una aplicación conjunta dentro del manejo integrado de moscas blancas.

Para la elaboración de un micoinsecticida es necesario contar con un aislamiento fúngico que sea fácilmente cultivable por métodos de fermentación en gran escala y que produzca abundante cantidad de conidios con elevada virulencia. Para eso, D'Alessandro (2011) evaluó la producción artesanal del aislamiento CEP 315 de *I. fumosorosea* y la aplicación de este en áreas restringidas con producción hortícola bajo cubierta para el control de poblaciones naturales de mosca blanca. La producción artesanal se llevó a cabo en granos de arroz parbolizado alcanzando rendimientos de $5,89 \times 10^8$ conidios/ml y 98,7 % de germinación. Después de ajustar el método de fermentación sólida, fue realizada la extracción de conidios por lavados sucesivos de los granos de arroz y preparada una suspensión de conidios. Esa suspensión fue aplicada con pulverizador manual en plantaciones de tomate y berenjena ubicadas bajo cubierta en Los Hornos, partido de La Plata, Buenos Aires durante el mes de mayo del 2009. En ambas plantaciones se observó la presencia de individuos infectados con *I. fumosorosea* a partir del cuarto día post-aplicación y continuó hasta los 15 días posteriores a la aplicación. El número máximo de adultos y ninfas infectados se observó en el octavo día, registrando 3,6 % de infección en adultos y 12,7 % en ninfas en las plantaciones de berenjena, y 9,2 % en adultos y 8,2 % en ninfas en los cultivos de tomate. Estas diferencias observadas entre los cultivos hortícolas podrían deberse a la influencia que ejerce la planta hospedera sobre el desarrollo de las poblaciones de moscas blancas, como así también, al microclima que se genera dentro de cada invernáculo. Por lo tanto, es necesario continuar con los ensayos en cultivos hortícolas bajo cubierta y en campo abierto para ajustar la tecnología de aplicación y evaluar la eficiencia de control del hongo *I. fumosorosea* en diferentes cultivos hortícolas y condiciones climáticas. Asimismo, se debería elaborar un micoinsecticida a base del aislamiento CEP 315 de *I. fumosorosea*, mejorando la formulación de los conidios para que aumente la protección contra factores ambientales adversos y la eficiencia de control de las poblaciones naturales de moscas blancas.

CONCLUSIONES FINALES

Las investigaciones realizadas en nuestro país han demostrado la potencialidad de los entomófagos y entomopatógenos como controladores biológicos de moscas blancas en cultivos hortícolas. Es necesario continuar con los estudios sobre la biología, uso e interacción entre estos agentes para incorporarlos en una estrategia de manejo integrado de esta plaga.

Por otra parte, deberían conducirse más proyectos de extensión para que cada productor sea capacitado sobre el control biológico y las estrategias más adecuadas para el ambiente y la salud humana. La reducción del uso de agroquímicos promoverá la supervivencia de los insectos beneficiosos y microorganismo patógenos nativos, los cuales ayudarán a reducir las poblaciones de mosca blanca y evitarán la aparición de insectos resistentes a los insecticidas convencionales. Asimismo, es necesario que surjan políticas públicas que auxilien a los agricultores en la puesta en práctica de programas de control biológico de largo plazo y empresas privadas que comercialicen productos biológicos para el desarrollo de una agricultura más sustentable.

Tabla 1. Ocurrencia natural de hongos patógenos de las moscas blancas. *

Espece fúngica	Insecto	Lugar	Referencia					
Phylum Ascomycota: Orden Hypocreales								
<i>Aschersonia aleyrodís</i>	<i>B. tabaci</i>	Taiwán	Yen y Tsai, 1969 ¹					
		Estados Unidos	Berger, 1921 ²					
<i>Aschersonia andropogonis</i>	<i>B. tabaci</i>	Taiwán	Yen y Tsai 1969 ¹					
<i>Aschersonia goldiana</i>	<i>B. tabaci</i>	Brasil	Lourenção <i>et al.</i> , 1999					
		Taiwán	Yen y Tsai, 1969 ¹					
<i>Beauveria bassiana</i>	<i>B. tabaci</i>	Israel	Ben-Ze'ev <i>et al.</i> , 1994					
<i>Isaria fumosorosea</i>	<i>B. tabaci</i>	India	Lacey <i>et al.</i> , 1993, 1996					
		<i>B. argentifollii</i>	Indonesia	Humber, 2002				
	<i>T. vaporarium</i>	Nepal	Lacey <i>et al.</i> , 1993					
		Pakistán	Lacey <i>et al.</i> , 1993					
		Trinidad	Hall <i>et al.</i> , 1994					
	Estados Unidos	Carruthers <i>et al.</i> , 1993	Humber, 2002	Carruthers <i>et al.</i> , 1993				
					Brasil	Sosa-Gómez, 2002		
							México	Garza Gonzales, 1993
							Colombia	López-Ávila <i>et al.</i> , 2001
		Cuba	Castineiras, 1995					
		Ecuador	López-Ávila <i>et al.</i> , 2001					
		Toledo <i>et al.</i> , 2004						
	Argentina	Scorsetti, 2007, <i>et al.</i> , 2008						
	D'Alessandro, 2011							
<i>Isaria farinosa</i>	<i>B. tabaci</i>	Greece	Kirk <i>et al.</i> , 1993					
		<i>T. vaporarium</i>	India	Nene, 1973 ²				
	Balakrishnan y Nene, 1980							
Argentina	Scorsetti, 2007							
<i>Isaria javanica</i>	<i>T. vaporarium</i>	Argentina	Scorsetti, 2007, <i>et al.</i> , 2008					
<i>Lecanicillium lecanii</i>	<i>B. tabaci</i>	Israel	Ben Ze'ev <i>et al.</i> , 1994					
		<i>T. vaporarium</i>	España	Lacey <i>et al.</i> , 1993				
	Brasil		Lourenção <i>et al.</i> , 2001					
	Colombia		López-Ávila <i>et al.</i> , 2001					
	Ecuador		López-Ávila <i>et al.</i> , 2001					
	México	Mier <i>et al.</i> , 1991						
Argentina	Scorsetti, 2007; <i>et al.</i> , 2008							

continúa en la página siguiente

Especie fúngica	Insecto	Lugar	Referencia
<i>Lecanicillium longisporum</i>	<i>T. vaporarium</i>	Argentina	Scorsetti, 2007, <i>et al.</i> , 2008
<i>Lecanicillium muscarium</i>	<i>T. vaporarium</i>	Argentina	Scorsetti, 2007, <i>et al.</i> , 2008
Subphylum Entomophthoromycotina: Orden Entomophthorales			
<i>Conidiobolus</i> sp.	<i>B. tabaci</i>	Israel	Ben Ze'ev, 1993;
		Estados Unidos	Carruthers <i>et al.</i> , 1993
<i>Entomophthora</i> sp.	<i>B. tabaci</i>	Estados Unidos	Carruthers <i>et al.</i> , 1993
<i>Zoophthora</i> sp.	<i>B. tabaci</i>	Israel	Ben-Ze'ev <i>et al.</i> , 1988
<i>Entomophthora leyteensis</i>	<i>Tetraleurodes acaciae</i>	Filipinas	Villacarlos <i>et al.</i> , 2003

*adaptado y actualizado de Faria y Wraight (2001). 1 Citado por Fransen (1990).
2 Citado por Cock (1993).

Tabla 2. Micoinsecticidas comercializados para el control de moscas blancas. *

Especie fúngica	Nombre Comercial	Empresa	País de registro
<i>Beauveria bassiana</i>	BotaniGard	Laverlam International Corporation	EEUU
	Agrivalle AUIN	Agrivalle Ltda.	Brasil
	Ago Biocontrol	Ago Biocontrol	Colombia
	Beauveria		
	Ballvéria	Ballagro Agro Tecnología Ltda.	Brasil
	Bea-Sin	Agrobiologicos de Noroeste S.A.	México
	BeauveControl	Simbiose Industria e Comercio de Fertilizantes e Insumos Microbiológicos Ltda	Brasil
	Beauveria JCO	JCO Industria e Comercio de Fertilizantes Ltda.	Brasil
	Beauveria Oligos WP	Oligos Biotecnologia Ltda.	Brasil
	Bovebio	Biofungi Ltda.	Brasil
	Bioveria WP	Bioenergía do Brasil S.A.	Brasil
	Bouveriz WP Biocontrol	Biocontrol Sistema de Controle Biológico Ltda.	Brasil
	Boveria-Turbo	Biovalens Ltda.	Brasil
	Boveril WP PL63	Koppert do Brasil Sistemas Biologicas Ltda.	Brasil
	Ecobass	Toyobo do Brasil Ltda.	Brasil
	Mycotrol-O	Laverlam International Corporation	EEUU
Naturalis	Troy Bioscience	EEUU	
Granada	Laboratorio de Biocontrole Farroupilha Ltda.	Brasil	
<i>Isaria fumosorosea</i>	Pae-Sin	Agrobiologicos de Noroeste S.A.	México
	PFR-97	Certis	EEUU
	PreFerRal	Biobest N.V	Europa
<i>Lecanicillium lecanii</i>	Ago biocontrol	Ago Biocontrol	México
	Verticillium		
	Mycotal	Koppert Biological Systems	Holanda

*adaptado y actualizado de Faria y Wraight (2007) y el sitio web de AGROFIT Brasil (http://agrofit.agricultura.gov.br/agrofit_cons/principal_agrofit_cons).

BIBLIOGRAFÍA

- Akey, D.H., Henneberry, T.J. & Wuertz, D.A. (1994). Use of the fungus, *Beauveria bassiana*, as Naturalis-L against the sweetpotato whitefly (SLWF), *Bemisia tabaci* in furrow and sub-drip irrigated cotton. 2nd Ann. Rev. Mtg., Orlando, FL, Jan. 24-27, 1994. In: *Supplement to Silverleaf Whitefly 5-Year National Research and Action Plan*.
- Andorno, A.V., Riquelme, M.B. & López, S.N. (2014). Compatibilidad de algunos insecticidas con enemigos naturales en cultivos hortícolas. 28 p. Buenos Aires, Argentina: Ediciones INTA.
- Balakrishnan, S. & Nene, Y.L. (1980). A note on the mode of penetration of the fungus *Paecilomyces farinosus* into the whitefly, *Bemisia tabaci*. *Sci. Culture*, 46, 231-232.
- Ben-Ze'ev, I.S., Gindin, G., Barash, I. & Raccach, B. (1994). Entomopathogenic fungi attacking *Bemisia tabaci* in Israel. *Bemisia Newslett.* (Special issue), 8, 36.
- Ben-Ze'ev, I.S., Zelig, Y., Bitton, S. & Kenneth, R.G. (1988). The entomophthorales of Israel and their arthropod hosts: Additions 1980–1988. *Phytoparasitica*, 16, 247-257.
- Blanchard, E.E. (1936). Apuntes sobre Calcidoideos argentinos nuevos y conocidos. *Rev. Soc. Entomol. Arg.* VIII, 7-32.
- Botto, E.N., Ceriani, S.A., López, S.N., Saini, E., Cédola, C., Segade, G. & Viscarret, M.M. (2000). Control biológico de plagas hortícolas en ambientes protegidos. La experiencia argentina hasta el presente. *Revista de Investigaciones Agropecuarias (RIA)*, 29, 83-98.
- Boxtel, W. Van, Woets, J. & van Lenteren, J.C. (1978). Determination of host-plant quality of eggplant (*Solanum melongena* L.), cucumber (*Cucumis sativus* L.), tomato (*Lycopersicon esculentum* L.) and paprika (*Capsicum annuum* L.) for the greenhouse whitefly *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) (Homoptera: Aleyrodidae). *Med. Fac. Landbouww. Rijksuniv. Gent.*, 43(2), 397-408.
- Byrne, D.N. & Bellows, T.S. (1991). Whitefly biology. *Ann. Rev. Entom.*, 36, 431-457.
- Cáceres, S., Aguirre, M.R.A. & Miño, V.S. (2005). El parasitoide *Eretmocerus mundus* Mercet controla mosca blanca *Bemisia tabaci* biotipo B en pimiento de Corrientes. XII Congreso Latinoamericano y XXVIII Congreso Argentino de Horticultura. General Roca, Río Negro, Argentina. 309 p. Libro de Resúmenes. HV33.
- Cáceres, S., Miño, V.S. & Aguirre, A. (2011). Guía práctica para la identificación y el manejo de las plagas del pimiento. 79 p. Buenos Aires, Argentina: Ediciones INTA. ISBN 978-987-679-091-8.
- Cáceres, S., Miño, V.S., Aguirre, A., López, S. N. & Botto, E.N. (2007). Evaluación de liberaciones de *Encarsia formosa* para el control de moscas blancas en tomate de invernadero. *Horticultura Argentina*, 26(61), 114.
- Carrizo, B.I., Jaime, A.P. & Escudero Colomar, L.A. (2012). Primera cita de *Amblyseius swirskii* (Acari: Phytoseiidae) en cultivo de pimiento (*Capsicum annum*) en la provincia de Corrientes. XIV Jornadas Fitosanitarias Argentinas. Potrero de los Funes, San Luis, Argentina. 3-5/10/2012.
- Carruthers, R.I., Wraight, S.P. & Jones, W.A. (1993). An overview of biological control of the sweetpotato whitefly *Bemisia tabaci*. *Proc. Beltwide Cotton Conf.*, 2, 680-685.

- Castineiras, A. (1995). Natural enemies of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) in Cuba. *Fl. Entomol.*, 78, 538-540.
- Cédola, C. & Polack, A. (2011). Primer registro de *Amblyseius swirskii* (Acari: Phytoseiidae) en Argentina. *Rev. Soc. Entomol. Arg.* 70 (3-4), 375-378.
- Chacón Castro, Y. & López, S.N. (2010). Biología de *Eretmocerus mundus* (Hymenoptera: Aphelinidae), parasitoide del complejo *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae), en condiciones de laboratorio. *Rev. Soc. Entomol. Arg.* 69 (1-2): 45-56.
- Charnley, A.K. (1997). Entomopathogenic fungi and their role in Pest Control. (pp.185-201). In: Wicklow y Suderstrom (Eds.) *The Mycota IV. Environmental and Microbial Relationship*. Berlin Heidelberg: Springer, Verlag.
- Cock, M.J.W. (1993). *Bemisia tabaci* Fan update 1986-1992 on the cotton whitefly with annotated bibliography. CAB International Institute of Biological Control, Wallingford, UK. 78 pp.
- Cock, M.J.W., van Lenteren, J.C., Brodeur, J., Barratt, B.I.P., Bigler, F., Bolckmans, K., Cònsoli, F.L., Haas, F., Mason, P.G. & Parra, J.R.P. (2010). Do new Access and Benefit Sharing procedures under the Convention on Biological Diversity threaten the future of Biological Control? *Bio-Control*, 55, 199-218.
- D'Alessandro, C.P. (2011). *Hongos patógenos de la "mosca blanca" (Hemiptera: Aleyrodidae). Diversidad, patología y variación estacional en cultivos hortícolas*. (Tesis Doctoral). Facultad de Ciencias Naturales y Museo, Universidad Nacional de La Plata, La Plata, Buenos Aires, Argentina. 192 p.
- D'Alessandro, C.P., Padin, S., Urrutia, M.I. & López Lastra, C.C. (2011). Interaction of fungicides with the entomopathogenic fungus *Isaria fumosorosea*. *Biocontrol. Sci. Technol.*, 21(2), 189-197.
- De Barro, P.J. (1995). *Bemisia tabaci* biotype B: a review os its biology, distribution and control. Division of Entomology Technical N° 36. Australia: CSIRO.
- De Santis, L. (1948). Estudio monográfico de los Afelínidos de la República Argentina (Hymenoptera, Chalcidoidea). *Revista del Museo de La Plata (Nueva Serie) (Zoología)*, 5, 23-280.
- De Santis, L. (1957). Adiciones a la fauna argentina de Afelínidos. III. (Hymenoptera: Chalcidoidea). *Notas del Museo de La Plata, Buenos Aires (Zoología)*. 19 (172), 101-106.
- De Santis, L. (1967). Catálogo de los himenópteros argentinos de la Serie Parasítica, incluyendo Bethyloidea. Comisión de Investigación Científica, La Plata.
- De Santis, L. (1981). Catálogo de los himenópteros calcidoideos de América al sur de los Estados Unidos - Primer suplemento. *Rev. Peruana Entomol.* 24 (1), 1-38.
- Del Pino, M., Polack, L.A., Gamboa, S., Castro, A. & Trigo, S. (2008). Perspectivas para el control biológico de la mosca blanca de los invernáculos *Trialeurodes vaporariorum* en cultivos de tomate orgánico bajo invernadero. XXXI Congreso Argentino de Horticultura. Mar del Plata, Buenos Aires, Argentina. pp. 87.
- Drost, Y.C., van Lenteren, J.C. & Van Roermund, H.J.W. (1998). Life history parameters of different biotypes of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) in relation to temperature and host plant: a selective review. *Bull. Entomol. Res.* 88, 219-229.
- Evans, G. (2008). The whiteflies (Hemiptera: Aleyrodidae) of the World and their host plants and natural enemies. USDA/Animal Plant Health Inspection Service (APHIS). 703 p. Recuperado de <http://www.sel.barc.usda.gov:8080/1WF/World-Whitefly-Catalog.pdf> 23/09/2008.

- Fargues, J., Vidal, C., Smits, N., Rougier, M., Boulard, T., Mermier, M., Nicot, P., Reich, P., Jeannequin, B., Ridray, G. & Lagier, J. (2003). Climatic factors on entomopathogenic hyphomycetes infection of *Trialeurodes vaporariorum* (Homoptera: Aleyrodidae) in Mediterranean glasshouse tomato. *Biol. Control*, 28, 320-331.
- Faria, M. & Wraight, S.P. (2001). Biological control of *Bemisia tabaci* with fungi. *Crop. Prot.* 20, 767-778.
- Faria, M. & Wraight, S.P. (2007). Mycoinsecticides and Mycoacaricides: A comprehensive list with worldwide coverage and international classification of formulation types. *Biol. Control*, 43, 237-256.
- Fernández, R. & Mezquiriz, N. (2000). Evaluación de un sistema de manejo integrado de plagas (MIP), en un cultivo de tomate en invernáculo, con aplicación al suelo de alternativas físicas al bromuro de metilo. Ensayo demostrativo y avances experimentales. *En: Seminario de Ciencia. Proyecto MP/ARG/97/186. Alternativas al uso del bromuro de metilo en frutilla, tomate y flores de corte. (Argentina). Pp. 119-128.*
- Ferreira, P., Da Silva, E. & Cohelo, L. (2001). Miridae (Heteroptera) fitófagos e predadores de Minas Gerais, Brasil, comênt faseem espécies com potencial económico. *Iheringia, Série Zoológica*, 91, 159-169.
- Fransen, J.J. (1990). Natural enemies of whiteflies: fungi. *In: Gerling, D. (Ed.), Whiteflies, their Bionomics, Pest Status and Management. Intercept, Andover, UK, pp. 187-210.*
- Fuentes Baluzzi, V. (2016). *Interacción entre el predador Tupiocoris cucurbitaceus (Hemiptera: Miridae) y el parasitoide Encarsia formosa (Hymenoptera: Aphelinidae), enemigos naturales de la mosca blanca de los invernáculos Trialeurodes vaporariorum (Hemiptera: Aleyrodidae).* (Tesis de grado). Universidad Nacional de Luján, Buenos Aires, Argentina.
- Garza Gonzalez, E. (1993). Enemigos naturales de acción microbiana de mosca blanca. *En: Rodríguez del Bosque, L.A. (Ed.), Proceedings II Taller sobre Control Biológico de Mosca Blanca. SARH, Sinaloa, México, pp. 54-56.*
- Gerling, D. (1990). Natural enemies of whitefly: predators and parasitoids. Cap. 7. *En Whiteflies: their bionomics, pest status and management. Gerling, D. (Ed.). Intercept, Andover, UK. 348 pp.*
- Gerling, D., Alomar, O. & Arnó, J. (2001). Biological control of *Bemisia tabaci* using predators and parasitoids. *Crop Protection*, 20, 779-799.
- Haramboure, M., Reguilón, C., Alzogaray, R.A. & Schneider, M. (2014). First record of *Chrysoperla asoralis* and *C. argentina* (Neuroptera: Chrysopidae) in horticultural fields of La Plata associated with the sweet pepper (*Capsicum annum* L.). *Rev. Soc. Entomol. Arg.*, 73 (3-4), 187-190.
- Hayward, K.J. (1944). Las "moscas blancas" (Aleyrodidae) y su control. EEA Tucumán. Circ. 128, 6.
- Hennessey, R.D., Arredondo Bernal, H.C. & Rodríguez Del Bosque, L.A. (1995). Distribución geográfica y huéspedes alternativos de parasitoides afelínidos de *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae). *Vedalia*, 2, 61-75.
- Hilje, L. (2003). Estatus del manejo de *Bemisia tabaci* en América Latina y el Caribe: ocho preguntas pertinentes. *Manejo Integrado de Plagas y Agroecología*, 70, 78-89.
- Humber, R.A. (2002). Collection of entomopathogenic fungal cultures, US, Department of Agriculture, Agricultural Research Service, ARS. pp. 110-177.

- Kirk, A.A., Lacey, L.A., Roditakis, N. & Brown, J.K. (1993). The status of *Bemisia tabaci* (Hom.: Aleyrodidae), *Trialeurodes vaporariorum* (Hom.: Aleyrodidae) and their natural enemies in Crete. *Entomophaga*, 38, 405-410.
- Lacey, L.A., Fransen, J.J. & Carruthers, R. (1996). Global distribution of naturally occurring fungi of *Bemisia*, their biologies and use as biological control agents. In: Gerling, D. & H. Andover (Eds). *Bemisia: taxonomy, biology, damage, control and management*. Intercept Ltd, UK, pp 401-433.
- Lacey, L.A., Kirk, A.A. & Hennessey, R.D. (1993). Foreign exploration for natural enemies of *Bemisia tabaci* and implementation in integrated control programs in the United States. In: Proceedings ANPP International Conference Pest of Agriculture, 1, 351-360.
- Lacey, L.A., Kirk, A.A., Millar, L., Mercadier, G. & Vidal, C. (1999). Ovicidal and larvicidal activity of conidia and blastospores of *Paecilomyces fumosoroseus* (Deuteromycotina: Hyphomycetes) against *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae): Description of a bioassay system allowing prolonged survival of control insects. *Biocontrol Sci. Techn.*, 9, 9-18.
- Landa, Z., Osborne, L., Lopez, F. & Eyal, J. (1994). A bioassay for determining pathogenicity of entomogenous fungi on whiteflies. *Biol. Control*, 4, 341-350.
- Logarzo, G., Williams, L. & Carpintero, D. (2005). Plant Bugs (Heteroptera: Miridae) Associated with Roadside Habitats in Argentina and Paraguay: Host Plant, Temporal, and Geographic Range Effects. *Ann. Entomol. Soc. Am.*, 98(5), 694-702.
- López, S.N. & Andorno, A. (2009). Evaluation of the local population of *Eretmocerus mundus* (Hymenoptera: Aphelinidae) for biological control of *Bemisia tabaci* biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae) in greenhouse peppers in Argentina. *Biological Control*, 50, 317-323.
- López, S.N. & Botto, E.N. (1995a). Parámetros biológicos del parasitoide *Encarsia formosa* (Gahan) [Hymenoptera: Aphelinidae] en condiciones de laboratorio. *Ecología Austral*, 5, 105-110.
- López, S.N. & Botto, E.N. (1995b). Efecto de la densidad del huésped sobre parámetros biológicos de *Encarsia formosa* [Hymenoptera: Aphelinidae] en condiciones de laboratorio. *Vedalia*, 2, 35-38.
- López, S.N. & Botto, E.N. (1997). Biology of a South American Population of *Eretmocerus* sp. [Hymenoptera: Aphelinidae] Attacking the Greenhouse Whitefly. *Biological Control*, 9, 1-5.
- López, S.N. & Evans, G.A. (2008). Nuevos registros y distribuciones de especies del género *Eretmocerus* (Hymenoptera: Aphelinidae), parasitoides de *Trialeurodes vaporariorum* y el complejo *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) en Argentina. *Rev. Soc. Entomol. Arg.*, 67 (1-2), 185-187.
- López, S.N. (1998). *Estudios biológicos sobre Encarsia formosa Gahan y Eretmocerus corni Halderman [Hymenoptera: Aphelinidae] para su uso en el control biológico de Trialeurodes vaporariorum (Westwood) [Hemiptera: Aleyrodidae]*. (Tesis Doctoral). Facultad de Ciencias Exactas y Naturales. Universidad Nacional de Buenos Aires. Buenos Aires, Argentina.
- López, S.N., Andorno, A., Hernández, C., Silvestre, C. & Viscarret, M. (2012a). Establecimiento y predación de la chinche *Tupiocoris cucurbitaceus* (Spinola) (Hemiptera: Miridae) en cultivos de tomate en invernáculo. XXXV Congreso Argentino de Horticultura. ASAGO, Bella Vista, Corrientes, Argentina. pp. 441.

- López, S.N., Arce Rojas, F., Villalba, V. & Cagnotti, C. (2012b). Biology of *Tupiocoris cucurbitaceus* (Hemiptera: Miridae), a predator of the greenhouse whitefly *Trialeurodes vaporariorum* (Hemiptera: Aleyrodidae) in tomato crops in Argentina. *Biocontrol Sci. Technol.*, 22(10), 1107-1117. DOI: 10.1080/09583157.2012.705260.
- López, S.N., Orozco Muñoz, A., Andorno, A., Cuello, E. & Cagnotti, C. (2019). Predatory capacity of *Tupiocoris cucurbitaceus* (Hemiptera: Miridae) on different vegetable pests. *Bulletin of Insectology*, en prensa.
- López, S.N., Peralta, C., Aguirre, A. & Cáceres, S. (2011). Primer registro de "la mosca negra de los cítricos" *Aleurocanthus woglumi* (Hemiptera: Aleyrodidae) en la Argentina. *Rev. Soc. Entomol. Arg.*, 70(3-4), 185-187.
- López, S.N., Riquelme, M.B. & Botto, E. (2010). Integración del control biológico y químico de la mosca blanca de los invernáculos *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) (Hemiptera: Aleyrodidae). *Rev. Colombiana de Entomología*, 36(2), 190-194.
- López, S.N., Viscarret, M.M. & Botto, E. (1999). Selección de la planta hospedera y ciclo de desarrollo de *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) (Homoptera: Aleyrodidae) sobre zapallito (*Cucurbita maxima* Duch., Cucurbitales: Cucurbitaceae) y tomate (*Lycopersicon esculentum*, Tubiflorales: Solanaceae). *Boletín de Sanidad Vegetal Plagas*, 25, 23-31.
- López, S.N., Viscarret, M.M., Andorno, A.V. & Botto, E. (2005). Estudio de la interacción entre *Encarsia formosa* Gahan y *Eretmocerus corni* Haldeman [Hymenoptera: Aphelinidae], parasitoides de la mosca blanca de los invernáculos *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) [Hemiptera: Aleyrodidae]. *Revista de Investigaciones Agropecuarias (RIA)*, 34(3), 73-82.
- López-Avila, A., Cardona Mejía, C., García González, J., Rendon, F. & Hernández, P. (2001). Reconocimiento e identificación de enemigos naturales de moscas blancas (Homoptera: Aleyrodidae) en Colombia y Ecuador. *Rev. Colombiana de Entomología*, 27(3-4), 137-141.
- Lourenção, A.L., Miranda, M.A.C. & Alves, S.B. (2001). Ocorrência epizootica de *Verticillium lecanii* em *Bemisia tabaci* biotipo B (Hemiptera: Aleyrodidae) no Estado do Maranhão, Brazil. *Neotropical Entomology*, 30(1), 183-185.
- Macián, A.J., Ghiggia, L.I., Fernández, J.A., Paz, M.R., Maza, N., González Olazo, E., Pereyra, V. & Jaime, A.P. (2013). Manejo integrado de moscas blancas y trips en cultivo comercial de pimiento (*Capsicum annum* L.) bajo carpa plástica en Lules, Tucumán. XXXVI Congreso Argentino de Horticultura y II Congreso Internacional de Plásticos Agrícolas. San Miguel de Tucumán, Tucumán, Argentina.
- Mascarin, G.M., Biaggioni Lopes, R., Delalibera, I.Jr., Kort Kamp Fernandes, E., Luz, C. & Faria, M. (2018). Current status and perspectives of fungal entomopathogens used for microbial control of arthropod pests in Brazil. *J Invertebr. Pathol.*, 165, 46-53.
- Mascarin, G., Kobori, N., Quintela, E. & Delalibera, I. (2013). The virulence of entomopathogenic fungi against *Bemisia tabaci* biotype B (Hemiptera: Aleyrodidae) and their conidial production using solid substrate fermentation. *Biological Control*, 66(3), 209-218.
- Meade, D. & Byrne, D.S. (1991). The use of *Verticillium lecanii* against subimaginal instars of *Bemisia tabaci*. *J. Invertebr. Pathol.*, 57, 296-298.

- Mier, T., Rivera, F., Bermúdez, J.C., Domínguez, Y., Benavides, C. & Ulloa, M. (1991). Primer reporte en México del aislamiento de *Verticillium lecanii* a partir de la mosquita blanca y pruebas de patogenicidad *in vitro* sobre este insecto. *Revista Mexicana de Micología*, 7, 149-156.
- Mohd Rasdi, Z., Fauziah, I., Wan Mohamad, W., Syed Abdul, S., Che Salma, M. & Kamaruzaman, J. (2009). Biology of *Macrolophus caliginosus* (Heteróptera: Miridae) predator of *Trialeurodes vaporariorum* (Homóptera: Aleyrodidae). *Int. J. Biol.*, 2(1), 63-70.
- Mound, L.A. & Halsey, S.H. (1978). Whitefly of the world. A systematic catalogue of the Aleyrodidae (Homoptera) with host plant and natural enemy data. British Museum (Natural History). 340 p.
- Murrin, F. (1996). Fungi and insects. In: Howard D.H. & Miller J.D. (Eds.). *The Mycota VI*. (pp. 365-388). Human and Animal Relationship. Berlin Heidelberg: Springer - Verlag.
- Nechols, J.R. & Tauber, M.J. (1977). Age specific interaction between the greenhouse whitefly and *Encarsia formosa*, influence of host on the parasite's oviposition and development. *Environ. Entom.*, 6(1), 143-149.
- Negasi A., Parker B.L. & Brownbridge, M. (1998). Screening and bioassay of entomopathogenic fungi for the control of silverleaf whitefly, *Bemisia argentifolii*. *Insect Sci. Appl.*, 18, 37-44.
- Nell, H.W., Sevenster-Van Der Lelie, L.A., Woets, J. & van Lenteren, J.C. (1976). The parasite-host relationship between *Encarsia formosa* (Hymenoptera: Aphelinidae) and *Trialeurodes vaporariorum* (Homoptera: Aleyrodidae). II. Selection of host stages for oviposition and feeding by the parasite. *J. Appl. Entom.*, 81, 372-376.
- Ohashi, D.V. & Urdampilleta, J.D. (2003). Interacción entre insectos perjudiciales y beneficiosos en el cultivo de tabaco de Misiones, Argentina. *Revista de Investigaciones Agropecuarias (RIA)*, 32(2), 113-124.
- Orozco Muñoz, A., Villalba Velásquez, V. & López, S.N. (2012). Desarrollo de *Tupiocoris cucurbitaceus* Spinola (Hemiptera: Miridae) sobre *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) en diversas hortalizas. *Fitosanidad*, 16(3), 147-153.
- Osborne, L.S. & Landa, Z. (1992). Biological control of whiteflies with entomopathogenic fungi. *Fla. Entomol.*, 75, 456-471.
- Papierok, B. (2007). Isolating, growing and storing arthropod pathogenic Entomophthorales. In: Keller, S. (Ed.) *Arthropod-pathogenic Entomophthorales: biology, ecology, identification*. COST Action 842. Luxembourg. Pp. 66-81.
- Paz, M.R. & Fernández, R.V. (2006). Parasitoides de *Trialeurodes vaporariorum* Westwood (Hemiptera: Aleyrodidae) en el agroecosistema hortícola de Tucumán. XXIX Congreso Argentino de Horticultura. San Fernando del Valle de Catamarca, Argentina. Pp. 71.
- Pell, J.K., Eilenberg, J., Hajek, A.E. & Steinkraus, D.C. (2001). Biology, ecology and pest management potential of Entomophthorales. (pp. 71-153). In: Butt, T.M., Jackson, C.W., Magan, N. (Eds.) *Fungi as biocontrol agents: progress, problems and potential*. Oxon: CABI Publishing.
- Polack, L.A., López, S.N., Peruzzi, G., Silvestre, C., Iezzi, A., Andorno, A. & Viscarret, M. (2013). Evaluación de la liberación pre trasplante de *Tupiocoris cucurbitaceus* (Hemiptera: Miridae) para controlar moscas blancas en el cultivo de tomate en invernadero. XXXVI Congreso Argentino de Horticultura, ASAHO. San Miguel de Tucumán, Tucumán, Argentina.

- Polack, L.A., López, S.N., Silvestre, C., Viscarret, M., Andorno, A., del Pino, M., Peruzzi, G., Gómez, J. & Iezzi, A. (2017). Control biológico en tomate con el mírido *Tupiocoris cucurbitaceus*. Web INTA. 14 p. Recuperado de https://inta.gob.ar/sites/default/files/inta_-_control_biologico_en_tomate_con_tupiocoris_cucurbitaceus.pdf
- Polack, L.A., Busse, G., Mezquiriz, N., Peruzzi, G., Silvestre, C. & Iezzi, A. (2014). Adelantamiento de la instalación de *Tupiocoris cucurbitaceus* (Heteroptera: Miridae) para el control de moscas blancas en cultivo de tomate bajo invernadero. Liberación en almácigo y suplementación alimentaria. XXXVII Congreso Argentino de Horticultura, ASAHO. Mendoza, Argentina.
- Polack, L.A., Peruzzi, G., Silvestre, C., López, S.N., Andorno, A. & Iezzi, A. (2012). Experiencia de Control Biológico de Moscas Blancas en Cultivos de Tomate bajo Invernadero en un Establecimiento Comercial del Cinturón Hortícola Platense. Liberación de *Tupiocoris cucurbitaceus* (Hemiptera: Miridae). XXXV Congreso Argentino de Horticultura, ASAHO. Bella Vista, Corrientes, Argentina.
- Polaszek, A., Evans, G.A. & Bennett, F. D. (1992). *Encarsia* parasitoids of *Bemisia tabaci* (Hymenoptera: Aphelinidae, Homoptera: Aleyrodidae): a preliminary guide to identification. *Bulletin of Entomological Research*, 82, 375-392.
- Ramos, E.Q., Alves, S.B., Tanzini, M.R. & López, R.B. (2000). Susceptibilidad de *Bemisia tabaci* a *Beauveria bassiana* en condiciones de laboratorio. *Manejo integrado de plagas* (Costa Rica), 56, 65-69.
- Rodríguez, M.D. (1994). Aleuródidos. *En: Sanidad Vegetal en la Horticultura Protegida, Cursos Superiores*. Cap. III. 1. Moreno Vazquez, R. (Coordinador). Junta de Andalucía, Consejería de Agricultura y Pesca (Ed.). pp. 123-153.
- Sammaritano, J.A., López Lastra, C.C., Leclerque, A., Vazquez, F., Toro, M.E., D'Alessandro, C.P., Cuthbertson, A.G.S. & Lechner, B.E. (2016). Control of *Bemisia tabaci* by thermotolerant entomopathogenic fungi isolated from arid soils in Argentina. *Biocontrol Sci. Technol.*, 26(12), 1668-1682. <http://dx.doi.org/10.1080/09583157.2016.1231776>.
- Sánchez, J.A., Guilespie, D.R. & McGregor, R.R. (2004). Plant preference in relation to life history traits in the zoophytophagous predator *Dicyphus hesperus*. *Entomol. Exp. Appl.*, 112, 7-19.
- Scorsetti, A.C. (2007). *Estudios relativos a los hongos patógenos de insectos plaga en cultivos hortícolas como potenciales agentes de control biológico*. (Tesis Doctoral). Facultad de Ciencias Naturales y Museo, Universidad Nacional de La Plata, Buenos Aires, Argentina. 151 p.
- Scorsetti, A.C., Humber, R.A., De Gregorio, C. & López Lastra, C.C. (2008). New records of entomopathogenic fungi infecting *Bemisia tabaci* and *Trialeurodes vaporariorum*, pests of horticultural crops, in Argentina. *Biocontrol*, 53, 787-796.
- Shah, P.A. & Pell, J.K. (2003). Entomopathogenic fungi as biological control agents. *Appl. Microbiol. Biotechnol.*, 61, 413-423.
- Sosa-Gómez, D.R. & Da Silva, J. (2002). Fungos Entomopatogênicos: Catálogo de isolados. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento, EMBRAPA Soja., Londrina, Brasil.

- Soto, A., Ohlenschläger, F. & García-Marí, F. (2001). Dinámica poblacional y control biológico de las moscas blancas *Aleurothrixus floccosus*, *Dialeurodes citri* y *Parabemisia myricae* (Homoptera: Aleyrodidae) en los cítricos valencianos. *Boletín de Sanidad Vegetal Plagas*, 27, 3-20.
- Soto, A., Ohlenschläger, F. & García-Marí, F. (2002). Distribution and sampling of the whiteflies *Aleurothrixus floccosus*, *Dialeurodes citri* and *Parabemisia myricae* (Homoptera: Aleyrodidae) in citrus in Spain. *J. Econ. Entomol.*, 95, 167-173.
- Speyer, E.R. (1927). An important parasite of the greenhouse whitefly. *Bull. entom. Res.*, 17, 301-308.
- Stansly, P.A., Calvo, J. & Urbaneja, A. (2005). Release rates for control of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) biotype "Q" with *Eretmocerus mundus* (Hymenoptera: Aphelinidae) in greenhouse tomato and pepper. *Biol. Control*, 35, 124-133.
- Tapia, E.A. (1970). Estudio preliminar de los Aleirodideos hallados en la Argentina (Homoptera). IV Congreso Latinoamericano de Zoología, Buenos Aires, Argentina, 1: 219-234.
- Toledo, A.V., Scorsetti, A.C., Dikgolz, V.E. & López Lastra, C.C. (2004). *Paecilomyces fumosoroseus* y *Nomuraea rileyi* (Deuteromycotina: Hyphomycetes), hongos patógenos de insectos plaga de la agricultura en la Argentina. *Bol. Soc. Arg. Bot.*, 39(1-2), 21-26.
- Truol, G., Correo Lima, L.H., Villarinho de Olivera, M.R. & Laguna, I.G. (2005). Análisis de biotipos de moscas blancas vectoras de geminivirus en Argentina. XII Congreso Latinoamericano de Fitopatología. Villa Carlos Paz, Córdoba, Argentina. Pp. 577.
- van Alphen, J.J.M., Nell, H.W. & Sevenstervan Der Lelie, L.A. (1976). The parasite-host relationship between *Encarsia formosa* (Hymenoptera: Aphelinidae) and *Trialeurodes vaporariorum* (Homoptera: Aleyrodidae). VII. The importance of host feeding as a mortality factor in greenhouse whitefly nymphs. *Bull. IOBC/WPRS*, 76, 165-169.
- van Lenteren, J.C. & Bueno, V. (2003). Augmentative biological control of arthropods in Latin America. *BioControl*, 48, 123-139.
- van Lenteren, J.C. & Woets, J. (1988). Biological and integrated pest control in greenhouses. *Ann. Rev. Entom.*, 33, 239-269.
- van Lenteren, J.C., Nell, H.W., Sevenster-Van Der Lelie, L.A. & Woets, J. (1976). The parasite-host relationship between *Encarsia formosa* (Hymenoptera: Aphelinidae) and *Trialeurodes vaporariorum* (Homoptera: Aleyrodidae). III. Discrimination between parasitized and unparasitized host by the parasite. *J. appl. Entom.*, 81, 377-380.
- Varela Fuentes, S.E., Silva Aguirre, G.L. & Myartseva, S.N. (2007). Manual para el manejo de la mosca prieta de los cítricos y sus parasitoides en el noroeste de México y la Región Huasteca. Universidad Autónoma de Tamaulipas, Cd. Victoria, Tamaulipas, México.
- Vet, L.E.M., van Lenteren, J.C. & Woets, J. (1980). The parasite-host relationship between *Encarsia formosa* (Hymenoptera: Aphelinidae) and *Trialeurodes vaporariorum* (Homoptera: Aleyrodidae). IX. A review of the biological control of the greenhouse whitefly with suggestions for future researchs. *J. Appl. Entom.*, 90, 26-51.
- Vidal, C., Lacey, L.A. & Fargues, J. (1997). Pathogenicity of *Paecilomyces fumosoroseus* (Deuteromycotina: Hyphomycetes) against *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) with a description of a bioassay method. *J. Econ. Entomol.*, 90, 765-772.

- Vidal, C., Osborne, L.S., Lacey, L.A. & Fargues, J. (1998). Effect of host plant on the potential of *Paecilomyces fumosoroseus* (Deuteromycotina: Hyphomycetes) for controlling the silverleaf whitefly, *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) in greenhouses. *Biol. Control*, 12, 191-199.
- Villacarlos, L.T., Mejia, B.S. & Keller, S. (2003). *Entomophthora leytensis* Villacarlos & Keller sp. nov. (Entomophthorales: Zygomycetes) infecting *Tetraleurodes acaciae* (Quaintance) (Insecta, Hemiptera: Aleyrodidae), a recently introduced whitefly on *Gliricidia sepium* (Jacq.) Walp. (Fabaceae) in the Philippines. *J. Invertebr. Pathol.*, 83, 16-22.
- Viscarret, M.M. & Botto, E.N. (1996). Descripción e identificación de *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) y *Bemisia tabaci* (Gennadius), (Homoptera: Aleyrodidae). *Rev. Chilena Entomol.*, 23, 51-58.
- Viscarret, M.M. (2000). *Estudios biológicos sobre Aleyrodidae (Insecta: Hemiptera) con especial énfasis en el complejo Bemisia tabaci y su posible control biológico.* (Tesis Doctoral). Facultad de Ciencias Exactas y Naturales. Universidad Nacional de Buenos Aires. Buenos Aires, Argentina.
- Viscarret, M.M., Botto, E.N. & Polaszek, A. (2000). Whiteflies (Hemiptera: Aleyrodidae) of economic importance and their natural enemies (Hymenoptera: Aphelinida, Signiphoridae) in Argentina. *Rev. Chilena Entomol.*, 26, 5-11.
- Wheeler, A.G. (2001). *Biology of the Plant Bugs (Hemiptera: Miridae): Pests, Predators, Opportunists.* EE. UU: Cornell University Press.
- Williams, L., Logarzo, G., Shaw, S., Price, L. & Manrique, Y.V. (2003). *Leiophron argentinensis* Shaw (Hymenoptera: Braconidae): A New Species of Parasitoid from Argentina and Paraguay-Information on Life History and Potential for Controlling Lygus Bugs (Hemiptera: Miridae). *Ann. Entomol. Soc. Am.*, 96(6), 834-846.
- Williams, T. & Polaszek, A. (1996). A re-examination of host relations in the Aphelinidae (Hymenoptera: Chalcidoidea). *Biol. J. Linnean Soc.*, 57, 35-45.
- Wright, S.P., Carruthers, R.I., Bradley, C.A., Jaronski, S.T., Lacey, L.A., Wood, P. & Galaini-Wright, S. (1998). Pathogenicity of the entomopathogenic fungi *Paecilomyces* spp. and *Beauveria bassiana* against the silverleaf whitefly, *Bemisia argentifolii*. *J. Invertebr. Pathol.*, 71, 217-226.
- Wright, S.P., Carruthers, R.I., Jaronsky, S.T., Bradley, C.A., Garza, C.J. & Galaini-Wright, S. (2000). Evaluation of the entomopathogenic fungi *Beauveria bassiana* and *Paecilomyces fumosoroseus*. *Mycol. Res.*, 101, 35-41.
- Wright, J.E., Bouse, L.F., Kirk, I.W., Carlton, J.B., Franz, E., Latheef, M.A. & Rektorik, R. (1993). Full season control of cotton insects in the Rio Grande Valley of Texas with Naturalis-L; an insect specific fungus. *Proc. Beltwide Cotton Conf.*, 2, 849-855.

CAPÍTULO 15

CONTROL BIOLÓGICO DE TRIPS

Viglianchino, L.

LOS TRIPS EN CULTIVOS HORTÍCOLAS

Los trips comprenden alrededor de 5.000 especies que se encuentran entre los insectos alados más pequeños. Pertenecen al orden Thysanoptera y su importancia como plagas está relacionada en primer lugar a la capacidad de transmisión de virus y en segundo lugar al daño directo que puede reducir la producción de semillas, deformar frutos y flores y dañar hojas. Muchos trips invasores se destacan por causar una desestabilización de los sistemas productivos debido a sus irrupciones explosivas que requieren de frecuentes tratamientos con insecticidas y la consecuente generación de resistencia (Morse y Hoddle, 2006). Las especies más importantes desde el punto de vista económico se encuentran dentro de la familia Thripidae (suborden Terebrantia) ya que reúne los géneros más importantes: *Thrips*, *Caliothrips* y *Frankliniella*.

Los trips se distribuyen en zonas de clima cálido o templado y tienen un amplio rango de especies hospederas entre las que se encuentran los principales grupos de hortalizas. Son particularmente importantes en los cultivos bajo invernadero.

Ciclo de vida

Los trips presentan una metamorfosis intermedia o neometabolía atravesando los estados de huevo, larva (4 estadios) y adulto. Son ovíparos y haplodiploides, siendo la reproducción parcialmente bisexuada, con hembras diploides y parcialmente partenogenética, de tipo arrenotóquica. Las hembras inseminadas controlan el sexo de sus descendientes, generando hembras diploides o machos haploides (González, 1999).

La tasa de eclosión de hembras/machos depende de la densidad poblacional. En densidades poblacionales bajas, son más frecuentes los machos y en densidades altas, abundan más las hembras (Higgins y Myer, 1992).

Los huevos son colocados subcuticularmente en tejidos vegetales tiernos (pétalos, pistilos florales, pecíolos de hojas y frutos) para lo cual, con el extremo del abdomen, la hembra ubica el sitio de oviposición, extendiendo su ovipositor y penetrando mediante sus valvas serradas, las cuales trabajan alternativamente en profundizar la herida subepidérmica donde el huevo queda encastrado (Espinosa, 2004).

Las larvas I y II se alimentan activamente y son semejantes al adulto. Las larvas III y IV no se alimentan y permanecen inmóviles por lo que se los denomina pseudopupa; por lo general ambos estadios ocurren en el suelo (González, 1999). La profundidad de pupación depende, probablemente, del estado del suelo o del medio del cultivo en el que se encuentra, pero el pH y la profundidad a la que se entierra la pupa pueden influir en su supervivencia. La pupa es muy tolerante a los insecticidas utilizados en el manejo de los estados adulto y larval (Cloyd, 2009).

Después de la fase de pseudopupa emergen los adultos alados. En condiciones de laboratorio, la vida de los adultos es relativamente larga en comparación con el tiempo de desarrollo de los estados inmaduros (Reitz, 2008; 2009).

Síntomas y daños en el cultivo

Los daños provocados por los trips pueden clasificarse en daños directos e indirectos. Los daños directos se producen por larvas y adultos al raspar, picar y succionar el contenido celular de los tejidos. Presentan un aparato bucal raspador - chupador por lo que los daños se dan en la epidermis de los vegetales. Los trips raen los tejidos de las hojas y succionan los jugos celulares. Como consecuencia de su alimentación, se originan lesiones de coloración blanquecina-plataada característica, atribuyéndose ellas al llenado de aire de los espacios vacíos de las células de las que se alimentó. La planta toma en general una tonalidad cenicienta. Si el ataque es severo se producen deformaciones: hojas rizadas, enrolladas y arrugadas. En casos extremos hay detención del crecimiento y las hojas se tornan de una tonalidad bronceada y pueden llegar a morir.

El daño por alimentación en frutos se manifiesta como manchas plateadas de bordes irregulares. Otro daño directo es el provocado por la oviposición de la hembra al introducir los huevos en tejidos tiernos y consiste en abultamientos que se ven como puntuaciones cloróticas en hojas observadas al trasluz; también se observa daño por oviposición en frutos verdes (Cáceres *et al.*, 2011).

Los daños indirectos son los producidos por la transmisión del virus TSWV (*tomato spotted wilt virus*), el cual no se transmite por la semilla, no tiene capacidad para desplazarse por sí mismo, ni por el viento, ni tampoco por el contacto directo entre plantas (Granval y Gracia, 1999). Necesita que un insecto lo adquiera en una planta contaminada y lo inocule en otra planta para infectarla. Los trips adultos no pueden adquirir el virus aunque se alimenten en plantas infectadas porque las partículas virales no pasan el epitelio del intestino medio y no pueden llegar a las glándulas salivares. Solamente el segundo estadio larval puede adquirirlo cuando se alimenta sobre plantas infectadas. Después de la adquisición del virus hay un período de latencia o incubación (4-18 días) y se puede manifestar desde el estadio de larva 2 hasta 1-4 días después de que emerja el adulto del suelo. Por lo tanto, la infectividad perdura de manera continua y el período en que un trips puede transmitir el virus puede llegar, según la especie, a 30 días o más. Los trips virulíferos pueden invernar en estado de larvas y ser portadores en la primavera siguiente cuando aparecen en forma de adultos. La relación del TSWV con *Frankliniella occidentalis* (Pergande), por ejemplo, es del tipo persistente propagativo. Esto quiere decir que la concentración del virus en el cuerpo del vector aumenta con la edad del insecto y que la longevidad y fecundidad resultan disminuidas en los insectos virulíferos (Lezaun *et al.*, 2006).

De los trips presentes en la Argentina, cuatro especies están citadas como vectores de tospovirus. La más importante por su capacidad de transmisión es *F. occidentalis*. Las otras especies citadas son *Frankliniella schultzei* (Trybom), *Frankliniella gemina* Bagnall y *Thrips tabaci* (Lindeman) (de Borbón *et al.*, 2006).

En relación a la posible transmisión del complejo de Tospovirus, Irwin y Ruesink (1986), establecieron que la mayor abundancia o densidad de vectores no indica necesariamente una buena dispersión de los virus que estos transmiten. La clave en esta dispersión es la actividad vectora, es decir, la alimentación de estos insectos, su movimiento o dispersión, la búsqueda de hospederos (que incluye el aterrizaje en plantas no hospederas).

El virus no puede ser adquirido desde una planta infectada sin actividad de prueba exploratoria previa a la ingestión. Sin dispersión del vector, el virus no puede moverse desde un hospedero infectado, y sin búsqueda del hospedero, el virus no puede ser transmitido a plantas no infestadas (Irwin y Ruesink, 1986; Perry, 2001).

En el campo, los primeros indicios de la infección con Tospovirus, los proporcionan algunos síntomas característicos de la enfermedad. En el envés de las hojas, los nervios adquieren una coloración violácea. El haz toma coloraciones amarillentas y normalmente, suelen aparecer pequeños puntos necróticos; posteriormente adquiere la coloración bronceada característica. En algunas oportunidades en el haz de las hojas pueden observarse anillos necróticos concéntricos. En ocasiones, las hojas pueden aparecer como enrolladas hacia el envés a lo largo del eje principal (Rosello y Nuez, 1999).

Los brotes suelen ser afectados gravemente y muestran un aspecto achaparrado y con una coloración amarillenta, apareciendo los folíolos doblados hacia el haz a lo largo del nervio principal; es frecuente también observar cómo aparecen curvados hacia abajo presentando un aspecto de garfio. A medida que evoluciona la enfermedad, los brotes normalmente se necrosan y mueren. Los frutos cuajados en plantas severamente infectadas, tienen un aspecto moteado con manchas circulares concéntricas que alternan tonalidades amarillas o marrones con verdes o rojas, en función del grado de madurez del fruto. La aparición y gravedad de los síntomas está condicionada por diversos factores, tales como material vegetal, estado de desarrollo y nivel de nutrición de las plantas en el momento de la infección, el aislado del virus y las condiciones ambientales (Rosello y Nuez, 1999).

Trips de las flores *Frankliniella occidentalis* (Pergande)

Frankliniella occidentalis es una especie oriunda de los Estados Unidos de Norte América, originaria de California y es considerado a nivel mundial el principal y más eficiente vector del TSWV (Wetering *et al.*, 1999).

En nuestro país, el virus se conoce desde 1938; en 1995, se registró una alta incidencia en cultivos hortícolas, coincidiendo con la aparición de *F. occidentalis* (De Santis, 1995; Mondini, 2007).

Se trata de un insecto pequeño cuyas hembras miden alrededor de 1,2 mm y los machos 0,9 mm, con dos pares de alas plumosas replegadas sobre el dorso

en estado de reposo. Los machos son de coloración amarillo pálido mientras que las hembras presentan distintas formas según la estación. Existe una forma clara, amarilla con manchas oscuras dorsales en el centro de los segmentos abdominales, y una forma oscura, con cabeza y tórax de color anaranjado y abdomen castaño oscuro. Las formas claras predominan durante la estación estival. Además, se ha visto que *F. occidentalis* exhibe polimorfismo local, esto es, diversos morfos de color y tamaño pueden cohabitar una misma localidad (De Santis, 1995; González, 1999; Cloyd, 2009).

Los huevos son reniformes, de color blanco hialino y de unas 200 micras de longitud, encontrándose insertados dentro de los tejidos de los vegetales, luego emerge el primer estadio larval. Estas larvas son translúcidas, de ojos rojos transformándose posteriormente en larvas de segundo estadio, de color amarillo y abdomen engrosado. Después de completar esa fase, la larva de segundo estadio deja de alimentarse y se deja caer al suelo para iniciar las últimas dos fases de desarrollo (Gaum *et al.*, 1994; van Rjin *et al.*, 1995; Mc Donald *et al.*, 1998). No todas las larvas caen al suelo; un número significativo puede permanecer sobre la planta hospedante, sobre todo si estas tienen una arquitectura floral compleja (Reitz, 2009).

Trips del tomate *Frankliniella schultzei* (Trybom)

Los cultivos hortícolas que sufren daños económicos debido a *F. schultzei* en diferentes partes del mundo son tomate, lechuga; espinaca, calabaza, berenjena, poroto, pimiento, cebolla y pepino (Palmer, 1990). En 2008 y 2009 fue la especie dominante en algunos invernaderos de cultivos florícolas de Corrientes.

Frankliniella schultzei puede atacar plántulas recién germinadas y puede encontrarse en las flores en invernadero durante todo el desarrollo de la planta. Esta especie es más eficiente que *F. occidentalis* en la transmisión del *groundnut ringspot virus* (GRSV) (de Borbon, 2005). En el litoral argentino está presente el GRSV además del (TSWV) y el *tomato chlorotic spot virus* (TCSV) (Cáceres *et al.* 2011). En Corrientes *F. schultzei* es oscuro en estado adulto; los juveniles son amarillos y también se lo encuentra en las flores de pimiento. Las características biológicas generales descriptas para *F. occidentalis* son válidas para esta especie.

Trips de la cebolla *Thrips tabaci* Lindeman

Se trata de un insecto de amplia distribución mundial y gran polifagia, es decir posee un amplísimo rango de plantas huéspedes que le sirven de sustento. A pesar de ello, tiene preferencia por las *Alliaceae* (ajo, cebolla, echalote) (Figura 1) (Dughetti *et al.*, 2013).



Figura 1. Daño de *Thrips tabaci* en cebolla. Gentileza: Ing. Agr. Verónica Caracotche, Agencia de Extensión Rural INTA Mayor Buratovich.

En el área de riego del valle bonaerense del Río Colorado, la presencia de este insecto se observa en todo el ciclo del cultivo de la cebolla, pero con diferente presión de infestación. En los primeros estados de desarrollo de la planta, el número de trips presente es reducido, pero comienza a aumentar en forma exponencial cuando las plantas toman mayor altura y turgencia (plantas de 20 cm de altura y con 4 a 5 hojas verdaderas).

La mayor densidad de trips se encuentra en el estado de prebulbificación y bulbificación de la cebolla, que para siembras de agosto a septiembre lo logran en el mes de diciembre y enero. Al finalizar el ciclo de cultivo de la cebolla se dispersa al ajo, a las malezas u otros cultivos alternativos. El ajo sirve como sustento o reservorio preferencial durante el invierno; pasando nuevamente al cultivo de cebolla en la primavera. De esta forma se completa el año agrícola con cultivos huéspedes preferenciales para este insecto como son el ajo y la cebolla (Dughetti *et al.*, 2013).

Trips tabaci es pequeño comparado con *F. occidentalis* y *F. schultzei*. Las características biológicas generales descritas para *F. occidentalis* son válidas también para esta especie. Las larvas son normalmente más claras que los adultos y en la medida que van alimentándose y creciendo van oscureciéndose pasando de un blanco amarillento a un amarillo fuerte o marrón, como es el adulto.

Trips del poroto *Caliothrips phaseoli* (Hood, 1912)

Caliothrips phaseoli, el trips del poroto, está presente en malezas y cultivos a campo en pleno verano, puede ingresar al invernadero cuando el ambiente está muy seco y ocasionar daños en pimiento recién implantado en marzo-abril. El daño (zonas cloróticas plateadas localizadas) se produce por alimentación de los trips en el envés de las hojas, luego se extiende a toda la hoja. No se conocen casos de transmisión de virus por esta especie (Caceres *et al.*, 2009). Se lo encuentra también en tomate, zapallito, frutilla, berenjena, batata y poroto, entre otros.

Esta especie es oscura, con lupa se pueden distinguir dos bandas claras transversales en las alas; a simple vista se ve al menos una de las bandas.

LOS ENEMIGOS NATURALES DE LOS TRIPS

Entre los enemigos naturales de los trips se destacan los depredadores. Algunos de ellos son especies generalistas como *Chrysoperla* sp. (Neuroptera: chrysopidae), *Eriopis connexa* (Germ), *Hippodamia convergens* (Guer), *Adalia bipunctata* (L.), *Coccinella ancoralis* (Germ) (Coleoptera: Coccinellidae) y *Geocoris* sp. y *Nabis* spp. (Hemiptera: Nabidae). Sin embargo, el principal enemigo natural asociado a los trips es la chinche *Orius insidiosus* (Say). Existen otras especies de antocóridos presentes, *Orius brevicollis* y *Orius tristicolor*, pero su importancia es mucho menor. También, se destacan los ácaros predadores pertenecientes a la familia Phytoseiidae.

***Orius insidiosus* (Say) (Hemiptera: Anthocoridae)**

Se trata de una especie con metamorfosis incompleta o Heterometabolía, atravesando los estados de huevo, 5 estadios ninfales y adulto. El tiempo de desarrollo de *O. insidiosus* a 24 °C es de 20 a 25 días, acortándose a 12 días a 32 °C,

y tardando 34 días en completar su ciclo a 20 °C (Cervantes y Saini, 2000). Las hembras miden unos 3 mm y los machos son de menor tamaño, fácilmente reconocibles por su cuerpo fusiforme y aplanado dorsoventralmente y por su color marrón oscuro a negro. Las antenas están formadas por 4 artejos (generalmente más gruesos en los machos que en las hembras) y tiene dos ojos prominentes típicamente de color rojo. Posee un aparato bucal picador-chupador (Navarro Viedma *et al.*, 2006).

El huevo recién puesto es alargado, con el opérculo plano o cóncavo e hialino, volviéndose blanco con el transcurso del tiempo. Los huevos son incrustados por las hembras en los tejidos tiernos (tallos, pecíolos y limbos carnosos y consistentes) quedando solo el opérculo por encima del nivel del tejido, y siendo muy difícil de ver. Solo cuando estos no están completamente incrustados pueden verse dentro de ellos los ojos rojos y el cuerpo naranja del embrión. Algunas veces los huevos son depositados en racimos, pero en general están aislados. Este comportamiento ovipositor de *Orius* spp. requiere de un desplazamiento de las larvas jóvenes desde los lugares de puesta hasta las flores, donde encontrarán a la mayoría de sus presas (Navarro Viedma *et al.*, 2006).

Las ninfas recién nacidas son brillantes e incoloras y pasadas unas horas se tornan amarillas. En el segundo y tercer estadio ninfal tienen color naranja amarillento o marrón, pudiendo confundirse con las larvas de trips, mientras que en los estadios cuarto y quinto son más oscuras, pareciéndose gradualmente cada vez más al adulto. En todos los estadios son claramente visibles los ojos rojos; las alas empiezan a desarrollarse desde el segundo, pero solo en el quinto puede apreciarse claramente su formación (Navarro Viedma *et al.*, 2006; Massó *et al.*, 2004).

Respecto a su modo de acción, *O. insidiosus* presenta una gran movilidad a la que hay que sumar la capacidad de vuelo de los adultos, de modo que pueden desplazarse fácilmente de un lugar a otro y así localizar nuevas presas. Tanto los adultos como las larvas y ninfas predan larvas y adultos de trips. Descubren a su presa principalmente mediante el tacto. El área de percepción del predador es la que alcanza con sus antenas, y depende de la longitud de estas y el ángulo que describan. Una vez localizada la presa, la sujeta con sus patas delanteras, perfora con su aparato bucal el cuerpo de la larva o al adulto de trips y succiona su contenido completamente.

Finalmente, queda el exoesqueleto del trips sin el contenido corporal, resultando difícil visualizar sus restos en el cultivo (Navarro Viedma *et al.*, 2006).

Estos pequeños insectos se encuentran ampliamente distribuidos por la vegetación, ocupando preferentemente el interior de las flores (Figura 2), y en menor medida, otros órganos vegetales donde se alimentan principalmente de trips (Navarro Viedma *et al.*, 2006) (Figura 3).



Figura 2. Flores de pimiento con ninfas y adulto de *Orius insidiosus*.
Gentileza: Ing. Agr. Rodolfo Arpaia (Brometan Mar del Plata).



Figura 3. *Orius insidiosus* en órganos vegetales depredando trips (cebolla). Gentileza: Ing. Agr. Verónica Caracotche, Agencia de Extensión Rural INTA Mayor Buratovich.

Entre las múltiples ventajas del uso de *O. insidiosus* como controlador biológico puede mencionarse el que pueda ser utilizado en un amplio rango de cultivos, así como, ser introducido de forma preventiva en aquellos con presencia de polen. Generalmente matan más trips que los que realmente necesitan para su alimentación. *O. insidiosus* es bastante polífago pudiendo alimentarse además de otras plagas como ácaros, moscas blancas, pulgones y huevos de lepidópteros. También se puede alimentar de polen, llegando incluso a desarrollar toda una población sin necesidad de presas en cultivos que producen una importante cantidad de polen (Navarro Viedma *et al.*, 2006).

La eficiencia de *O. insidiosus* para suprimir al género *Frankliniella* depende de la especie de trips involucrada. La relación *O. insidiosus*/*F. occidentalis* resulta ser más eficiente que con *F. tritici* y *F. bispinosa*. Según Reitz *et al.* (2003), *F. tritici* es más activo que *F. occidentalis* en pimiento a campo.

En el pimiento, las poblaciones de larvas y adultos de *F. occidentalis* se localizan mayor y preferencialmente en las flores, como corresponde a una especie marcadamente florícola y polenófaga. Esta preferencia se toma como referencia para la elección de los predadores que, de forma también preferencial y mayoritaria, han de colonizar las flores y controlar eficazmente las poblaciones de trips (Terry, 1991).

Reitz *et al.* (2001) y Tommasini (2003) determinaron en distintos trabajos que *Orius* spp. puede establecerse antes de la aparición de trips en el pimiento, ofreciendo un buen nivel de protección y un desarrollo más rápido debido a la abundancia de polen del cultivo.

***Amblyseius swirskii* Athias-Henriot (Acari: Phytoseiidae)**

Amblyseius swirskii es una especie exótica natural de la zona del Mediterráneo ampliamente utilizada como agente de control biológico de trips en Europa y Estados Unidos. Fue detectado en la Argentina en distintos lugares del país (Cédola y Polack, 2011; Carrizo *et al.*, 2012).

La morfología externa de este ácaro es muy semejante a la de otros miembros de la familia, de coloración blanquecina, aunque, según la presa que consume, puede adquirir un leve tinte ámbar; por esto es necesario realizar preparaciones microscópicas para identificar de manera segura su presencia. El desarrollo de huevo a adulto se completa en un periodo de cinco a seis días, a 26 °C. Por otro lado, cuando la cantidad de alimento disponible es suficiente, *A. swirskii* pone una media de dos huevos por hembra y por día. Con temperaturas por debajo de los 15 °C, el depredador permanece casi inactivo y no soporta las heladas (Allen, 2010).

CONTROL BIOLÓGICO DE TRIPS EN CULTIVOS HORTÍCOLAS EN LA ARGENTINA

Los enemigos naturales del trips californiano de las flores han sido estudiados desde su aparición como plaga en diversas áreas del mundo. Su utilización en programas de control biológico, junto con otras prácticas de manejo del cultivo y la vegetación espontánea, podría resultar más efectiva en el control del trips que los insecticidas utilizados hasta el presente (Cho *et al.*, 1989).

Saini y Polack (1998) llevaron a cabo un relevamiento de la fauna benéfica sobre flores de 60 especies de malezas aledañas a invernáculos de producción hortícola platense con el objetivo de determinar los posibles candidatos a ser utilizados como agentes de biocontrol de trips. *Trifolium repens*, *Matricaria chamomilla* y *Ammi majus*, fueron las malezas sobre las que se encontraron los principales enemigos naturales.

Entre estos, se halló el parasitoide *Ceranitus menes* (Walker) y especímenes de los géneros *Orius* y *Neoseiulus*. Con respecto a los ácaros, *N. californicus* fue la especie más frecuente, con potencialidad para ser utilizado como agente de biocontrol de trips.

Orius insidiosus fue mencionado como depredador en la Argentina ya en 1941 (Bruch, 1941) y es la especie más común y difundida de todos los Anthocoridae del género *Orius* en el área pampeana (Carrizo *et al.*, 1999). Es un eficiente depredador de trips, es el enemigo natural más importante producido para este cultivo pero requiere de un “socio” que complemente su labor como es el caso del fitoseido *A. swirskii* el cual se alimenta principalmente de estados inmaduros del trips *F. occidentalis*, de la mosca blanca *Bemisia tabaci* y puede alimentarse también del ácaro blanco, *Polyphagotarsonemus latus*, tres de las principales plagas del cultivo de pimiento en la provincia de Buenos Aires (Polack, L. A., *comunicación personal*).

A pesar de que *A. swirskii* ya fue detectado en Argentina en distintos lugares del país incluyendo el Cinturón Hortícola Platense (Cédola y Polack, 2011; Carrizo *et al.*, 2012), existe la preocupación de que su uso en programas de control biológico aumentativo con constantes liberaciones podría incrementar su población y provocar un desplazamiento de la acarofauna nativa. Los argumentos que se contraponen a esta postura son el uso exclusivo de este enemigo natural en espacios relativamente confinados como son los invernaderos, su baja movilidad y la muy baja probabilidad de supervivencia a las bajas temperaturas. Este último argumento es sostenido a partir del trabajo de Allen (2010) donde se determinaron combinaciones de tiempo de exposición y temperaturas que resultarían letales para esta especie.

Neoseiulus californicus (McGregor), ácaro de la familia Phytoseiidae, también ha sido citado como depredador de estados inmaduros de Thysanoptera aunque su efectividad es discutida (van Lenteren, 1992).

En los últimos años el control biológico de trips mediante el uso de *O. insidiosus* en cultivos intensivos de pimiento en la Argentina ha pasado de ser una alternativa posible por los antecedentes de desarrollo en otros países, a una realidad concreta y tangible. La articulación pública-privada a través del Convenio de Investigación y Desarrollo de INTA con Brometan S.R.L., sumado a la asociación de esta empresa con la firma belga Biobest, de larga trayectoria en

Europa en el mercado de bioinsumos (enemigos naturales, antagonistas, etc.), ha contribuido al éxito relativo del control biológico entre los productores hortícolas comerciales (*Ver Capítulo 21*). La aplicación del control biológico ha permitido pasar de cultivos donde los plaguicidas son la principal herramienta para controlar las plagas a cultivos donde los plaguicidas son casi un insumo marginal. Este cambio impacta positivamente en 1- la salud del productor, sus trabajadores y sus familias, 2- la inocuidad del producto cosechado, 3- el ambiente en general considerando que los plaguicidas son uno de los principales factores que afectan la biodiversidad y 4- el ambiente local en relación a las actividades vecinas a la producción hortícola. Una de las principales limitantes para que el control biológico se siga expandiendo es la falta de los bioinsumos necesarios para darle total previsibilidad a los resultados del manejo.

BIBLIOGRAFÍA

- Allen, C.M. (2010). Thermal biology and behaviour of two predatory Phytoseiid mites: *Amblyseius swirskii* (Athias-Henriot) (Acari: Phytoseiidae) and *Phytoseiulus longipes* (Evans) (Acari: Phytoseiidae) (Tesis doctoral). Universidad de Birmingham, UK.
- Bruch, C. (1941). Misceláneas entomológicas. Notas del Museo de La Plaza. *Zoología*, 6(52), 517-525.
- Cáceres, S., Miño, V.S. & Aguirre, A. (2011). Guía práctica para la identificación y el manejo de las plagas del pimiento. 79 p. Buenos Aires, Argentina: Ediciones INTA.
- Carrizo, B.I., Jaime, A.P. & Escudero Colomar, L.A. (2012). Primera cita de *Amblyseius swirskii* (Acari: Phytoseiidae) en cultivo de pimiento (*Capsicum annum*) en la provincia de Corrientes. XIV Jornadas Fitosanitarias Argentinas. Potrero de los Funes, San Luis, Argentina.
- Carrizo, P., Carpintero, D. & Cedola C. (1999). Relevamiento preliminar de enemigos naturales de trips en flores de malezas en el área Hortícola del Gran La Plata. *Revista de la Facultad de Agronomía*, 19(2), 139-146.
- Cédola, C. & Polack, L.A. (2011). Primera cita para la Argentina de *Amblyseius swirskii* (Acari: Phytoseiidae) en el cinturón hortícola del Gran Buenos Aires. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*, 70 (3-4), 375-378
- Cervantes, V. & Saini, E. (2000). Efecto de la temperatura, la dieta y el hacinamiento, sobre la fecundidad, fertilidad y longevidad de *Orius insidiosus* (Say) (Heteroptera: Anthocoridae) predador del trips en cultivos hortícolas (Tesis de grado). Facultad de Agronomía, Universidad de Buenos Aires, Argentina.
- Cho, J.J., Mau, R.F.L., German, T.L., Hartman, R.W., Yudin, L.S., Gonsalves, D. & R. Provvidenti. (1989). A multidisciplinary approach to management of tomato spotted wilt virus in Hawaii. *Plant Disease*, 73(5), 375-383.
- Cloyd, R.A. (2009). Western Flower Thrips (*Frankliniella occidentalis*) management on ornamental crops grown in greenhouse: have we reached an impasse? *Pest technology*, 3(1), 1-9.
- de Borbón, C.M., Gracia, O. & Piccolo, R. (2006). Relationships between tospovirus incidence and thrips populations on tomato in Mendoza, Argentina. *Journal of Phytopathology*, 154(2), 93-99.
- de Borbón, C.M. (2005). Los trips del suborden Terebrantia de la Provincia de Mendoza. 37 p. Buenos Aires, Argentina: Ediciones INTA.
- De Santis, L. 1995. La presencia en la República Argentina del trips californiano de las flores. *Anales de la Academia Nacional de Agronomía y Veterinaria*, 99(14), 1-14.
- Dughetti, A.C., Luis, S., Varela, P. & Zárate, A.O. (2013). Estudio de la densidad de trips bajo distintas formas de manejo de un cultivo de cebolla en el área de riego del valle inferior del Río Colorado, provincia de Buenos Aires, Argentina. *Horticultura Argentina*, 33(80), 5-14.
- Espinosa, P.J. (2004). Resistencia a insecticidas en *Frankliniella occidentalis* (Pergande, 1895) (Thysanoptera: Thripidae): situación de la región de Murcia, Mecanismos implicados y bases para establecer las estrategias antiresistencia (Tesis Doctoral). Universidad Politécnica de Cartagena, España.

- Gaum, W.G., Giliomee, G.H. & Pringle, K.L. (1994). Life history and life tables of western flower thrips, *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae), on english cucumbers. *Bulletin of Entomological Research*, 84, 219-224.
- González, R.H. (1999). El trips de California y otros tisanópteros de importancia hortofrutícola en Chile. Serie Ciencias Agronómicas N°1. 143 p. Santiago, Chile: Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales.
- Granval, N. & Gracia, O. (1999). El género *Tospovirus* y su importancia en la horticultura. *Avances en Horticultura*, 4(1), 1-22.
- Higgins, N. & Myer, J. (1992). Sex ratio patterns and populations dynamics of western flowers thrips (Thysanoptera: Thripidae). *Environmental Entomology*, 21, 322-330.
- Irwin, M. & Ruesink, W. (1986). Vector intensity: A product of propensity and activity. In: McLean, G., Garret, R. & Ruesink, W. (Eds.), *Plant virus epidemics* (pp. 13-33). New York, USA: Academic Press.
- Lezaun, J.A., Esparza, M., Biurrun, R., Yanguas, R. & Garnica, I. (2006). Virus del Bronceado del Tomate. TSWV (Tomato Spotted Wilt Virus). ITG Agrícola. *Navarra Agraria*, 33-36.
- Massó, E., López, D. & Rodríguez, O. (2004). Ciclo de vida de *Orius insidiosus*, efectividad sobre trips y sensibilidad a bioplaguicidas. Instituto de investigaciones de Sanidad Vegetal. La Habana, Cuba. Recuperado de <http://www.inisav.cu>
- McDonald, J.R., Bale, J.S. & Walters, K.F.A. (1998). Effect of temperature on development of the Western flower thrips, *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae). *European Journal of Entomology*, 95, 301-306.
- Mondini, M. (2007). Monitoreo de plagas en cultivo de tomate bajo cubierta en el Cinturón Hortícola Marplatense: implementación del protocolo de manejo integrado (Tesis de grado). Universidad de Mar del Plata, Buenos Aires, Argentina.
- Morse, J.G. & Hoddle, M.S. (2006). Invasion Biology of Thrips. *Annual Review of Entomology*, 51, 67-89.
- Navarro Viedma, M., Acebedo Vaz, M., Rodríguez, M., Alcazar Alba, D. & Belda Suarez, J.E. (2006). Organismos para el control biológico de plagas en cultivos de la provincia de Almería. 231 p. Almería, España: Fundación Cajamar.
- Palmer, J.M. (1990). Identification of the common thrips of tropical Africa (Thysanoptera: Insecta). *Tropical Pest Management*, 36, 27-49.
- Perry, K. (2001). Cucumoviruses. In: Harris, K., Smith, O. & Duffus, J. (Eds.), *Virus-insect-plant interactions* (376 p.). San Diego, California, USA: Academic Press.
- Reitz, S.R. (2008). Comparative bionomics of *Frankliniella occidentalis* and *Frankliniella tritici*. *Florida Entomologist*, 91(3), 474-476.
- Reitz, S.R. (2009). Biology and ecology of the western flower thrips (Thysanoptera:Thripidae) the making of a pest. *Florida Entomologist*, 92, 7-13.
- Reitz, S.R., Funderburk, J.E., Hansen, E.A., Baez, I., Waring, S. & Ramachandram, S. (2001). Inter-specific variation in behavior and its role in thrips ecology. Thrips and tospovirus: Proceedings of the 7th international symposium on Thysanoptera. Australian National Insect collection (pp. 133-140). Camberra, Australia.

- Reitz, S.R., Yearby, E.L., Funderburk, J.E., Stavisky, J., Momol, M.T. & Olson, S.M. (2003). Integrated management tactics for *Frankliniella* thrips (Thysanoptera: Thripidae) in field-grown pepper. *Journal of Economic Entomology*, 96, 1201-1214.
- Rosello, S. & Nuez, F. (1999). Estado actual de la lucha contra el virus del bronceado en el tomate. *Vida Rural*, 90, 48-52.
- Saini, E. & Polack, L.A. (1998). Enemigos naturales de los trips sobre flores de malezas. *Revista de Investigaciones Agropecuarias*, 29, 117-123.
- Terry, I. (1991). *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae) oviposition in apple buds: role of bloom state, blossom phenology, and population density. *Environmental Entomology*, 20(6), 1568-1576.
- Tommasini, M.G. (2003). Evaluation of *Orius* species for biological control of *Frankliniella occidentalis* (Pergande) (Thysanoptera: Thripidae) (Tesis Doctoral). Wageningen University, Netherlands.
- van Lenteren, J.C. (1992). Biological pest control in greenhouses: an overview. *Arab Journal of Plant Protection*, 10, 35-43.
- van Rijn, P.C., Mollema, J. & Steenhuis-Broers, G.M. (1995). Comparative Life history studies of *Frankliniella occidentalis* and *Thrips tabaci* (Thysanoptera: Thripidae) on cucumber. *Bulletin of Entomological Research*, 85, 285-297.
- Wetering, F., van Der Hoek, M., Goldbach, R., Mollema, C. & Peters, D. (1999). Variation in tospovirus transmission between populations of *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae). *Bulletin of Entomological Research*, 89(6), 579-588.

CAPÍTULO 16

CONTROL BIOLÓGICO DE LA POLILLA DEL TOMATE

Tuta absoluta

*Luna, M. G., Coviella, C. E., Salas Gervassio, N. G, Pereyra, P. C.,
Vallina, C., D'Auro, F. y Sánchez, N. E.*

INTRODUCCIÓN

Los parasitoides son valorados como agentes de control biológico por su especialización en una o unas pocas especies hospedadoras, además de registrar las tasas de establecimiento y éxito de control comparativamente más altas en los programas de control biológico con respecto a otros agentes entomófagos. Más de 200 especies han sido seleccionadas para su uso en programas de control biológico clásico, aumentativo y por conservación, estrategias de protección vegetal de bajo impacto ambiental con relación al uso de plaguicidas (Messelink *et al.*, 2014 y van Lenteren *et al.*, 2018). El estudio de estos insectos ha dado lugar, entre otra información, a conocimientos valiosos sobre los factores que fomentan la presencia y abundancia de sus poblaciones naturales, así como su manipulación en los cultivos (Hawkins y Cornell, 1999). En la Argentina, existe una larga tradición en el empleo del control biológico por medio de la introducción de especies exóticas (control biológico clásico) y existe un interés creciente por parte de los productores agrícolas de disponer de agentes como bioinsumos; por ello, para atender esa demanda del sector agrícola, resulta necesario promover el desarrollo de biofábricas o insectarios comerciales que puedan proveer enemigos naturales (EN) a gran escala y a costos razonables para los productores (Greco *et al.*, 2020). En este Capítulo nos centraremos en los estudios que reportan a especies de parasitoides que atacan a una importante plaga del cultivo de tomate en Argentina, la polilla del tomate *Tuta absoluta*, como potenciales agentes de control biológico. Como ya se mencionó en el Capítulo 2, los insectos parasitoides constituyen un tipo particular de EN cuyo estado larval vive a expensas como parásito de un individuo huésped, usualmente otro insecto, el cual muere en dicha interacción. En

estado adulto son de vida libre y se alimentan de néctar, polen, *honeydew*, y algunos de ellos de fluidos y/o tejidos de sus hospedadores, comportamiento denominado *host-feeding*. Aunque son funcionalmente depredadores, su interacción como tales con sus presas u hospedadores tiene una dinámica que requiere de un tratamiento especial para su modelado, en particular porque en toda la vida del parasitoide, habrá solamente una presa u hospedador para uno o incluso varios parasitoides.

LA PLAGA: *Tuta absoluta*

Esta especie pertenece a la familia Gelechiidae y fue descrita originalmente por Meyrick en el año 1917 como *Phthorimaea absoluta*, sobre la base de especímenes colectados en Perú. Su estatus taxonómico fue varias veces revisado, cambiando a los géneros *Gnorismoschema* (Clarke, 1962), *Scrobipalpula* y *Scrobipalpuloides* (Povolny 1994), hasta que finalmente fue renombrada con un nuevo género *Tuta*, como *T. absoluta*, por Povolny en 1998. *Tuta absoluta* es una de las principales plagas del cultivo de tomate en la región Neotropical, de donde es originaria. El daño es ocasionado por la larva, de hábito minador, que se alimenta principalmente del mesófilo de las hojas, pero también ataca tallos y, cuando la densidad es muy alta, frutos, restándole valor comercial al producto.

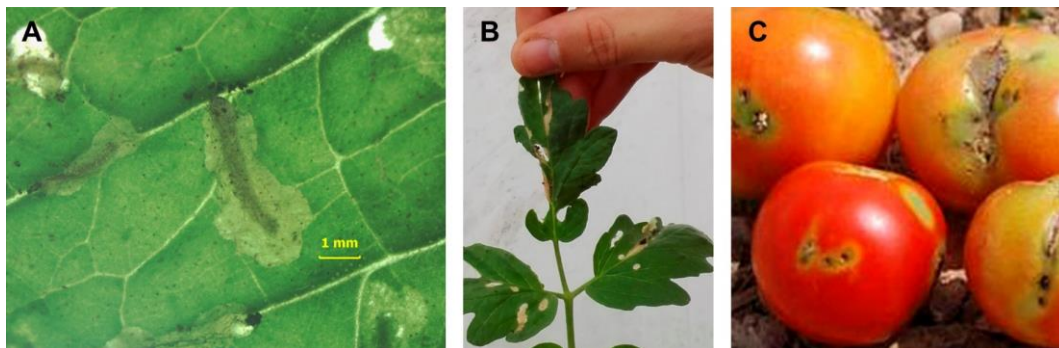


Figura 1. Daño de la polilla del tomate *Tuta absoluta*: (a) Larvas alimentándose de hojas; (b) y (c) hojas y frutos atacados por la plaga.

Desde hace algo más una década, este microlepidóptero se ha convertido en una amenaza para el cultivo de tomate (*Solanum lycopersicum* L.) a nivel mundial, como consecuencia de su introducción en España en 2006 (Urbaneja *et al.*, 2007) y su posterior dispersión en países de la cuenca

mediterránea, África y Asia (Desneux *et al.*, 2011; Luna *et al.*, 2015; Ponti *et al.*, 2015). Si bien, *T. absoluta* es una de las principales plagas del cultivo de tomate, en la literatura se mencionan otras especies solanáceas hospederas cultivadas como la papa (*Solanum tuberosum* L.), berenjena (*S. melongena* L.), tabaco (*Nicotiana tabacum* L.) y no cultivadas, como el chamico (*Datura ferox* L.), huevito de gallo (*Salpichroa origanifolia* (Lam.) Baill.), tutiá (*Solanum sisymbriifolium* Lam.), tomatillo (*S. nigrum* L.) y palán-palán (*Nicotiana glauca* L.) (Galarza, 1984; Cordo *et al.*, 2004; Desneux *et al.*, 2010 y USDA, 2011). Con respecto a su ciclo de vida, la hembra de *T. absoluta* deposita sus huevos de color blanco crema a amarillo en el envés de las hojas y también suele hacerlo sobre los tallos. El estado larval comprende cuatro estadios; al eclosionar el primer estadio larval (L1), esta penetra activamente en el mesófilo de las hojas y en los tallos, formando minas o galerías construidas por ellas mismas mientras se alimentan de los tejidos vegetales. Las larvas miden entre 1 y 8 mm de longitud. Con excepción de la L1, los restantes estadios se desarrollan protegidos dentro de las minas. Al completarse el estado larval, la L4 emerge de la galería y comienza a tejer un capullo sedoso, iniciándose el proceso de pupación, el que ocurre mayormente en el suelo, aunque también puede hacerlo en el follaje. Las pupas son libres o exarales y décticas, miden entre 5 y 6 mm, de forma cilíndrica y color verdoso, y a medida que se aproximan a la emergencia del adulto se tornan de color marrón oscuro. Los adultos miden entre 6 y 7 mm de largo, son de coloración gris plateado y presentan antenas filiformes (Pereyra y Sánchez, 2006; Vargas, 1970).

La polilla se comporta como una especie multivoltina con un alto potencial reproductivo, pudiendo alcanzar hasta 12 generaciones al año. El adulto es de hábito nocturno, y durante el día permanece generalmente oculto (USDA, 2011). El umbral de daño económico (UE) reportado para esta plaga por distintos autores es altamente variable. En otros países lo consideran de 7 o de 26 larvas de la polilla por planta de tomate. Mientras que, para la Argentina, Mitidieri y Polack (2012) mediante la aplicación de un modelo fenológico, lo considera equivalente a 2 folíolos con daño fresco por planta del cultivo.

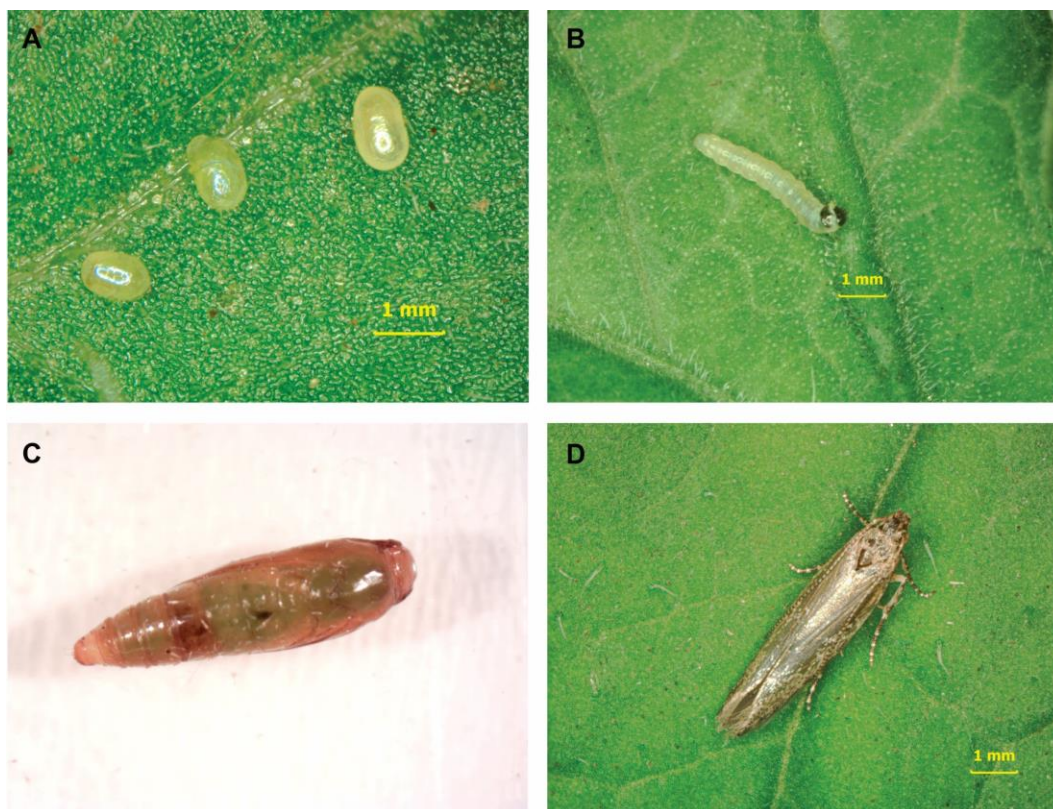


Figura 2. Estados de desarrollo de *Tuta absoluta*: (A) huevos puestos en forma dispersa sobre las plantas; (B) larva (L3); (C) pupa; (D) adulto.

Hasta el momento, el manejo sanitario predominante de *T. absoluta* se basa en el uso de insecticidas, los cuales además de tener diversos efectos adversos sobre el ambiente y la población humana, presentan baja eficiencia de control de esta plaga, debido a la rápida generación de poblaciones resistentes (Lietti *et al.*, 2005). En este sentido, el control biológico es uno de los métodos de protección vegetal más promisorios (Luna *et al.*, 2015). Simultáneamente, en la Argentina se está avanzando en otros métodos de control, tales como el uso con feromonas (Triple T®, WayneAgro), la técnica del macho estéril (Cagnotti *et al.*, 2012) y el biocontrol basado en el uso de parasitoides de huevos (Riquelme Virgala y Botto, 2010) y de depredadores de huevos y larvas como, por ejemplo, la chinche *Tupiocoris cucurbitaceus* Spinola (Hemiptera: Miridae) (Cagnotti *et al.*, 2016; Polack y Strassera, 2018).

En la Argentina se ha reportado un rico complejo de parasitoides que atacan a *T. absoluta* en sus diferentes estados de desarrollo, con 17 especies confirmadas (Tabla 1) y un sinnúmero de morfoespecies (Salas Gervasio *et al.*, 2019a). Particularmente, dentro del conjunto de los parasitoides larvales, se destacan por su abundancia y ubicuidad, el endoparasoide *Pseudapanteles dignus* (Muesebeck) (Hymenoptera: Braconidae) y el ectoparasoide *Dineulophus phthorimaeae* de Santis (Hymenoptera: Eulophidae). Se cuenta con información acerca de la biología y ecología de estas dos especies de enemigos naturales, la cual sustenta la potencialidad del uso de las mismas en programas de control biológico por conservación (Savino *et al.*, 2012; Luna *et al.*, 2015). Además, para el caso de *P. dignus*, se ha comenzado a evaluar su uso como agente de biocontrol en liberaciones aumentativas inoculativas (Salas *et al.*, 2019b).

EL ENDOPARASITOIDE LARVAL *Pseudapanteles dignus*

Se han estudiado aspectos fundamentales de las estrategias de su historia de vida y de su demografía, a campo y en laboratorio, con el fin de aportar bases más sólidas para evaluar su viabilidad en el control biológico y en el desarrollo de protocolos de cría de esta especie (Luna *et al.*, 2007; Sánchez *et al.*, 2009; Nieves, 2013; Nieves *et al.*, 2015; Salas Gervasio, 2017). *P. dignus* tiene un rango de hospedadores restringido a cinco especies de geléquidos, entre ellos *T. absoluta*. Se distribuye en varios países americanos (Fernández-Triana *et al.*, 2014). En la Argentina, ha sido reportado para las provincias de Buenos Aires, Corrientes, Jujuy, Río Negro, Salta y Tucumán (Cáceres *et. al* 2011; Colomo y Berta, 2002; Garrido *et al.*, 2017; Puch, 2011; Sánchez *et al.*, 2009; Vallina *et al.*, ms enviado), en asociación con el hospedador *T. absoluta*. Tiene la capacidad de parasitar y desarrollarse en todos los estadios larvales de la plaga.

La cría del parasitoide sobre distintos estadios larvales del hospedador no mostró diferencias en el tiempo de desarrollo desde huevo a adulto de la avispa, que es de unos 29 días (Figura 3).

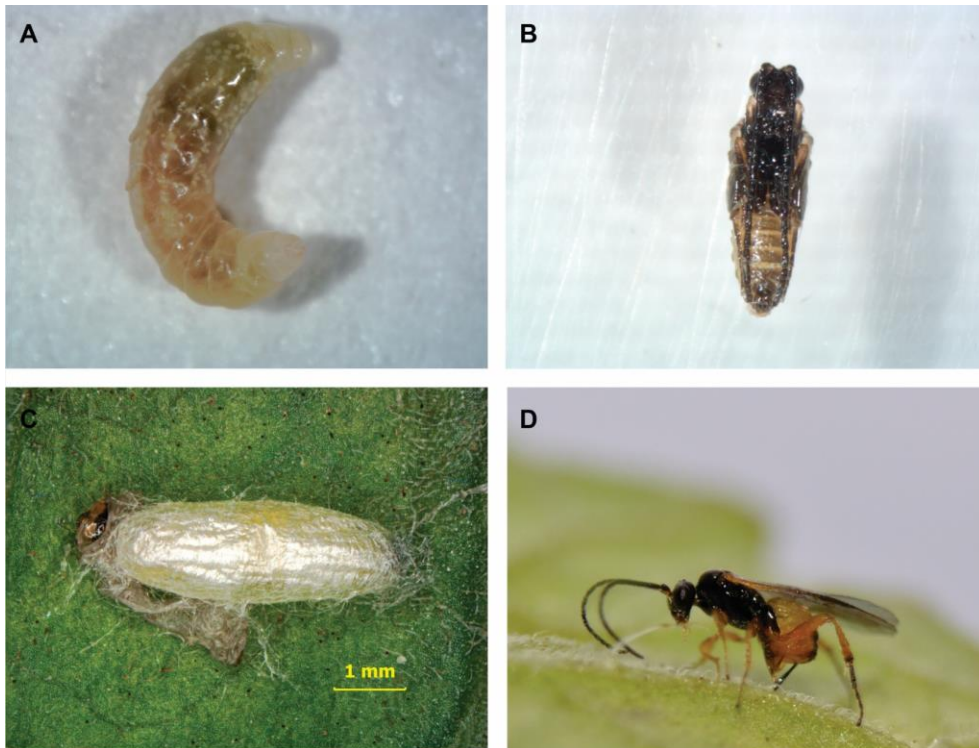


Figura 3. Estados de desarrollo del endoparasitoide larval *Pseudapanteles dignus*: (A) larva (L3) emergida del hospedador, preparándose para empupar; (B) pupa; (C) cocón sedoso que protege la pupa; (D) avispa adulta poniendo un huevo sobre un huésped.

En promedio, las hembras oviponen durante 20 días, y la mayoría descarga el 50 % de los huevos a los 6 días de vida adulta. Una hembra puede llegar a poner 192 huevos, con una tasa de parasitismo de 47 % larvas de la polilla (Nieves *et al.*, 2015). Para el control biológico de una plaga, se considera que un parasitoide es eficiente como enemigo natural, si su tasa instantánea de ataque (a') y su tasa de crecimiento r_m son mayores o iguales al r_m de su hospedador (van Lenteren *et al.*, 2018), como es el caso de *P. dignus*, cuyo valor de r_m (0,14) es igual al de la plaga, y su a' mayor (0,22). Esto resulta de gran importancia para optimizar la cría masiva y las liberaciones del parasitoide cuando es usado como agente de control biológico en programas de Manejo Integrado de Plagas (MIP) en los cultivos de tomate (Nieves *et al.*, 2015). Este braconídeo presenta una sinovigenia moderada, lo que implica que las hembras pueden copular y ya tienen oocitos maduros para oviponer desde el momento de la emergencia al estado adulto (Nieves *et al.*, 2015). En el laboratorio, las hembras de *P. dignus* superparasitaron todos los estadios larvales, sin embargo, existe un predominio de monoparasitismo (Luna *et al.*, 2016; Nieves, 2013).

En esta especie se verifican los fenómenos de encapsulamiento por parte del hospedador y de superparasitismo, dos procesos que pueden afectar tanto la cría artificial como su desempeño en el campo. En el primer caso, las larvas del parasitoide son eliminadas por un mecanismo de respuesta inmunológica del hospedador (Luna *et al.*, 2016, *Ver Capítulo 2*). Para profundizar en el fenómeno de superparasitismo y sus consecuencias se realizaron ensayos complementarios en los que, por un lado, se le ofreció a una sola hembra del parasitoide un número creciente de hospedadores, y por el otro, se expuso un número constante de hospedadores a una cantidad progresivamente mayor de hembras parasitoides. Se halló que cuando la hembra se encuentra en ausencia de otras hembras competidoras y posee una alta cantidad de oocitos para oviponer en un reducido número de hospedadores, descarga sus huevos de manera controlada evitando un excesivo superparasitismo. Por ejemplo, se han registrado que hembras con una carga de 40 oocitos maduros no invierten más que una media de 4 huevos por hospedador parasitado al ofrecerles 3, 5 o 7 hospedadores durante 24 horas (D'Auro y Luna, 2019). Al considerar que *P. dignus* es un parasitoide solitario, esta estrategia de oviposición evita el desperdicio de descendencia potencial, promueve la superación de la respuesta de encapsulación del hospedador y evita un excesivo estrés por parasitismo en el hospedador. Sin embargo, en los ensayos donde actuaban en simultáneo varios parasitoides se encontró que las hembras de *P. dignus* pueden compartir los hospedadores sin ningún tipo de interferencia directa como puede ser la evasión ante el contacto físico o la disputa agresiva por un hospedador. Debido a este fenómeno de superposición del parasitismo se ha registrado hasta una media de 8 huevos por hospedador parasitado al exponer 20 larvas de *T. absoluta* a 8 hembras parasitoides. A su vez se detectó que un aumento progresivo de la cantidad media de huevos al aumentar la relación parasitoide/hospedador genera una cierta mortalidad por estrés en los hospedadores parasitados, que si bien aporta al control de larvas de *T. absoluta* no contribuye a la descendencia del parasitoide (F. D'Auro, datos no publicados). También, se midió que la proporción de sexos de la progenie del parasitoide es una constante levemente sesgada hacia las hembras independientemente de la carga de huevos del hospedador atacado (F. D'Auro, datos no publicados) lo cual es una característica que favorecería la permanencia del parasitoide en campo luego de una liberación aumentativa y la cría en cautiverio.

En cultivos del Norte bonaerense, la interacción *P. dignus* - *T. absoluta* ocurre naturalmente a lo largo de todo el ciclo del cultivo de tomate, tanto de primera como de segunda temporada, lo que se traduce en una gran sincronía temporal entre la aparición de la plaga en el cultivo y la del parasitoide. El porcentaje de parasitismo (medido como emergencia del cocón) en el tomate de primera puede alcanzar el 39 % y hasta un 74 % en tomate de segunda (Nieves *et al.*, 2015). Este parasitoide tiene la capacidad de atacar hospedadores tanto a bajas como a altas densidades de *T. absoluta* (Sánchez *et al.*, 2009). Por otra parte, un estudio sobre la dinámica espacio-temporal de *P. dignus*, que tuvo en cuenta una escala predial o de agroecosistema en el Norte de la provincia de Buenos Aires, mostró que la interacción *T. absoluta* - *P. dignus* es parte de una compleja red alimentaria, que involucra unas 28 especies entre solanáceas cultivadas y de crecimiento espontáneo, *T. absoluta* y otros geléquidos, y *P. dignus* y otros parasitoides larvales. Las especies de solanáceas silvestres, tales como el palán-palán, el tomatillo y el tutiá, podrían ayudar a mantener la interacción *T. absoluta* - *P. dignus* en los cultivos. *P. dignus* exhibe una mayor especificidad por la especie hospedadora, parasitando únicamente a *T. absoluta*, independientemente de la especie vegetal en la que esta se halle (Salas Gervassio *et al.*, 2016). Este braconido ataca también a *T. absoluta* en el cultivo de berenjena, otra solanácea cultivada de importancia para la Argentina, logrando la interacción una dinámica de parasitoide-hospedador en forma natural (Salas Gervassio *et al.*, 2016). En el laboratorio, las hembras de *P. dignus* tampoco muestran un período pre-reproductivo cuando atacan a larvas hospederas en la planta de berenjena, aunque se alarga su tiempo de oviposición (~ 4 días). La tasa instantánea de ataque (a'), medida en forma similar al trabajo de Luna *et al.* (2007), fue algo superior a la obtenida en plantas de tomate (0,24). Estos resultados indican que, aunque existen algunas diferencias, *P. dignus* se comportaría de manera similar como enemigo natural de *T. absoluta* en ambos cultivos (Salas Gervassio *et al.*, 2018).

Una primera evaluación del uso de *P. dignus* como agente de control de *T. absoluta* en el cultivo de tomate mediante liberaciones aumentativas inoculativas en invernáculos revelaron que, a una densidad de 10 hospedadores por planta, una tasa de suelta de 3 hembras del parasitoide produce ≈ 62 % de parasitismo (medido como cocones formados), siendo más altos que la liberación a

una tasa mayor (5 avispas por planta). Esto sugiere que el control de la polilla a densidades del parasitoide mayores de 3 hembras, podría verse afectado por un fenómeno de interferencia mutua por parte de las avispas en la unidad experimental (una planta encerrada en una jaula). Del mismo modo se probó que a densidades menores del hospedador, la liberación de 1 o 2 avispas de *P. dignus* no afectó el porcentaje de parasitismo, mientras que, a la menor densidad probada, de 2 hospedadores no se registró parasitismo, lo que podría indicar la disminución de la eficiencia de búsqueda del parasitoide a menores densidades del hospedador (Salas Gervasio *et al.*, 2019b). En un estudio reciente se comenzó a evaluar el uso de *P. dignus* como agente de control biológico de *T. absoluta* en diversas regiones del país donde la producción de tomate es relevante. Para que un agente pueda ser ampliamente utilizado, es importante determinar si existen limitaciones para su uso, debido a potenciales diferencias intra-específicas de poblaciones locales o *strains* geográficos. Estudios comparativos de características morfométricas, biológicas y ecológicas de las distintas poblaciones locales permitirán conocer la variación interpoblacional por adaptación local de este parasitoide, y evaluar su éxito potencial como agente de control en distintas regiones. Cabe mencionar que la información biológica y ecológica sobre *P. dignus* ha sido obtenida a partir colonias generadas con individuos provenientes de la provincia de Buenos Aires (Luna *et al.*, 2007; Nieves *et al.*, 2015; Vallina *et al.*, 2012,). A partir de material analizado proveniente de cultivos de tomate de Salta y Jujuy (Norte de Argentina) y Río Negro (Alto Valle de Río Negro), y comparado con especímenes colectados en el Norte de Buenos Aires, Vallina *et al.* (ms enviado) mostraron que si bien cada población local de *P. dignus* presenta variaciones morfométricas (medidas como proporciones del tamaño del ala anterior, cabeza, pata posterior y ovipositor), estas son interfértiles, es decir, no presentan aislamiento reproductivo, produciendo descendencia viable. Se espera que esta información, y otras investigaciones en marcha sobre esta temática, contribuyan a diseñar y establecer crías masivas de *P. dignus* de calidad, que resulten en el control exitoso de la plaga en aquellas áreas o regiones donde mejor se desempeñen.

EL ECTOPARASITOIDE LARVAL *Dineulophus phthorimaeae*

Este microhimenóptero ha sido reportado en la Argentina y Chile, asociado a *T. absoluta* en cultivos de tomate (de Santis, 1983) y de berenjena (Salas Gervasio *et al.*, 2016). En nuestro país se registra en cultivos de Tucumán y del Norte de la provincia de Buenos Aires. Se desconocen otros insectos hospederos. Es de hábito solitario, la hembra coloca casi siempre un único huevo sobre el hospedador, y una vez emergida la larva, esta crece y se alimenta desde el exterior, aunque protegida dentro de la mina en la que también se halla la larva de *T. absoluta*. Tiene preferencia por el tercer estadio larval (L3) de *T. absoluta*. Las pupas se forman y quedan protegidas endofíticamente (Figura 4).

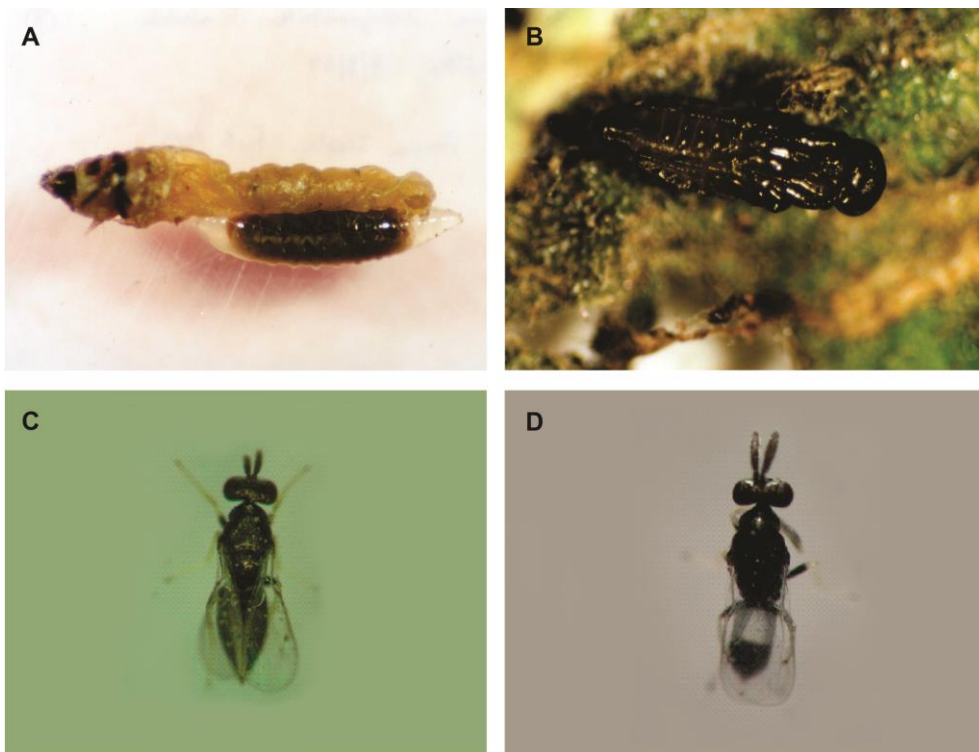


Figura 4. Estados de desarrollo del ectoparasitoide larval *Dineulophus phthorimaeae*: (A) larva (L3) del ectoparasitoide alimentándose la larva hospedera; (B) pupa; (C) y (D) hembra y macho adultos, respectivamente.

Luna *et al.* (2010) estudiaron parámetros ecológicos en el laboratorio y encontraron que el estado pre-imaginal (de huevo a pupa) dura unos 11 días, los adultos viven entre 9 (machos) y 12 días (hembras). También se determinó que su fecundidad es muy baja (< 5 huevos por hembra) (Luna *et al.*, 2010; Savino

et al., 2012). A diferencia de *P. dignus*, el ectoparasitoide *D. phthorimaeae* presenta una estrategia reproductiva extremadamente sinovigénica, es decir, que la hembra al momento de la emergencia carece del complemento de oocitos maduros, los cuales va madurando durante su vida adulta, para lo cual necesitan obligatoriamente alimentarse de hospedadores (fenómeno conocido como *host-feeding* letal y no concurrente, es decir, sin parasitismo) unos días antes de oviponer. Esto contribuye también a una mortalidad significativa de larvas de *T. absoluta* (Savino et al., 2012). La coexistencia de *P. dignus* y *D. phthorimaeae* atacando larvas de *T. absoluta* en cultivos de tomate es bastante común. Es por ello que se plantearon estudios para dilucidar algunos aspectos de las interacciones interespecíficas que puedan explicar tal coexistencia. Esta es una temática de la ecología de gran implicancia para el control biológico (Brodeur y Boivin, 2006; Hawkins y Cornell, 1999; Messelink et al., 2014). Ambas especies tienen una superposición parcial de su nicho alimenticio (larva hospedera de tercer estadio) y muestran biología contrastantes, ya que una es un ectoparasitoide idiobionte y la otra, un endoparasitoide koinobionte. En un trabajo de laboratorio, donde se analizó el multiparasitismo, es decir, la utilización de un hospedador por dos o más hembras pertenecientes a diferentes especies de parasitoides, se demostró que las hembras de *D. phthorimaeae*, dependiendo de su edad utilizaron a los hospedadores de forma diferente, evitando atacar a aquellas larvas que se encontraban previamente parasitadas por *P. dignus*. A medida que envejecen, las avispas no evitan utilizar larvas previamente parasitadas por el endoparasitoide. Este resultado sugiere que *D. phthorimaeae* podría reconocer y discriminar larvas previamente parasitadas por la otra especie, una información relevante si se desea utilizar ambos parasitoides en el control biológico de *T. absoluta* (Savino et al., 2016). La coexistencia de las especies de parasitoides puede ser promovida en el campo por la variabilidad espacial y temporal del uso del recurso, o cuando la especie más eficaz en la competencia se ve limitada por otras condiciones ambientales. En este caso, aun cuando la predicción de que los parasitoides idiobiontes, como *D. phthorimaeae*, son casi siempre competitivamente superiores a los koinobiontes, como *P. dignus* (Hawkins, 1994), las evidencias de estudios en cultivos de tomate mostraron que ocasionalmente las larvas de *T. absoluta* pueden ser multiparasitadas (~10 % del parasitismo total de larvas).

Por otra parte, se registró que ambos parasitoides actuando conjuntamente pueden causar hasta 80% de mortalidad de larvas hospedadoras (Savino, 2014).

CONSIDERACIONES FINALES

Los estudios realizados sobre dos de las especies de parasitoides que más comúnmente atacan larvas de *T. absoluta* muestran que *P. dignus* es un agente de biocontrol potencialmente efectivo para ser utilizado en el control biológico de esta plaga en diversas regiones de la Argentina, basado en liberaciones aumentativas (control biológico aumentativo) y a través de la disminución y/o eliminación del uso de plaguicidas no selectivos y de la búsqueda de otras alternativas de manejo que favorezcan su persistencia (control biológico por conservación). Por otra parte, el uso del ectoparasitoide *D. phthorimaeae* pareciera más factible por medio de tácticas de control biológico por conservación en programas de MIP. La evidencia de estudios de campo indica que ambos parasitoides larvales no solo son capaces de coexistir, sino que actuando en conjunto podrían ejercer un muy buen control de la plaga. Además, el control ejercido por otros enemigos, tanto parasitoides y depredadores, puede contribuir al manejo de *T. absoluta*.

Créditos de las fotografías: Jorge Barneche, Franco D'Auro, María G. Luna, Eliana Nieves, Nadia Salas Gervassio y Vivina Savino. Elaboró las figuras: DCV Laura Morote.

Tabla 1. Lista de especies de parasitoides de *Tuta absoluta* (Lepidoptera: Gelechiidae) en la Argentina (extraída de Salas Gervasio *et al.*, 2019a).

Superfamilia/Familia	Especies	Modo de parasitismo ^a	Nativo /Importado	Referencias
CHALCIDOIDEA				
Aphelinidae	<i>Encarsia porteri</i> (Mercet)	Parasitoide de huevos	N	Cáceres <i>et al.</i> (2011), Luft <i>et al.</i> (2015)
Chalcididae	<i>Conura bruchi</i> (Blanchard)	Parasitoide de pupas (también hiperparasitoide)	N?	De Santis (1967), De Santis y Monetti (2008).
Encyrtidae	<i>Copidosoma koehleri</i> Blanchard	Endoparasitoide de huevo-prepupa (también hiperparasitoide)	N?	De Santis (1967, 1979)
Eulophidae	<i>Dineulophus phthorimaeae</i> De Santis	Ectoparasitoide larval	N	De Santis (1983, 1989), Botto (1999), Colomo <i>et al.</i> (2002)
	<i>Neochrysocharis formosus</i> (Westwood)	Endoparasitoide de larva-prepupa (también hiperparasitoide)	I?	Luna <i>et al.</i> (2011)
Trichogrammatidae	<i>Trichogramma fasciatum</i> (Perkins)	Parasitoide de huevos	I	De Santis (1979), Colomo <i>et al.</i> (2002)
	<i>Trichogramma minutum</i> Riley	Parasitoide de huevos (también hiperparasitoide)	I	Desneux <i>et al.</i> (2010).
	<i>Trichogramma nerudai</i> Pintureau & Gerding	Parasitoide de huevos	N	Cáceres <i>et al.</i> (2011), Riquelme Virgala y Botto (2010)
	<i>Trichogramma pintoi</i> Voegelé	Parasitoide de huevos	I	Desneux <i>et al.</i> (2010).
	<i>Trichogramma pretiosum</i> Riley	Parasitoide de huevos	N	Colomo <i>et al.</i> (2002), Cáceres <i>et al.</i> (2011), Querino y Zucchi (2011), Luft <i>et al.</i> (2015).
	<i>Trichogramma rojasi</i> Nagaraja & Nagarkatti	Parasitoide de huevos	N	Botto (1999), Colomo <i>et al.</i> (2002), Cáceres <i>et al.</i> (2011), Luft <i>et al.</i> (2015)
	<i>Trichogrammatoidea bactrae</i> Nagaraja	Parasitoide de huevos	I	Riquelme Virgala y Botto (2010), Cagnotti <i>et al.</i> (2018)

continúa en la página siguiente

Superfamilia/Familia	Especies	Modo de parasitismo ^a	Nativo /Importado	Referencias
ICHNEUMONOIDEA				
Braconidae	<i>Bracon lucileae</i> Marsh	Endoparasitoide de larvas jóvenes	N	Berta y Colomo (2000), Colomo <i>et al.</i> (2002), Cáceres <i>et al.</i> (2011),
	<i>Bracon lulensis</i> Berta & Colomo	Endoparasitoide de larvas jóvenes	N	Berta y Colomo (2000)
	<i>Bracon tutus</i> Berta & Colomo	Endoparasitoide de larvas jóvenes	N	Berta y Colomo (2000)
	<i>Pseudapanteles (=Apanteles) dignus</i> (Muesebeck)	Endoparasitoide de larva-prepupa	N	Botto (1999), Colomo <i>et al.</i> (2002), Cáceres <i>et al.</i> (2011), Salas Gervasio <i>et al.</i> (2016)
Ichneumonidae	<i>Campoplex haywardi</i> Blanchard	Endoparasitoide de larva- pupa	N	Colomo <i>et al.</i> (2002), Desneux <i>et al.</i> (2010).

a: definido según Mills (1994) (Ver Capítulo 2).

BIBLIOGRAFÍA

- Berta, C.D. & Colomo, M.V. (2000). Dos especies nuevas de *Bracon* F. y primera cita para la Argentina de *Bracon lucileae* Marsh (Hymenoptera, Braconidae), parasitoides de *Tuta absoluta* (Meyrick) (Lepidoptera, Gelechiidae). *Insecta Mundi*, 14, 211-219.
- Botto, E.N. (1999). Control biológico de plagas hortícolas en ambientes protegidos. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*, 58, 58-64.
- Brodeur, J. & Bouvin, G. (2006). *Trophic and Guild Interactions in Biological Control*. 249 p. Dordrecht, Netherlands: Springer.
- Cáceres, S., Aguirre, A., Miño, V. & Almonacid, R. (2011). Líneas de trabajo para el manejo integrado de la polilla del tomate en Corrientes. Resúmenes del Taller La Polilla del Tomate en la Argentina: estado actual del conocimiento y prospectiva para un manejo integrado de plagas (INTA-UNLP). pp. 7. 7-8/11/2011. FCNyM, UNLP, Buenos Aires, Argentina.
- Cagnotti, C.L., Andorno, A.V., Hernández, C.M., Paladino, L.C., Botto, E.N. & López, S.N. (2016). Inherited sterility in *Tuta absoluta* (Lepidoptera: Gelechiidae): pest population suppression and potential for combined use with a generalist predator. *Florida Entomologist*, 99, 87-94.
- Cagnotti, C.L., Riquelme Virgala, M., Botto, E.N. & López, S.N. (2018). Dispersion and persistence of *Trichogrammatoidea bactrae* (Nagaraja) over *Tuta absoluta* (Meyrick), in tomato greenhouses. *Neotropical Entomology*, 47, 553-559.
- Cagnotti, C.L., Viscarret, M., Riquelme, M.B., Botto, E.N., Carabajal, L.Z., Segura, D.F. & López, S.N. (2012). Effects of X-rays on *Tuta absoluta* for use in inherited sterility programmes. *Journal of Pest Science*, 85, 413-421.
- Colomo, M.V., Berta, D.C. & Chocobar, M.J. (2002). El complejo de himenópteros parasitoides que atacan a la "polilla del tomate" *Tuta absoluta* (Lepidoptera: Gelechiidae) en la Argentina. *Acta Zoologica Lilloana*, 46, 81-92.
- Cordo, H., Logarzo, G., Braun, K. & Di Iorio, O. (2004). *Catálogo de insectos fitófagos de la Argentina y sus plantas asociadas*. 734 p. Buenos Aires, Argentina: Sociedad Entomológica Argentina.
- D'Auro, F. & Luna, M.G. (2019). Reanálisis de la respuesta funcional de *Pseudapanteles dignus* (Hymenoptera: Braconidae), un parasitoide de la polilla del tomate *Tuta absoluta* (Lepidoptera: Gelechiidae). VII Reunión Argentina de Parasitoidólogos, Santa Rosa, La Pampa, Argentina. 11-13/09/2019. *SEMIÁRIDA Revista de la Facultad de Agronomía UNLPam*, 29(Supl.), 19-21.
- De Santis, L. & Monetti, N.C. (2008). Lista de himenópteros parasitoides y depredadores de los insectos de argentina: primer suplemento. En: Llorente-Bousquets, J. & Lanteri, A.A. *Contribuciones taxonómicas en órdenes de insectos hiperdiversos*. Cap. 5. (pp. 91-139). D.F, México: UNAM- RIBES-CYTED.
- De Santis, L. (1967). *Catálogo de los himenópteros argentinos de la serie Parasítica, incluyendo Bethyloidea*. 337 p. La Plata, Buenos Aires, Argentina: CICBA.
- De Santis, L. (1979). *Catálogo de los himenópteros calcidoideos de América al sur de los Estados Unidos*. 488 p. La Plata, Buenos Aires, Argentina: CICBA.
- De Santis, L. (1983). Un nuevo género y dos nuevas especies de eulófidos neotropicales (Insects, Hymenoptera). *Revista Peruana de Entomología*, 26, 1-4.

- De Santis, L. (1989). Catálogo de los Himenopteros Calcidoideos (Hymenoptera) al sur de los Estados Unidos, segundo suplemento. *Acta Entomológica Chilena*, 15, 47.
- Desneux, N., Luna, M.G., Guillemaud, T. & Urbaneja, A. (2011). The invasive South American tomato pinworm, *Tuta absoluta*, continues to spread in Afro-Eurasia and beyond: the new threat to tomato world production. *Journal of Pest Science*, 84, 403-408.
- Desneux, N., Wajnberg, E., Wyckhuys, K.A.G., Burgio, G., Arpaia, S., Narvaez-Vasquez, C.A,... & Urbaneja, A. (2010). Biological invasion of European tomato crops *Tuta absoluta*: ecology, history of invasion and prospects for biological control. *Journal of Pest Science*, 83, 197-215.
- Fernández-Triana, J.L., Janzen, D.H., Hallwachs, W., Whitfield, J.B., Smith, M.A. & Kula, R. (2014). Revision of the genus *Pseudapanteles* (Hymenoptera, Braconidae, Microgastrinae), with emphasis on the species in area de Conservación Guanacaste, northwestern Costa Rica. *ZooKeys*, 446, 1-82.
- Galarza, J. (1984). Laboratory assessment of some Solanaceous plants as possible food plants of tomato moth *Scrobipalpula absoluta*. *IDIA*, 421/424, 30-32.
- Garrido, S.A., Cichón, L.I., Lago, J.D., Aquino, D.A., Vallina, C. & Luna, M.G. (2017). Primer registro de *Pseudapanteles dignus* (Hymenoptera: Braconidae) como parasitoide de *Tuta absoluta* (Lepidoptera: Gelechiidae) en el Alto Valle de Río Negro, Argentina. *Rev. Soc. Entomol. Arg.*, 76, 46-49.
- Greco, N.M., Cabrera Walsh, G. & Luna, M.G. (2020). Biological control in Argentina. (pp 21-42). In: van Lenteren, J.C., Bueno, V.H.P., Luna, M.G., & Colmenarez, Y. (Eds.). *Biological control in Latin America and the Caribbean: its rich history and bright future*. Wallington, Reino Unido: CABI. 550 p.
- Hawkins, B.A. & Cornell, H.V. (1999). *Theoretical Approaches to Biological Control*. 412 p. Cambridge, UK: Cambridge University Press.
- Hawkins, B.A. (1994). *Pattern and process in host-parasitoid interactions*. 190 p. Cambridge, UK: Cambridge University Press.
- Lietti, M.M., Botto, E.N. & Alzogaray, R.A. (2005). Insecticide resistance in argentine populations of *Tuta absoluta* (Meyrick) (Lepidoptera: Gelechiidae). *Neotropical Entomology*, 34, 113-119.
- Luft, E., Luna, M.G., Galise, G., Speranza, S. & Virla, E. (2015). Mortalidad natural de huevos de la polilla del tomate, *Tuta absoluta* (Meyrick) (Lepidoptera: Gelechiidae) en Argentina e Italia, y primera mención de *Encarsia porteri* (Mercet) (Hymenoptera: Aphelinidae) afectando sus poblaciones. *Revista de la Facultad de Ciencias Agrarias de UNCuyo*, 47, 219-229.
- Luna, M.G., Desneux, N., & Schneider, M.I. (2016). Encapsulation and self-superparasitism of *Pseudapanteles dignus* (Hymenoptera: Braconidae), a parasitoid of *Tuta absoluta* (Lepidoptera: Gelechiidae). *PLoS ONE*, 11(10), e0163196.
- Luna, M.G., Pereyra, P.C. Coviella, C.E., Nieves, E., Savino, V., Salas Gervasio N.G., Luft, E., Virla, E. & Sanchez, N.E. (2015). Potential of biological control agents against *Tuta absoluta* (Lepidoptera: Gelechiidae): current knowledge in Argentina. *Florida Entomologist*, 98, 489-494.
- Luna, M.G., Sánchez, N.E. & Pereyra, P.C. (2007). Parasitism of *Tuta absoluta* (Lepidoptera: Gelechiidae) by *Pseudapanteles dignus* (Hymenoptera: Braconidae) under laboratory conditions. *Environmental Entomology*, 36, 887-893.

- Luna, M.G., Wada V.I. & Sánchez, N.E. (2010). Biology of *Dineulophus phthorimaeae* (Hymenoptera: Eulophidae) and field interaction with *Pseudapanteles dignus* (Hymenoptera: Braconidae), larval parasitoids of *Tuta absoluta* (Lepidoptera: Gelechiidae) in tomato. *Annals of the Entomological Society of America*, 103, 936-942.
- Luna, M.G., Wada, V.I., La Salle, J. & Sánchez, N.E. (2011). *Neochrysocharis formosa* (Westwood) (Hymenoptera: Eulophidae), a newly recorded parasitoid of the tomato moth, *Tuta absoluta* (Meyrick) (Lepidoptera: Gelechiidae), in Argentina. *Neotropical Entomology*, 40, 412-414.
- Messelink, G.J., Bennison, J., Alomar, O., Ingegno, B.L., Tavella, L., Shipp, L., Palevsky, E. & Wäckers, F.L. (2014). Approaches to conserving natural enemy populations in greenhouse crops: current methods and future prospects. *BioControl*, 59, 377-393.
- Mitidieri, M.S. & Polack, L.A. (2012). *Guía de monitoreo y reconocimiento de plagas, enfermedades y EN de tomate y pimiento*. (2da Ed.). 89 p. Buenos Aires, Argentina: EEA San Pedro, Ediciones INTA.
- Nieves, E., Pereyra, P.C., Luna, M.G., Medone, P. & Sanchez N.E. (2015). Laboratory population parameters and field impact of the larval endoparasitoid *Pseudapanteles dignus* (Hymenoptera: Braconidae) on its host *Tuta absoluta* (Lepidoptera: Gelechiidae) in tomato crops in Argentina. *Journal of Economic Entomology*, 108, 1553-1559.
- Nieves, E.L. (2013). *Evaluación del parasitoide Pseudapanteles dignus (Hymenoptera: Braconidae) como agente de control biológico de la polilla del tomate Tuta absoluta (Lepidoptera: Gelechiidae)*. (Tesis Doctoral). Facultad de Ciencias Naturales y Museo, Universidad Nacional de La Plata, La Plata, Buenos Aires, Argentina. 117 p. Recuperado de <http://naturalis.fcnym.unlp.edu.ar>.
- Pereyra, P.C. & Sanchez, N.E. (2006). Effect of two solanaceous plants on developmental and population parameters of the tomato leafminer, *Tuta absoluta* (Meyrick) (Lepidoptera: Gelechiidae). *Neotropical Entomology*, 35, 671-676.
- Polack, L.A. & Strassera, M.E. (2018). Jornada de Control Biológico en Tomate. 05/04/2018. CEI Gorina – INTA EEA AMBA - MAIBA. Buenos Aires, Argentina.
- Ponti, L., Gutierrez, A.P. & Altieri, M.A. (2015). Holistic approach in invasive species research: The case of the tomato leaf miner in the Mediterranean Basin. *Agroecology and Sustainable Food Systems*, 39, 436-468.
- Puch, L. (2011). Presencia de *Pseudapanteles dignus* (Mues) en larvas de polilla de tomate (*Tuta absoluta*) en la localidad de Yuto, provincia de Jujuy. *En: Resúmenes del Taller La Polilla del Tomate en la Argentina: estado actual del conocimiento y prospectiva para un manejo integrado de plagas (INTA-UNLP)*. pp. 23. 7-8/11/2011. FCNyM, UNLP, Buenos Aires, Argentina.
- Querino, R.B. & Zucchi, R.A. (2011). *Guia de identificação de Trichogramma para o Brasil*. 103 p. Brasília, Brasil: Embrapa. Recuperado el 04/07/2019, de <https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/143227/1/Trichogramma-FINAL.pdf>
- Riquelme Virgala, M.B. & Botto, E. (2010). Estudios biológicos de *Trichogrammatoidea bactrae* Nagaraja (Hymenoptera: Trichogrammatidae), parasitoide de huevos de *Tuta absoluta* Meyrick (Lepidoptera: Gelechiidae). *Neotropical Entomology*, 39, 612-617.

- Salas Gervasio, N.G., Aquino, D., Vallina, C., Biondi, A., & Luna, M.G. (2019^a). A re-examination of *Tuta absoluta* parasitoids in South America for optimized biological control. *Journal of Pest Science*, 92(4), 1343-1357.
- Salas Gervasio, N.G. (2017). *Perspectivas del uso del endoparasitoide nativo Pseudapanteles dignus (Muesebeck) (Hymenoptera: Braconidae) para el control biológico de la polilla del tomate Tuta absoluta (Meyrick) (Lepidoptera: Gelechiidae). Evaluación a campo* (Tesis Doctoral). Facultad de Ciencias Naturales y Museo, Universidad Nacional de La Plata, La Plata, Buenos Aires, Argentina. Recuperado de http://naturalis.fcnym.unlp.edu.ar/repositorio/_documentos/tesis/tesis_1472.pdf
- Salas Gervasio, N.G., Luna, M.G., D'Auro, F. & Sánchez, N.E. (2018). Performance of *Pseudapanteles dignus* (Hymenoptera: Braconidae), a natural enemy of *Tuta absoluta* (Lepidoptera: Gelechiidae) in eggplant. *Journal of Economic Entomology*, 111(2), 528-532.
- Salas Gervasio, N.G., Luna, M.G., Lee, S., Salvo, A. & Sánchez, N.E. (2016). Trophic web associated with the South American tomato moth *Tuta absoluta*: implications for its conservation biological control in Argentina. *Agricultural and Forest Entomology*, 18, 137-144.
- Salas Gervasio, N.G., Luna, M.G., Minardi, G.M., & Sánchez, N.E. 2019b. Assessing inoculative releases of *Pseudapanteles dignus* (Hymenoptera: Braconidae) for the biological control of *Tuta absoluta* (Lepidoptera: Gelechiidae). *Crop Protection*, 124, 104830. <https://doi.org/10.1016/j.cropro.2019.05.024>
- Sánchez, N.E., Pereyra, P.C. & Luna, M.G. (2009). Spatial patterns of parasitism of the solitary parasitoid *Pseudapanteles dignus* (Muesebeck) (Hymenoptera: Braconidae) on the tomato leafminer *Tuta absoluta* (Meyrick) (Lepidoptera: Gelechiidae). *Environmental Entomology*, 38, 365-374.
- Savino, V. (2014). *Biología reproductiva del ectoparasitoide Dineulophus phthorimaeae de Santis y su interacción con el endoparasitoide Pseudapanteles dignus (Muesebeck). Implicancias para el control biológico de la polilla de tomate Tuta absoluta (Meyrick)* (Tesis Doctoral). Facultad de Ciencias Naturales y Museo, Universidad Nacional de La Plata, La Plata, Buenos Aires, Argentina. Recuperado de http://sedici.unlp.edu.ar/bitstream/handle/10915/43363/Documento_completo..pdf?sequence=1&isAllowed=y
- Savino, V., Coviella, C.E. & Luna, M.G. (2012). Reproductive biology of *Dineulophus phthorimaeae* De Santis (Hymenoptera: Eulophidae), a natural enemy of the tomato moth *Tuta absoluta* (Meyrick) (Lepidoptera: Gelechiidae). *Journal of Insect Science*, 12, 153. doi: 10.1673/031.012.15301
- Savino, V., Luna, M.G., Salas Gervasio, N.G. & Coviella, C. (2016). Interspecific interactions between two *Tuta absoluta* (Lepidoptera: Gelechiidae) larval parasitoids with contrasting life histories. *Bulletin of Entomological Research*, 107(1), 32-38. doi: 10.1017/S0007485316000547.
- Urbaneja, A., Vercher, R., Navarro, V., García Marí, F. & Porcuna, J.L. (2007). La polilla del tomate *Tuta absoluta*. *Phytoma*, 194, 16-23.
- USDA (U.S. Department of Agriculture). (2011). *New pest response guidelines tomato leafminer (Tuta absoluta)*. 180 p. Riverdale, Maryland, USA: USDA-APHIS-PPQ-EDP Emergency Management.

- Vallina, C., Aquino, D.A., Minardi, G., Puch, L., Garrido, S., Sánchez, N. E. & Luna, M.G. Characterization of the local populations of the larval endoparasitoid *Pseudapanteles dingus* (Hymenoptera: Braconidae) in Argentina: morphometry and reproductive compatibility. *BioControl*, (ms enviado). # Artículo/Manuscrito entregado para la publicación
- van Lenteren, J.C., Bolckmans, K., Köhl, J., Ravensberg, W.J. & Urbaneja, A. (2018). Biological control using invertebrates and microorganisms: plenty of new opportunities. *BioControl*, 63, 39-59. doi: 10.1007/s10526-017-9801-4.
- Vargas, H.C. (1970). Observaciones sobre la biología y enemigos naturales de la polilla del tomate, *Gnorimoschema absoluta* (Meyrick) (Lepidoptera: Gelechiidae). *Idesia*, 1, 75-110.

CAPÍTULO 17

***Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Plutellidae): BIOECOLOGÍA Y CONTROL BIOLÓGICO**

Lietti, M., Grilli, M. P., Fernández, C. y Espinoza Gavilánez, R.

IMPORTANCIA ECONÓMICA Y DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA

La polilla o palomita de las coles o del dorso de diamante, *Plutella xylostella* (Linnaeus) (Lepidoptera: Plutellidae) es un insecto herbívoro oligófago y el más dañino dentro de los complejos de plagas que atacan los cultivos de *Brassicaceae* en todas las regiones productoras del mundo. Los costos de manejo y las pérdidas ocasionadas a los cultivos por esta plaga fueron estimados recientemente en U\$S 4.000 a 5.000 millones por año a nivel mundial. La importancia económica de *P. xylostella* es generalmente mayor en las regiones tropicales, subtropicales y en las partes más cálidas de la región templada, por la menor duración de su ciclo de vida y el cultivo de brásicas a lo largo de todo el año (Furlong *et al.*, 2013; Grzywacz *et al.*, 2010; Li *et al.*, 2016; Conte de Oliveira *et al.*, 2011; Sarfraz, 2014; Shelton, 2004; Talekar y Shelton 1993; Zalucki *et al.*, 2012). Se ha sugerido y es ampliamente aceptado que se originó en la región mediterránea o Asia Menor por considerarse los lugares de origen de las principales especies de crucíferas cultivadas, por la presencia de un complejo de enemigos naturales y por no haber desarrollado un estado de diapausa resistente a bajas temperaturas (Hardy, 1938). Más recientemente, Kfir (1998) y Liu *et al.* (2000) proponen como centro de origen a Sudáfrica o China, respectivamente, sobre la base de las numerosas plantas hospedantes silvestres endémicas y de la riqueza y diversidad de la fauna de parasitoides nativos presentes en esas regiones.

Plutella xylostella, es una especie cosmopolita; tiene una amplia tolerancia ecológica, siendo capaz de desarrollarse, reproducirse y sobrevivir bajo condiciones climáticas muy diversas. Los huevos, larvas y pupas pueden ser dispersados en forma pasiva sobre plántulas de brásicas desde zonas de producción a zonas de cultivo, reinvasiéndose áreas en las cuales no sobrevive durante el invierno (Talekar y Shelton, 1993). Se comporta como una especie

migratoria en determinadas condiciones ambientales; los adultos son transportados a grandes distancias por corrientes de aire y puede adquirir el estatus de plaga en una región donde sus agentes de control biológico están naturalmente ausentes (Finch y Thompson, 1992; Furlong *et al.*, 2013; Li *et al.*, 2016; Philips *et al.*, 2014; Sarfraz y Keddie, 2005; Sarfraz *et al.*, 2006; Talekar y Shelton, 1993). En ausencia de los cultivos, las especies vegetales de *Brassicaceae* silvestres se comportan como hospedantes alternativos, siendo favorables para su desarrollo y convirtiéndose en importantes hospedantes “puente” cuando los cultivos aún no han emergido (Doddall *et al.*, 2011; Gu, 2009; Harcourt, 1985; Li *et al.*, 2016; Talekar y Shelton, 1993).

Ha sido registrada desde Islandia (60°N) en el Hemisferio Norte hasta Río Gallegos (Argentina) (51°S) en el Hemisferio Sur (Furlong *et al.*, 2013; Pastrana, 2004; Sarfraz, 2014). En la Argentina se conoce su presencia desde 1875, como una especie abundante en la región de Carmen de Patagones, Buenos Aires. Brèthes (1923) realizó su descripción morfológica y la de una especie nueva de parasitoide: *Limnerium leontinae* Brèthes (Hymenoptera: Ichneumonidae); y Bourquin (1939) estudió su biología. Se la ha observado en la mayor parte del territorio argentino. Los registros de sus plantas hospedantes a partir de los años 70 corresponden a las provincias de Buenos Aires, Entre Ríos, Córdoba, La Pampa, Neuquén, Tucumán, Mendoza y Santa Fe (Colomer *et al.*, 2010; Montero *et al.*, 2007b; Pastrana, 2004; Pastrana *et al.*, 2004; Ríos de Saluso *et al.*, 1989); mientras que, las observaciones de los años 40 corresponden a localidades en las provincias de Chubut y Santa Cruz (Pastrana, 2004; Pastrana *et al.*, 2004). Además, Pastrana (2004) también menciona a las provincias de Misiones, Corrientes y Tierra del Fuego como lugares de distribución de *P. xylostella*.

Ciertas características biológicas de *Plutella xylostella*, especialmente las numerosas generaciones por año, el alto potencial reproductivo y la alta flexibilidad genética, han favorecido el desarrollo de resistencia a casi todos los grupos químicos de insecticidas aplicados regularmente en el campo para su control. Esta situación se da particularmente, en las regiones donde *P. xylostella* desarrolla más generaciones por año y el cultivo intensivo de brásicas se realiza a lo largo del año con un uso predominante de productos de síntesis química. A nivel mundial, se ha registrado resistencia de tipo bioquímica y fisiológica en diferente grado a los piretroides, carbamatos, fosforados, las toxinas de *Bacillus thuringiensis* serovar

kurstaki y la nueva generación de principios activos como avermectinas, indoxacarb, fipronil, neonicotinoides, spinosad e inhibidores de la síntesis de quitina, entre otros (Conte de Oliveira *et al.*, 2011; Santos *et al.*, 2011; Sarfraz y Keddie, 2005; Zhao *et al.*, 2006; Zhou *et al.*, 2011). A partir de 2012 se confirmó el desarrollo de altos niveles de resistencia a diamidas en poblaciones de Asia y de Brasil (Ribeiro *et al.*, 2013; Li *et al.*, 2016; Steinbach *et al.*, 2015). Más aún, los insecticidas pueden afectar a los parasitoides y predadores directamente causando mortalidad o indirectamente afectando su desempeño; lo cual a su vez, conduce al uso continuo de insecticidas y al eventual desarrollo de resistencia (Bopape *et al.*, 2017; Cordero *et al.*, 2007; Muckenfuss *et al.*, 1992; Sarfraz y Keddie, 2005).

A nivel mundial el excesivo e inapropiado uso de plaguicidas para el control de *P. xylostella* en *Brassicaceae* hortícolas, motivaron el desarrollo de programas de Manejo Integrado de Plagas (MIP), con predominio de tácticas de control cultural y biológico. El control biológico puede ser efectivamente integrado en programas modernos de MIP particularmente cuando el complejo de plagas es simple y la polilla de las coles es la especie dominante (Grzywacz *et al.*, 2010; Furlong *et al.*, 2013; Hamilton *et al.* 2004; Hutchison *et al.*, 2004; Hooks y Johnson, 2003; Sarfraz y Keddie, 2005; Sarfraz *et al.*, 2005; Sarfraz *et al.*, 2006).

CICLO BIOLÓGICO Y ASPECTOS ECOLÓGICOS

Los adultos tienen hábitos de actividad crepusculares y nocturnos. Son muy atraídos por la luz pudiendo ser capturados con trampa de luz. Se alimentan de flores de *Brassicaceae*, como también visitan un amplio rango de plantas con flores tanto con néctar expuesto como oculto (Bentancourt y Scatoni, 2006; Fernández, 2014; Folcia y Bado, 1996; Harcourt, 1957; Pivnick *et al.*, 1990).

La feromona sexual de la hembra de *P. xylostella* ha sido aislada, sus componentes químicos han sido identificados y sintetizados y se encuentra disponible comercialmente. Se ha registrado una variación geográfica significativa en la producción y respuesta a los diferentes componentes de la feromona sexual (Li *et al.*, 2016; Tacain *et al.*, 2016). La feromona sexual es usada a nivel mundial en programas de MIP para el monitoreo de los adultos antes y durante la implantación de los cultivos y en técnicas de interrupción de la cópula y atracción. La capacidad predictiva de la densidad poblacional de larvas a partir de las

capturas de machos en trampa de feromona ha sido evaluada a nivel mundial en cultivos hortícolas y en colza, pero se requieren experiencias locales para su adaptación a la producción agrícola en la Argentina (Campos *et al.*, 2006; Grilli *et al.*, 2015; Leoncelli *et al.*, 2013; Maxwell *et al.*, 2006; Miluch *et al.*, 2013; Philips *et al.*, 2014; Reddy y Guerrero, 2001; Sulifoa y Ebenede, 2007; Talekar y Shelton, 1993; Walker *et al.*, 2003).

Varios factores estimulan la maduración sexual y el inicio de las actividades reproductivas. La presencia de plantas hospedantes acelera la maduración sexual, incrementa la incidencia de cópula y disminuye el período de tiempo entre la emergencia del adulto y el comienzo de la oviposición (Pivnick *et al.*, 1990; Sarfraz *et al.*, 2006). La temperatura, ciertos glucosinolatos, compuestos volátiles de las plantas verdes, presencia de daño previo, de tricomas y de ceras sobre la superficie de la hoja influyen sobre el comportamiento de oviposición. La sobrevivencia y la longevidad del adulto dependen de la temperatura, calidad y cantidad de alimento consumido por el adulto y por el tipo de especie vegetal (y cultivares) de la cual se alimentó la larva (Bahar *et al.*, 2012; Hardy, 1938; Marchioro y Foerster, 2012; Reddy *et al.*, 2004; Sarfraz *et al.*, 2006; Sivapragasam y Heong, 1984). La fecundidad depende de varios factores abióticos y bióticos: el origen de las poblaciones (Sarnthoy *et al.*, 1989); la temperatura (Crema y Castello Branco, 2004; Marchioro y Foerster, 2012; Sivapragasam y Heong, 1984); la especie vegetal (y cultivares), la calidad nutricional de la planta y el fotoperíodo experimentado por la larva durante su desarrollo (Campos *et al.*, 2003; Golizadeh *et al.*, 2009; Sarfraz *et al.*, 2006; Silva y Furlong, 2012; Wakisaka *et al.*, 1992); la densidad poblacional de adultos, la presencia y la especie de planta hospedante y las especies de las plantas acompañantes (Hooks y Johnson, 2003; Pivnick *et al.*, 1990).

Las hembras comienzan a colocar huevos pocas horas después de la cópula en presencia de plantas hospedantes y con temperaturas adecuadas; y prosiguen durante alrededor de 12 días. La tasa de oviposición diaria por hembra y la tasa de fecundidad muestran un rápido incremento inicial llegando al máximo valor dentro de los primeros cinco días después de la emergencia, para luego decrecer gradualmente con la edad; aunque pueden variar con la temperatura, la presencia de plantas hospedantes y la densidad poblacional de los adultos (Crema y Castello Branco, 2004; Golizadeh *et al.*, 2009; Marchioro y Foerster, 2012; Pivnick *et al.*, 1990; Sivapragasam y Heong, 1984; Sarfraz *et al.*, 2010b). Las

hembras viven alrededor de 18 días y depositan entre 241 y 266 huevos por hembra a 25 °C (Marchioro y Foerster, 2012; Pivnick *et al.*, 1990; Sivapragasam y Heong, 1984; Wakisaka *et al.*, 1992). Las temperaturas altas, velocidad baja del viento y ausencia de precipitaciones favorecen las actividades de vuelo y oviposición (Harcourt, 1985).

Los huevos son colocados individualmente o en grupos de 2 a 10, generalmente en depresiones de la superficie del follaje, a lo largo de la nervadura principal y de las secundarias de ambas caras de las hojas (y cotiledones); aunque también unos pocos huevos son depositados sobre los tallos, pecíolos y flores de las *Brassicaceae* (Bentancourt y Scatoni 2006; Folcia y Bado, 1996; Leoncelli *et al.*, 2013; Reddy *et al.*, 2004; Silva y Furlong, 2012; Zago *et al.*, 2010).

La tasa de desarrollo embrionario y la supervivencia del embrión están afectadas principalmente por la temperatura: la duración del estado de huevo varía entre 15-16 a 2-3 días con temperaturas en el rango de 10 a 32,5 °C (Hardy, 1938; Golizadeh *et al.*, 2007; Liu *et al.*, 2002; Marchioro y Foerster, 2011; Talekar y Shelton, 1993). En el momento de la eclosión, la larva realiza un agujero circular en un extremo del huevo; luego perfora la epidermis de la cara inferior de la hoja y se alimenta como minadora en el mesófilo esponjoso; el sitio de alimentación se observa como un área blanquecina pequeña más o menos redondeada. Al final del primer estadio emerge del interior de la galería y pasa a vivir expuesta. Se alimenta principalmente en la cara inferior consumiendo áreas irregulares de la epidermis y del parénquima de las hojas, sin afectar la epidermis superior; luego las hojas quedan cubiertas con numerosas áreas traslúcidas irregulares o “ventanas”, lo cual es una característica del perjuicio ocasionado por esta especie. Durante el tercer y cuarto estadio, comienza a alimentarse de todo el tejido foliar y las hojas pueden ser consumidas totalmente respetando las nervaduras. La larva completamente desarrollada construye un capullo fusiforme y sedoso de malla abierta sobre el follaje; y permanece quieta sin alimentarse en una fase de prepupa por uno a dos días, hasta desarrollarse en pupa (Bentancourt y Scatoni, 2006; Finch y Thompson, 1992; Folcia y Bado, 1996; Harcourt, 1957; Rizzo, 1992; Silva y Furlong, 2012).

La duración del ciclo biológico desde eclosión a emergencia del adulto varía entre 57 a 13 días con temperaturas en el rango de 10 a 32,5 °C. La tasa de desarrollo y la supervivencia de la larva y de la pupa dependen del origen

geográfico de las poblaciones, la temperatura, precipitaciones (Bahar *et al.*, 2012; Golizadeh *et al.*, 2007; Harcourt, 1985; Hardy, 1938; Kobori y Amano, 2003; Liu *et al.*, 2002; Marchioro y Foerster, 2011; Sarnthoy *et al.*, 1989; Talekar y Shelton, 1993; Wakisaka *et al.*, 1992) y la especie vegetal (cultivares, estado fenológico) (Sarfranz, 2014; Sarfranz *et al.*, 2006).

La relación entre temperatura y tasa de desarrollo de *P. xylostella* ha sido estudiada en varias regiones geográficas sobre diferentes plantas hospedantes, habiéndose observado variaciones en los tiempos de desarrollo, los requerimientos térmicos y los umbrales mínimo y máximo de temperatura entre diferentes poblaciones. Estas diferencias pueden atribuirse a la influencia de factores múltiples como las condiciones experimentales (rango de temperatura, fotoperiodo, humedad), la especie de planta hospedante utilizada y la adaptación de poblaciones a diferentes áreas geográficas. Sin embargo, algunos investigadores argumentan que es poco probable el desarrollo de poblaciones geográficas con requerimientos térmicos específicos en relación a un gradiente latitudinal dentro de una especie altamente migratoria (Golizadeh *et al.*, 2007, Liu *et al.*, 2002; Marchioro y Foerster, 2011; Sarnthoy *et al.*, 1989).

Plutella xylostella puede completar el desarrollo de huevo a emergencia del adulto con temperaturas constantes entre 8 y 32,5 °C. La temperatura óptima de desarrollo se encuentra alrededor de 30 °C, sobre la base del ajuste a modelos fenológicos (Folcia y Bado, 1998; Golizadeh *et al.*, 2007; Liu *et al.*, 2002; Marchioro y Foerster, 2011). Se necesitan acumular 312,5 días grado para el desarrollo completo de huevo a emergencia del adulto, con una temperatura mínima umbral teórica de 6,34 °C para una población subtropical del SE de Brasil (25° 17' S; 49° 13' O) (Marchioro y Foerster, 2011). Para poblaciones argentinas de *P. xylostella*, la duración del ciclo biológico desde LI a emergencia del adulto a 25 °C fue de 11,99 días (Santa Fe, 31° 25' S, 60° 50' W), sobre repollo (Girard *et al.*, 2012) y de 17,6 ± 1,4 días (Buenos Aires, 34° 59' S, 58° 48' W), sobre colza doble cero variedad Global (Folcia y Bado, 1998). *P. xylostella* fue capaz de completar el desarrollo desde huevo a emergencia del adulto bajo un régimen de temperatura alternado a lo largo del día, el cual incluyó una temperatura de 4 °C o de 38 °C (Liu *et al.*, 2002).

Las temperaturas extremas fuera del rango de desarrollo favorable tienen un efecto deletéreo sobre la supervivencia; la mortalidad se incrementa con la disminución de la temperatura y con el aumento del tiempo de exposición (Dancau *et al.*, 2018; Golizadeh *et al.*, 2007; Gu, 2009; Hardy, 1938; Honda, 1992; Li *et al.*, 2016; Liu *et al.*, 2002; Marchioro y Foerster, 2011; Sivapragasam y Heong, 1984). La tolerancia de *P. xylostella* a 0 °C de temperatura se incrementa desde LII-III a LIV, al estado de huevo, de pupa y de adulto (Honda, 1992); y a temperaturas bajo cero, desde el estado de larva al de pupa y de adulto (Gu, 2009).

Los adultos pueden sobrevivir a temperaturas más extremas superiores o inferiores con respecto a otros estados (Honda, 1992; Gu, 2009). En el rango de temperatura de 10 a 30 °C, el periodo de pre-oviposición (5,1-2,5 días), oviposición (30,4-7,2 días) y la longevidad del adulto decrecen a medida que aumenta la temperatura (Marchioro y Foerster, 2012; Sivapragasam y Heong, 1984; Wakisaka *et al.*, 1992). En una población del cinturón hortícola de Santa Fe, Argentina, la longevidad del adulto fue mayor a 17 °C (4,43 ± 0,14 días) con respecto a 25 °C (3,31 ± 0,35 días) (Girard *et al.*, 2012). La fecundidad es mayor entre 20 °C (Hardy, 1938; Marchioro y Foerster, 2012), 25 °C (Li *et al.*, 2016; Sivapragasam y Heong, 1984; Wakisaka *et al.*, 1992) y 28 °C (Golizadeh *et al.*, 2009), y disminuye con temperaturas mayores y menores al óptimo. La fecundidad máxima calculada fue de 333,5 huevos a 19,3 °C, con valores de 196 a 80 huevos por hembra a 10 °C y 32,5 °C (Marchioro y Foerster, 2012).

El crecimiento poblacional se incrementa linealmente con temperaturas en el rango de 10 a 25 °C; y la temperatura óptima calculada fue de 28,6 °C (Marchioro y Foerster, 2012). La tasa intrínseca de crecimiento poblacional para distintas poblaciones y condiciones ambientales se encuentra en el rango de 0,20 a 0,29 (25 °C) (Golizadeh *et al.*, 2009; Marchioro y Foerster, 2012; Sarnthoy *et al.*, 1989; Sivapragasam y Heong, 1984; Wakisaka *et al.*, 1992). *Plutella xylostella* se desempeña mucho mejor a altas temperaturas con respecto a bajas temperaturas; la tolerancia biológica de *P. xylostella* a temperaturas extremas permite que las poblaciones a campo puedan sobrevivir, desarrollarse y reproducirse con temperaturas menores a 8 °C o mayores a 32 °C, aun por cortos periodos de tiempo y explica en gran parte la amplia distribución geográfica de esta especie (Golizadeh *et al.* 2009; Marchioro y Foerster, 2012; Sivapragasam y Heong, 1984; Wakisaka *et al.*, 1992).

Las precipitaciones provocan la remoción de huevos y de larvas del follaje; en general, altas mortalidades están asociadas con precipitaciones durante tiempo frío, aunque no producirían el colapso total de las poblaciones a campo (Harcourt, 1985; Hardy, 1938; Kobori y Amano, 2003; Wakisaka *et al.*, 1992). La intensidad de remoción de las larvas disminuye con la edad de las mismas, desde 95,3 % (LI) a 42,7 % (LIV). Las precipitaciones tienen un impacto inmediato en el potencial de daño de la plaga al destruir a las larvas antes de que alcancen la fase de mayor consumo vegetal. Más aún, períodos de alta humedad asociados con precipitaciones intensas, favorecen el desarrollo de hongos entomopatógenos. Asimismo, la temperatura y las precipitaciones pueden afectar indirectamente la abundancia de *P. xylostella* a través de su efecto sobre la abundancia de los parasitoides asociados y la sincronía temporal y espacial entre estos con las poblaciones de *P. xylostella*, reduciendo la habilidad para regular las poblaciones de la plaga; lo cual demuestra la importancia de los factores abióticos sobre ambas poblaciones (Bahar *et al.*, 2012; Marchioro y Foerster, 2016).

Plutella xylostella es una especie multicíclica con generaciones superpuestas. Es una especie susceptible al frío y lo más probable es que la hibernación se realice en quiescencia y en un estado de desarrollo no específico, como larva desarrollada, adulto o pupa en los restos vegetales. *P. xylostella* no puede sobrevivir el invierno en ciertas regiones templadas, donde la temperatura es menor a 0 °C por un periodo de 60 días sobre la base de estudios de tolerancia al frío y observaciones a campo. Luego, las infestaciones comienzan en la estación de crecimiento solo cuando adultos inmigrantes de áreas más cálidas reinfestan el área (Dancau *et al.*, 2018; Dossdall *et al.*, 2004; Furlong *et al.*, 2013; Honda, 1992; Harcourt, 1957; Talekar y Shelton, 1993). Por otro lado, la persistencia, distribución y abundancia de *P. xylostella* en invierno depende también de la disponibilidad de plantas *Brassicaceae*. Las hospedantes silvestres son especialmente importantes en mantener las poblaciones durante el invierno en aquellas regiones templadas donde hiberna localmente o en primavera antes de la siembra de los cultivos de *Brassicaceae*, en regiones templadas donde se comporta como una especie estacional con migración anual (Dancau *et al.*, 2018; Dossdall *et al.*, 2011; Gu, 2009; Harcourt, 1985; Honda, 1992; Li *et al.*, 2016; Sarfraz *et al.*, 2011; Talekar y Shelton, 1993). En la Argentina, podrían predecirse tres regiones con probabilidades diferentes de incidencia: 1- Región núcleo de distribución localizada

en el Noreste y centro este del país, donde persiste durante todo el año; 2- Región localizada en el Sudoeste del país, donde puede comportarse como una especie estacional con migración anual; y 3- Región intermedia entre ambas en la cual si bien puede persistir durante todo el año es menos favorable para su desarrollo (Grilli *et al.*, 2015; Furlong *et al.*, 2013; Talekar y Shelton, 1993).

El número de generaciones varía en función de la región geográfica y, aun en una misma región, de las condiciones locales y anuales del tiempo (Bentancourt y Scatoni, 2006; Finch y Thompson 1992; Grzywacz *et al.*, 2010; Harcourt, 1985; Li *et al.*, 2016; Marchioro y Foerster, 2016; Philips *et al.*, 2014). En la Argentina se estima que desarrolla anualmente 2 a 5 generaciones. Transcurre el invierno como pupa o larva invernante, aunque han llegado a observarse adultos (Brèthes, 1923; Rizzo, 1992). Sin embargo, sobre cultivos de colza, en Zavalla (Santa Fe), se observaron todos los estados durante los meses de junio, julio y agosto, habiéndose registrado temperaturas mínimas a nivel del canopeo entre 0 °C y -10 °C durante el mes de julio (invierno) (Giordano *et al.*, 2014, Leoncelli *et al.*, 2013).

En la región centro este de Argentina existe una producción continua de *Brassicaceae* y presencia de *Brassicaceae* silvestres durante todo el año; luego la estacionalidad observada en *P. xylostella* en esta región no podría ser atribuida a la variación en la disponibilidad de alimento durante las diferentes estaciones (Campos *et al.*, 2006; Grilli *et al.*, 2015). Se supone que las producciones hortícolas pueden ser importantes en mantener poblaciones a lo largo del año, las cuales aportarían mariposas que migrarían a cultivos invierno-primaverales de colza y mostaza durante el otoño, en combinación con el aporte de individuos por parte de las *Brassicaceae* silvestres locales (Fernández, 2014; Fernández *et al.*, 2015; Grilli *et al.*, 2015). Esta amplia región se caracteriza por un clima templado, subtipo subtropical húmedo, con inviernos fríos y veranos cálidos; si bien se registran precipitaciones durante todo el año, están concentradas desde octubre (primavera) a abril (otoño) y el invierno es relativamente seco, lo cual podría estar explicando la estacionalidad de *P. xylostella* de acuerdo a sus requerimientos térmicos y el efecto limitante sobre el crecimiento poblacional de precipitaciones altas y temperaturas extremas (Folcia y Bado, 1998; Honda, 1992; Gu, 2009; Kobori y Amano, 2003; Liu *et al.*, 2002; Marchioro y Foerster, 2011, 2012; Zalucki y Furlong, 2011). *P. xylostella* está presente a lo largo de todo el año en la región

centro este de Argentina. Durante el otoño y hasta mediados de invierno la población de todos los estados inmaduros y la actividad de los adultos de *P. xylostella* se encuentra deprimida, posiblemente a causa de las bajas temperaturas que suprimen y/o disminuyen el desarrollo y la fecundidad de esta especie y en consecuencia el crecimiento poblacional. Por otra parte, desde finales del invierno y durante la primavera con el incremento de la temperatura y precipitaciones relativamente menores, *P. xylostella* incrementa su tasa de desarrollo y de fecundidad y consecuentemente el número de generaciones, lo cual favorece el aumento poblacional. Un mecanismo similar de determinación de la abundancia poblacional estaría ocurriendo en verano, cuando las temperaturas elevadas y el aumento de las precipitaciones incrementan la mortalidad y disminuyen la tasa de crecimiento poblacional lo que se traduce en densidades poblacionales intermedias (Fernández *et al.*, 2015; Grilli *et al.*, 2015; Leoncelli *et al.*, 2013). Varios factores de mortalidad han sido propuestos como causas posibles de la declinación de la abundancia poblacional en la fase decreciente del ciclo poblacional anual, como la reducción en la calidad de las plantas hospedantes, temperaturas más altas, incremento en las precipitaciones y aumento en la incidencia del parasitismo a medida que progresa la estación de crecimiento (Campos *et al.*, 2006; Gilloux *et al.*, 2003).

TIPO DE DAÑO

Plutella xylostella es un herbívoro específico de la familia *Brassicaceae*, la cual se caracteriza por producir glucosinolatos (GSLs), compuestos secundarios no volátiles que contienen sulfuro. Los GSLs y/o sus productos de hidrólisis actúan como atrayentes y estimulantes de la oviposición y de la alimentación. La composición y nivel de GSLs afectan las interacciones multitróficas entre plantas hospedantes, herbívoros y enemigos naturales en tiempo y espacio (Ahuja *et al.*, 2010; Sarfraz *et al.*, 2006, 2008).

Los adultos se encuentran desde fines de octubre (primavera) hasta principios de otoño; y las larvas desde noviembre hasta avanzado el otoño alimentándose principalmente de hojas de los cultivos de *Brassicaceae* (Rizzo, 1971). También es capaz de consumir brotes vegetativos, brotes reproductivos, flores y frutos, cuando las condiciones ambientales son adecuadas para su

desarrollo. Luego, su incidencia, severidad e importancia económica depende del tipo de cultivo y cultivares dentro de una especie vegetal, órgano vegetal que se cosecha, sistema de producción y condiciones climáticas a lo largo del año. En general, las *Brassicaceae* soportan importantes defoliaciones sin influir en el rendimiento cuando el cultivo está implantado, pero el consumo y el daño de *P. xylostella* puede ser severo cuando las larvas atacan y “esqueletonizan” en el estado de plántula o en plántulas recién transplantadas.

Las plantas de repollo antes del estado de formación de cabeza son más susceptibles al daño por el consumo de sus pocas hojas y del meristema apical; se reduce el tejido fotosintético, retrasa el crecimiento y disminuye el rendimiento del cultivo. La destrucción del brote apical de las plántulas de repollo resulta en plantas sin cabeza o plantas con numerosas cabezas de menor tamaño. A pesar de que el daño en los estados finales del cultivo de repollo puede tener poco efecto en el rendimiento, las hojas perforadas externas y la presencia de excrementos disminuye la calidad comercial del producto cosechado (Ayalew, 2006; Finch y Thompson, 1992). En la Argentina la preferencia de oviposición y la densidad poblacional de larvas de *P. xylostella* a campo fueron diferentes sobre distintas especies y cultivares de *Brassica* a partir de infestaciones naturales en diferentes momentos a lo largo del ciclo de cultivos (Bertolaccini *et al.*, 2011a; Vasicek *et al.*, 1998). Sarfraz *et al.* (2007) registraron un consumo foliar de 3,03 y 2,20 cm² durante 6,80 y 6,10 días para hembras y machos, respectivamente (25 °C).

En los cultivos de brócoli y coliflor, el mayor daño lo ocasionan las larvas al alimentarse de las inflorescencias y barrenando dentro de la cabeza o de los brotes, además de alimentarse de las hojas. La presencia de la larva y pupa en la inflorescencia en el momento de la cosecha o el daño de alimentación en las hojas que rodean fuertemente a la inflorescencia del coliflor y brócoli disminuye la calidad comercial del producto cosechado (Hamilton *et al.*, 2004).

En la Argentina, el cultivo de las especies asiáticas hortícolas hakusay (*Brassica rapa* L. var. *pekinensis*) y el pakchoi (*B. rapa* L. var. *chinensis*) ha crecido en los últimos años. La larva se alimenta de las hojas, las cuales son los órganos que se cosechan. El daño de *P. xylostella* podría ser más importante en hakusay con respecto a pakchoi por el mayor consumo de biomasa vegetal. La larva consumió 1,1721 g y 0,3262 g de hojas de hakusay y pakchoi, respectivamente, durante 6 días de desarrollo sobre ambas especies (25±1 °C; 60±10 % HR).

La fecundidad de la hembra criada sobre hakusay y pakchoi fue de 73,6 y 60,6 huevos, respectivamente (Ansa *et al.*, 2016).

Plutella xylostella es la principal especie asociada a los cultivos de mostaza blanca, marrón y negra en la región pampeana. La larva se alimenta de hojas, brotes y flores y los perjuicios se manifiestan por la falta de tejido en hojas y brotes en forma de áreas irregulares respetando la epidermis (Bruno *et al.*, 2015; Riquelme Virgala, 2016; Riquelme Virgala y Martínez, 2012). Sarfraz *et al.* (2007) registraron un consumo foliar de 2,54 y 2,24 cm² sobre mostaza marrón durante 5 y 6,10 días para hembras y machos, respectivamente; y de 2,37 y 1,97 cm² durante 5,70 y 5,10 días sobre mostaza blanca, para hembras y machos, respectivamente a 25 °C. El consumo foliar realizado por la larva hembra sobre mostaza fue inferior con respecto a colza y repollo (Sarfraz *et al.*, 2007). Se ha observado mayor preferencia y crecimiento poblacional sobre mostaza negra con respecto a mostaza blanca, a través de una mayor incidencia sobre el primer cultivo durante el estado reproductivo hasta madurez fisiológica en estudios de infestación natural a campo. En tanto el grado de incidencia de larvas sobre distintos cultivares de mostaza blanca parece depender de los materiales ofrecidos a campo. La variedad Delfina INTA de mostaza blanca es la más recomendada para el manejo de esta plaga, por una mayor duración del periodo de desarrollo de los estados inmaduros junto con una menor fecundidad con respecto a los cultivares Andante (mostaza blanca) y Ruby y Golden (mostaza marrón) (Bruno, 2015; Bruno *et al.*, 2016; Riquelme Virgala y Martínez, 2012; Riquelme Virgala, 2016).

La colza, generalmente, puede tolerar un mayor grado de defoliación y la intensidad de la reducción en rendimiento es menor con respecto al cultivo sin defoliación, a medida que avanzan los estados fenológicos. El período crítico para *P. xylostella* es a partir de principios de floración. Las larvas se alimentan de los capullos florales cerrados y granos recién formados, como también de brotes vegetativos y reproductivos, disminuyendo el número final de granos. Esto toma más relevancia en cultivos bajo estrés hídrico ya que no pueden compensar la pérdida provocada con nuevas flores. Además, durante el estado de formación y el llenado de granos, debido a la falta de hojas por senescencia, las larvas solo pueden alimentarse de las silicuas, disminuyendo así la maduración de las semillas. Observados desde cierta distancia los lotes muy dañados tienen aspecto blanco sucio

(Bentancourt y Scatoni, 2006; Colomer *et al.*, 2010; Dossall *et al.*, 2011; Fernández *et al.*, 2015; Rizzo, 1992). Folcia y Bado (1986) determinaron que el consumo de hojas de colza variedad Global, disminuyó con el aumento de temperatura en el rango de 22 a 32 °C, variando de 2,43 a 1,21 cm², con una duración del estado de larva de 13,37 a 8,10 días, respectivamente. Sarfraz *et al.* (2007) registraron un consumo foliar de 3,02 y 2,13 cm², durante 7,40 y 6,50 días, para larvas hembras y machos, respectivamente (25 °C). Durante el último estadio, la larva consume el 75 al 80 % del total de área foliar consumida durante el estado larval (Folcia y Bado, 1986). Lietti *et al.* (2014) desarrollaron un protocolo de muestreo secuencial para estimar la densidad poblacional de larvas con un nivel de precisión prefijado, para aplicar en dos etapas fenológicas del cultivo de colza.

ENEMIGOS NATURALES

A nivel mundial *P. xylostella* es atacada por un amplio rango de enemigos naturales, incluyendo entomófagos (parasitoides y predadores) y entomopatógenos (hongos, bacterias y virus) (Furlong *et al.*, 2013; Li *et al.*, 2016; Sarfraz *et al.*, 2005; Talekar y Shelton, 1993).

Parasitoides

En todo el mundo, el complejo de parasitoides que ataca *P. xylostella* comprende aproximadamente unas 60 especies (Furlong *et al.*, 2013), aunque se ha citado un número considerablemente mayor (Sarfraz y Keddie, 2005). La riqueza de especies de parasitoides en América del Sur parece ser menor con respecto a otras regiones del mundo (Bertolaccini *et al.*, 2011b; Bujanos Muñiz *et al.*, 2013; Cordero y Cave, 1992; Fernández *et al.*, 2015; Grilli *et al.*, 2015; Marchioro y Foerster, 2016; Muriel y Grez 2003). La mayoría de los parasitoides se encuentran dentro del orden Hymenoptera. Los parasitoides de huevos pertenecen a los géneros *Trichogramma* y *Trichogrammatoidea* (Trichogrammatidae); siendo la incidencia y tasa de parasitismo natural relativamente bajos; lo cual podría estar relacionado con su biología, falta de especificidad, muestreo en áreas agrícolas donde el uso de plaguicidas es relativamente alto o dificultades en el muestreo a campo (Li *et al.*, 2016; Liu *et al.*, 2000; Marchioro *et al.*, 2015; Zago *et al.*, 2010).

Los parasitoides primarios de larvas más importantes se encuentran dentro de los géneros *Diadegma* (Ichneumonidae), *Cotesia* (Braconidae), *Microplitis* (Braconidae), *Apanteles* (Braconidae) y *Oomyzus* (Eulophidae); mientras que los parasitoides primarios de pupa pertenecen al género *Diadromus* (Ichneumonidae). Los niveles de parasitismo detectados son variables y dependen, en parte, de las especies que dominen el ensamble; los datos más alentadores indican que se podría alcanzar entre un 80 y 90 % en algunas poblaciones (Ayalew y Ogot, 2006; Guilloux *et al.*, 2003; Labou *et al.*, 2016; Liu *et al.*, 2000; Kfir, 2011; Marchioro y Foerster, 2016; Sarfraz *et al.*, 2005).

A pesar de que los parasitoides introducidos y nativos de *Plutella xylostella* en varias partes del mundo están bien documentados, la posibilidad de errores de identificación de los especímenes de parasitoides constituye un obstáculo serio para el avance de los programas de control biológico, particularmente en la Argentina (Azidah *et al.*, 2000; Furlong *et al.*, 2013). Los métodos moleculares, los cuales pueden identificar tanto a los huéspedes como los parasitoides inmaduros y separar poblaciones morfológicamente idénticas, pero biológicamente diferentes; proveen herramientas rápidas y confiables para determinar la incidencia de los parasitoides de *P. xylostella* en una región y/o evaluar el éxito de los programas de control biológico (Traugott *et al.*, 2006; Wagener *et al.*, 2004).

Se han realizado estudios de campo simultáneos de fluctuación poblacional de *Plutella xylostella* y de sus enemigos naturales, para determinar los parasitoides presentes y cuantificar su incidencia en cultivos hortícolas y extensivos (Tabla 1). Estos estudios han revelado la presencia de cinco especies identificadas de Hymenoptera y una especie de Diptera Tachinidae como parasitoides primarios de larvas; y dos especies de hiperparasitoides. Los estudios más intensivos se han realizado sobre cultivos de repollo, en establecimientos comerciales de 15 a 20 ha ubicados en las regiones hortícolas de las ciudades de Santa Fe (RHSF) (Bertolaccini *et al.*, 2011b) y de Córdoba (RHC) (Grilli *et al.*, 2015). En esos campos se producen crucíferas y otros cultivos hortícolas durante todo el año, con aplicación de insecticidas químicos para el control de plagas. Un menor número de estudios se han desarrollado sobre lotes de colza, de 5.000 m², localizados en el Campo Experimental de la FCA-UNR, Zavalla, Santa Fe (Fernández, 2014; Fernández *et al.*, 2015); y sobre parcelas experimentales de mostaza blanca y mostaza marrón, de 14 m², situadas en el Campo Experimental

de la UNLu, Partido de Luján, Buenos Aires (Bruno, 2015; Bruno *et al.* 2015). En estos lotes experimentales no se realizaron aplicaciones de agroquímicos durante todo el ciclo de los cultivos (Tabla 1).

Los valores de parasitismo total registrados en estos estudios sobre cultivos de *Brassicaceae* en la Argentina varían de acuerdo a la región, cultivo, estación del año y al ensamble de parasitoides presentes, entre otros; siendo de 60,07 % (2006) y 27,63 % (2007) sobre repollo desde fines de agosto a fines de noviembre en la RHSF (Bertolaccini *et al.*, 2011b); 20,26 % y 5,10 % desde enero a octubre en la RHC (Grilli *et al.*, 2015) (Tabla 2); 13 a 80 % sobre mostaza blanca y marrón durante el estado de floración y fructificación (Bruno *et al.*, 2015); entre 13 y 45 % sobre colza desde junio a septiembre (Fernández *et al.*, 2015).

Sobre cultivos de repollo, en la Región Hortícola de Santa Fe se registraron tres especies de parasitoides: *Cotesia plutellae* (Kurdjumov) (Hymenoptera: Braconidae), *Diadegma insulare* (Cresson) (Hymenoptera: Ichneumonidae) y *Oomyzus sokolowskii* (Kurdjumov) (Hymenoptera: Eulophidae) y, solamente en el primer año de muestreo, una especie de Chalcididae (Hymenoptera) no identificada. El nivel de parasitismo ocasionado por cada uno de los parasitoides varió con el año de muestreo y con la edad de *Plutella xylostella*. Sobre cultivos de repollo, en la RHC se detectaron cuatro especies de parasitoides primarios: *Apanteles piceotrichosus* Blanchard (Hymemoptera: Braconidae), *Diadegma leontinae* (Brèthes) (Hymenoptera: Ichneumonidae), *O. sokolowskii* y *Siphona* sp. (Diptera: Tachinidae) y una especie de hiperparasitoide, *Conura pseudofulvovariegata* Becker (Hymenoptera: Chalcidae). La abundancia relativa y el patrón de fluctuación poblacional de los parasitoides primarios fue diferente entre lotes durante el desarrollo de los cultivos. La mayoría fueron parasitoides larvales de *P. xylostella*, pero hubo al menos un parasitoide de larva/pupa; luego la acción de estos parasitoides está orientada a la mayoría de los estados inmaduros de la plaga lo cual resulta alentador en términos del control natural de esta plaga en estas dos regiones de producción hortícola (Grilli *et al.*, 2015).

Sobre mostaza blanca y mostaza marrón, la especie de parasitoide más abundante fue *C. plutellae* (Bruno *et al.*, 2015).

Sobre colza se registraron dos especies de parasitoides primarios de larvas: la especie más abundante fue *A. piceotrichosus*, el cual emergió de larvas III y IV; y *Oomyzus* sp. (= *Tetrastychus*) (Hymenoptera: Eulophidae), el cual emergió de pupas

de *P. xylostella*. Se observó, además, la presencia de *Mesochorus* sp. (Hymenoptera: Ichneumonidae) actuando como un hiperparasitoide de *A. piceotrichosus*. El porcentaje de parasitismo total, el ocasionado por *A. piceotrichosus* y por *Mesochorus* sp. fueron diferentes entre estaciones, siendo mayor en otoño (Fernández *et al.*, 2015).

***Apanteles piceotrichosus* (Blanchard) (Hymenoptera: Braconidae)**

Apanteles piceotrichosus es un endoparasitoide larval solitario, de origen neotropical. Está distribuido al menos en la Argentina, Brasil, Chile y Venezuela (Furlong *et al.*, 2013; Guilloux *et al.*, 2003; Marchioro y Foerster, 2016; Muriel y Grez, 2003).

En la Argentina, *A. piceotrichosus* fue registrado sobre cultivos de repollo únicamente en la RHC, la cual representó solo el 0,65 % y el 0,77 % del total de inmaduros colectados en dos lotes de cultivo (Tabla 2B) (Grilli *et al.*, 2015). *A. piceotrichosus* fue la especie más abundante, en cultivo de colza, cuya tasa de parasitismo tanto en LII (41 %), como en LIII y IV (32 %), fue superior en otoño (Fernández *et al.*, 2015).

Apanteles piceotrichosus fue también, el parasitoide observado más frecuentemente sobre el follaje de plantas *Brassicaceae* cultivadas y espontáneas (10,5 %), principalmente en agroecosistemas extensivos en Zavalla (Santa Fe). De este modo, *A. piceotrichosus* solamente alcanzó el 4 % de los registros de parasitoides dentro de las plantas hortícolas de repollo y rúcula, mientras que en colza el 55 % de los parasitoides registrados correspondieron a esta especie. Más aún, sobre *Descurainia appendiculata* Griseb. ubicada en los bordes de cultivos de colza, en el 16,1 % de las plantas muestreadas se registraron parasitoides y en todos los casos la especie detectada fue *A. piceotrichosus* (Fernández, 2014). Además, fue la especie de parasitoide más observada en inflorescencias de plantas cultivadas y espontáneas de *Brassicaceae*, representando el 65,3 % de los eventos de visitas florales registrados dentro de este grupo; si bien las visitas florales por parte de los parasitoides representaron solamente el 1,9 % del total de las observaciones. (Fernández, 2014) (Tabla 1).

Los estudios biológicos y comportamentales sobre esta especie son escasos. La duración media de los estados inmaduros, entre la oviposición sobre LII y la emergencia de los adultos de *A. piceotrichosus* fue de 14,57 días, mientras que la longevidad media de adultos alimentados fue de 12,71 días (Gonçalves y Di Mare, 2005).

Apanteles piceotrichosus no posee huéspedes alternativos registrados hasta el momento, por lo tanto, su presencia previa a la implantación de los cultivos en los agroecosistemas dependería de la ocurrencia de larvas de *P. xylostella* sobre *Brassicaceae* espontáneas presentes en áreas no cultivadas. Fernández (2014) encontró pupas de *A. piceotrichosus* en plantas de *Descurainia appendiculata* Griseb. (*Brassicaceae*) en bordes de lotes de colza. Además, el mismo autor también registró a los adultos del parasitoide alimentándose de néctar en inflorescencias de *B. napus* y en las especies vegetales espontáneas: *D. appendiculata*, *Capsela bursa-pastoris* (L.) Medik y *Sisymbrium irio* (L.) (Tabla 1). Diversos estudios sostienen que ingestas de néctar por parte de los adultos de parasitoides mejora su tasa de parasitismo aumentando su longevidad, capacidad de búsqueda y aspectos reproductivos (Lavandero *et al.*, 2006; Lee y Heimpel, 2008).

Cotesia vestalis Haliday (Hymenoptera: Braconidae)

Cotesia vestalis (= *Cotesia plutellae*) es un endoparasitoide larval solitario. Ha sido frecuentemente utilizado en programas de control biológico clásico de *P. xylostella* habiendo sido introducido en muchos países con éxito. Se encuentra ampliamente distribuido a nivel mundial (Alizadeh *et al.*, 2011; Ayalew y Ogol, 2006; Furlong *et al.*, 2013; Grzywacz *et al.*, 2010; Kfir, 1996, 2011; Liu *et al.*, 2000; Sarfraz *et al.*, 2005; Seenivasagan *et al.*, 2010).

En América del Sur está distribuida al menos en Venezuela, Brasil y Argentina (Furlong *et al.*, 2013; Gilloux *et al.*, 2003). En Brasil, Gilloux *et al.* (2003) argumentaron que podría sufrir la competencia con *A. piceotrichosus* y especialmente con *Diadegma leontinae*, sobre la base de su abundancia poblacional relativa a campo. Similarmente, Liu *et al.* (2000) observaron a campo una correlación negativa entre las tasas de parasitismo de *C. vestalis* y *O. sokolowskii*.

En nuestro país, *C. vestalis* fue obtenida en el 95,3 % de las larvas parasitadas en cultivos de mostaza blanca y mostaza marrón en un ciclo de cultivo (Bruno *et al.*, 2015). Causó un 19,15 % y 7,43 % de mortalidad de larvas y pupas en cultivos de repollo en la Región Horticola de Santa Fe, siendo la especie predominante en uno de los dos años de muestreo (Tabla 2) (Bertolaccini *et al.*, 2011b). La predominancia de *C. vestalis* por sobre otras especies de parasitoides

en cultivos hortícolas ha sido también observada en otros países. En Sudáfrica fue responsable de alrededor del 80 % del parasitismo y se encuentra a lo largo de todo el año (Kfir, 1996, 2011); mientras que, en Hangzhou, China, también permaneció activo todo el año, aunque con poblaciones muy bajas y con un desarrollo lento en invierno (Liu *et al.*, 2000).

Es considerada una especie oligófaga, y ha sido registrada y criada sobre varias especies de Lepidoptera; puede parasitar larvas de los cuatro estadios de *P. xylostella*, pero prefiere la LII y LIII. El huevo, la LI y LII de *C. vestalis* se encuentran dentro de la larva de *P. xylostella*. La LII del parasitoide perfora la cutícula larval de *P. xylostella* y realiza un agujero de salida en la parte lateral de los segmentos abdominales, luego muda a LIII durante la emergencia de la larva huésped y teje un capullo inmediatamente de color blanco opaco y muy compacto (3,87 x 1,74 mm), el cual adhiere a la superficie foliar al lado de su huésped. La duración del desarrollo sobre LIV de *P. xylostella* a 25 °C, desde huevo a emergencia de la LIII del parasitoide fue de 8,76 días; y desde emergencia de la LIII a emergencia del adulto de 4,6 días. La longevidad de hembras y machos no apareados y alimentados con miel, fue de 16,83 y 16,25 días, respectivamente. La fecundidad de la hembra fue de 58,2 huevos; las hembras depositan sus huevos por alrededor de 10 días, pero más del 50 % de los huevos fueron depositados dentro de los primeros cuatro días (Alizadeh *et al.*, 2011; Sarfraz *et al.*, 2005).

El desarrollo y la tasa de parasitismo de *C. vestalis* pueden ser afectados por la especie de planta hospedante sobre la cual se alimenta la larva de *P. xylostella*. En condiciones de campo, el nivel de parasitismo fue mayor sobre coliflor, repollo y mostaza, con un 56, 53 y 45 % de parasitismo, respectivamente, en comparación con brócoli y kale (Seenivasagan *et al.*, 2010).

Pérez *et al.* (2012) proponen el uso de franjas marginales de nabo silvestre, *Brassica campestris* L., en cultivos de repollo para la atracción de enemigos naturales. La presencia de franjas marginales favoreció el parasitismo de las larvas de *P. xylostella* por *Cotesia* sp.; de tal modo que en plantas de repollo próximas a franjas marginales de *Brassica campestris* se registró 0,02 larvas parasitadas/planta, el doble con respecto a las observadas en plantas de repollo sin presencia de la franja marginal de *Brassica campestris* (0,01 larvas parasitadas/planta) (Pérez *et al.*, 2012).

***Diadegma insulare* (Cresson) (Hymenoptera: Ichneumonidae)**

Diadegma insulare es un endoparásitoide larval solitario, específico de *Plutella xylostella*. Es uno de los agentes de control biológico más importante en las regiones Neártica y en el norte de la Neotropical (Dosdall *et al.*, 2011; Harcourt, 1985; Muckenfuss *et al.*, 1992; Philips *et al.*, 2014). En América del Sur está registrada al menos en Venezuela, Colombia, Honduras y Méjico (Azidah *et al.*, 2000; Bujanos Muñiz *et al.*, 2013; Cordero y Cave, 1992; Furlong *et al.*, 2013). En la Argentina, solo fue observada sobre cultivos de repollo en la Región Hortícola de Santa Fe y causó un 14,48 % y 3,51 % de mortalidad de larvas y pupas (Tabla 2) (Bertolaccini *et al.*, 2011b).

Diadegma insulare es un parasitoide más efectivo en regiones templadas con respecto a las tropicales. El umbral inferior de temperatura de desarrollo es de 2,57 °C. Temperaturas altas (30 °C) causaron una mayor mortalidad de la pupa en comparación con temperaturas más bajas (7-22 °C). El mayor porcentaje de parasitismo (67 %) fue registrado a 22 °C y 7 °C y el menor (30 %) a temperaturas fluctuantes de 30 °C (Bahar *et al.*, 2012; Munir *et al.*, 2015; Sarfraz *et al.*, 2005). Puede parasitar los cuatro estadios de *P. xylostella*, evitando la formación de la pupa del huésped. La larva completamente desarrollada del parasitoide emerge de la prepupa poco tiempo después de que el huésped ha construido su capullo. Luego teje su propio capullo dentro del huésped, y al hacer esto empuja los restos del cuerpo de la larva de *P. xylostella* al fondo del capullo construido por la larva parasitoide. Las larvas parasitadas consumen 35-80 % menos alimento con respecto a las larvas no parasitadas (Harcourt, 1985; Sarfraz *et al.*, 2005). Es un parasitoide eficiente en la búsqueda del huésped y tiene una gran habilidad para discriminar entre huéspedes ya parasitados, evitando el multiparasitismo y el superparasitismo. El adulto de *D. insulare* vive por 26 días y deposita 814 huevos por hembra (23 °C) (Sarfraz *et al.*, 2005).

El desarrollo de *D. insulare* y la tasa de parasitismo pueden ser afectados por la especie de planta hospedante sobre la cual se alimenta la larva de *P. xylostella*, el porcentaje de parasitismo es mayor y el tiempo de desarrollo es menor cuando la larva de su huésped se alimenta de plantas cultivadas con respecto a plantas silvestres (Dosdall *et al.*, 2011; Munir *et al.*, 2015; Sarfraz *et al.*, 2008; 2010a; 2012).

***Diadegma leontinae* (Brèthes) (Hymenoptera: Ichneumonidae)**

Diadegma leontinae es un endoparásitoide larval solitario de origen neotropical. Está distribuida en la parte austral de América del Sur en los países de Brasil, Uruguay, Argentina y Chile (Azidah *et al.*, 2000; Bentarcourt y Scatoni, 2006; Guilloux *et al.*, 2003; Furlong *et al.*, 2013; Muriel y Grez, 2003; Marchioro y Foerster, 2016).

Este parasitoide solo fue registrado en cultivos de repollo en la RHC con un 4,22 % (Lote 1) y 1,87 % (Lote 2) de mortalidad de inmaduros, siendo la tercera especie de parasitoide en abundancia en el primer sitio. En el segundo sitio, *D. leontinae* se presentó como la especie de parasitoide más abundante (36,62 % de los inmaduros parasitados) y se observaron dos picos poblacionales, uno durante el invierno a principios de junio y un segundo pico poblacional en la primavera a fines de septiembre, antes del pico poblacional de *O. sokolowskii* (Tabla 2B) (Grilli *et al.*, 2015).

El nivel de parasitismo a campo se incrementó con la edad de la larva, siendo superior sobre LIII con respecto a LII, y sobre LIV con respecto a LIII, lo cual sugiere según Guilloux *et al.* (2003) que esta especie ataca todos los estadios de larva de *P. xylostella*. Una vez que la larva del parasitoide termina su desarrollo emerge del huésped y empupa en un capullo cilíndrico de color café, de aproximadamente 7 mm de longitud, adherido al follaje (Bentancourt y Scatoni, 2006).

***Oomyzus* spp. (Hymenoptera: Eulophidae)**

Las especies de *Oomyzus* son endoparásitoides gregarios larval-pupal, de origen paleártico y mundialmente distribuidas. Parasitan en estado de larva o pupa, y emergen de este último estado. Es un género mundialmente estudiado para el control biológico de *P. xylostella*. (Sarraz *et al.*, 2005; Talekar, 1997).

La segunda especie en abundancia de parasitoide primario de larvas registrada en un cultivo de colza en Zavalla (Santa Fe), se encuentra dentro del género *Oomyzus* (Fernández *et al.*, 2015). La acción de este parasitoide principalmente sobre larvas tardías (L III y IV), podría no ser significativa sobre el control de la plaga dentro de una misma campaña agrícola pero sí representar una disminución de la densidad poblacional en las campañas venideras (Fernández *et al.*, 2015).

***Oomyzus sokolowskii* (Kurdjumov) (Hymenoptera: Eulophidae)**

Oomyzus sokolowskii es un parasitoide distribuido en Europa, Asia y Oceanía y en algunos países de América y África (Furlong *et al.*, 2013; Grzywacz *et al.*, 2010; Kfir, 1996, 2011; Liu *et al.*, 2000; Sarfraz *et al.*, 2005; Philips *et al.*, 2014).

En América del Sur está distribuida al menos en la Argentina, Brasil, Chile y México (Bujanos *et al.*, 2013; Guilloux *et al.*, 2003; Muriel y Grez, 2003; Marchioro y Foerster, 2016). En nuestro país, *O. sokolowskii* fue observado asociado a repollo en las RHSF y RHC (Bertolaccini *et al.*, 2011b; Grilli *et al.*, 2015). Este parasitoide causó un 37,14 % y 4,97 % de mortalidad de larvas y pupas en cultivos de repollo en la RHSF. Similares resultados se observaron en cultivos de repollo en la RHC, donde *O. sokolowskii* se comportó como la especie de parasitoide predominante en uno de los dos sitios estudiados, con un único pico de abundancia durante la primavera (Tabla 2) (Grilli *et al.*, 2015). Diferencias en la abundancia de *O. sokolowskii* en regiones con condiciones climáticas similares podrían explicarse por factores bióticos y abióticos locales que afectan el establecimiento del parasitoide. Factores como la temperatura (Wang *et al.*, 1999), la competencia interespecífica (Liu *et al.*, 2000) y las prácticas agronómicas (Ayalew y Ogol, 2006) pueden afectar el parasitismo de *O. sokolowskii*.

Oomyzus sokolowskii puede parasitar los cuatro estadios de larva, prepupa y pupa, pero tiene una marcada preferencia por el estado de larva, siendo el porcentaje de parasitismo similar entre los distintos estadios (Wang *et al.*, 1999). Por el contrario, Talekar (1997) observó una mayor preferencia por la LIII y LIV con respecto a la LI y LII. Ocasionalmente se comporta como hiperparásito facultativo, emergiendo a veces de capullos de *C. plutellae* (Kfir, 2011; Liu *et al.*, 2000; Sarfraz *et al.*, 2005).

Es un parasitoide gregario, y una larva de *P. xylostella* puede sostener el desarrollo completo de alrededor de 8 a 10 (rango 1-23) individuos del parasitoide (Guilloux *et al.*, 2003; Liu *et al.*, 2000; Sarfraz *et al.*, 2005; Wang *et al.*, 1999).

El tiempo de desarrollo de las fases inmaduras varió de 12,9 a 31,6 días a 28 y 18 °C, respectivamente; con una temperatura umbral de desarrollo calculada de 11,6 °C (Ferreira *et al.*, 2003) y de 10,7 °C (Wang *et al.*, 1999). El rango de temperatura favorable para el desarrollo, sobrevivencia y reproducción se encontró entre los 20 y 30 °C; pero la mayor tasa intrínseca de desarrollo (0,263) fue a

30 °C (Wang *et al.*, 1999); sugiriendo que este parasitoide tiene su mayor potencial de crecimiento poblacional a temperaturas relativamente altas. Estos requerimientos térmicos podrían explicar el predominio de esta especie en primavera en los agroecosistemas pampeanos.

***Siphona* sp. (Diptera: Tachinidae)**

Siphona sp. fue la segunda y cuarta especie de parasitoide en abundancia en cultivos de repollo en la RHC, con tasas de parasitismo entre 5,75 y 0,67 % (Tabla 2) (Grilli *et al.*, 2015). Fue encontrado entre los principales parasitoides de *P. xylostella* en el sur de Brasil, representando el 14 y 25 % del total de larvas parasitadas en cultivos de brócoli y coliflor, respectivamente; con tasas de parasitismo entre 1 % (invierno) y 13 % (primavera) (Marchioro y Foerster, 2016).

Hiperparasitoides

***Conura pseudofulvovariegata* (Becker) (Hymenoptera: Chalcididae)**

Conura pseudofulvovariegata fue citado como un parasitoide de *D. insulare* en Méjico (Bujanos *et al.*, 2013) y fue obtenido de larvas de *P. xylostella* y de pupas de *D. insulare* colectadas en cultivos de repollo en Honduras (Cordero y Cave, 1992). En cultivos de repollo en la región de Brasilia, atacó larvas de *P. xylostella* parasitadas por *A. piceotrichosus* y *D. leontinae* (Guilloux *et al.*, 2003).

En la Argentina, *C. pseudofulvovariegata* fue registrado solamente en cultivos de repollo en la RHC, representando solo el 2 % del parasitismo total, con un porcentaje de parasitismo menor al 0,40 % (Tabla 2) (Grilli *et al.*, 2015).

***Mesochorus* sp. (Hymenoptera: Ichneumonidae)**

La subfamilia Mesochorinae es un pequeño grupo de Ichneumonidae, los cuales se comportan casi siempre como hiperparasitoides. Varias especies de *Mesochorus* fueron obtenidas de pupas de *D. insulare* en Honduras (Cordero y Cave, 1992). Este género está citado como parasitoide de *C. plutellae* y *Apanteles halfordi* Ulyett (Hymenoptera: Braconidae) en cultivos de colza y crucíferas en Sudáfrica. *Mesochorus* sp. coloca un huevo en la larva de *P. xylostella*

parasitada por *C. plutellae* y *A. halfordi*, y solo comienza a alimentarse del parasitoide primario cuando este ha completado su desarrollo, empupa y forma el capullo; el adulto de *Mesochorus* sp. emerge del capullo del parasitoide primario (Kfir, 1996, 2011; Mosiane *et al.*, 2003).

En la Argentina, el hiperparasitoide *Mesochorus* sp. se observó principalmente en otoño emergiendo a partir de las LII recolectadas en colza (porcentaje de parasitismo: 10 %). Es el primer registro de la presencia del *Mesochorus* sp. como parasitoide de *A. piceotrichosus* sobre larvas de *P. xylostella* en la Argentina (Fernández *et al.*, 2015), donde se encuentran registradas dos especies de *Mesochorus* como hiperparasitoides y parasitoides primarios (De Santis y Monetti, 2008).

Predadores

Los predadores de *P. xylostella* han sido mucho menos estudiados y evaluados con respecto a los parasitoides (Furlong *et al.*, 2013). Varios artrópodos predadores como Anthocoridae, Carabidae, Chrysopidae (Reedy *et al.*, 2004), Hemerobiidae, Staphylinidae, Syrphidae, Vespidae (Bentancourt y Scatoni, 2006; Cordero y Cave, 1992), Araneae y Lycosidae constituyen una fuente importante de mortalidad de larvas de *P. xylostella* (Muckenfuss *et al.*, 1992, Philips *et al.*, 2014).

En la Argentina, varias especies de predadores generalistas se encontraron tanto sobre el follaje como sobre la superficie del suelo en cultivos de colza en Santa Fe con capacidad de alimentarse de larvas (Montero *et al.*, 2007a). Meroi *et al.* (2007) han detectado adultos de la avista camoatí, *Polybia scutellaris* (Hymenoptera: Vespidae) predando larvas de *P. xylostella* sobre las inflorescencias de colza.

Entomopatógenos

Plutella xylostella es atacada por un amplio rango de patógenos, los más importantes son hongos, virus y nematodos. Además, la toxina de la bacteria *B. thuringiensis* ha sido introducida en especies y variedades de *Brassica* (Furlong *et al.*, 2013). En la Argentina los eventos transgénicos *Bt* de colza fueron rechazados por la Comisión Nacional Asesora de Biotecnología Agropecuaria (CONABIA) sobre la base del flujo génico a especies de *Brassica* silvestres.

Varias especies de hongos patógenos han sido aislados de *P. xylostella*, los más estudiados incluyen a *Zoophthora radicans* (Bref.) A. Batko (Entomophthoromycota, Entomophthorales), *Beauveria bassiana* (Ascomycota, Hypocreales, Cordycipitaceae), *Metarhizium anisopliae* (Ascomycota, Hypocreales, Clavicipitaceae) e *Isaria farinose* (= *Paecilomyces farinosus*) (Ascomycota, Hypocreales, Cordycipitaceae) (Furlong *et al.*, 2013).

Bertolaccini *et al.* (2011b) han registrado la presencia de hongos entomatógenos no identificados como factores de mortalidad de larvas y pupas de *P. xylostella* en cultivos de repollo en la RHSF, con tasas de mortalidad de 11,14 y 21,93 % (Tabla 2).

Se han realizado muestreos a campo en sistemas de producción hortícola convencionales en Monte Vera (Santa Fe) sobre un cultivo de coliflor, desde principios de abril a fines de julio y de repollo, desde fines de marzo a fines de mayo. Los principales patógenos identificados como factores de mortalidad de *P. xylostella* fueron: *Z. radicans* (= *Empusa radicans* Bref.) y *Metharhizium rileyi* (Farl.) Kepler, Rehner & Humber (= *Botrytis rileyi* Farl.). *Z. radicans* es un hongo que puede causar epizootias naturales en varias especies incluyendo a *P. xylostella* y se han desarrollado métodos prácticos para su disseminación. *M. rileyi* es capaz de causar epizootias y reducir dramáticamente las poblaciones; ha sido registrado en E.E.U.U., Brasil y Australia (Manfrino *et al.*, 2018). *Z. radicans* fue el hongo patógeno predominante sobre ambos cultivos y fue registrado infectando larvas, pupas y un adulto de *P. xylostella*. *M. rileyi* fue registrado solamente a partir de una larva infectada (Manfrino *et al.*, 2018). El número de insectos infectados sobre coliflor fue mayor con respecto a repollo. De este modo, sobre repollo el porcentaje de insectos infectados fue de 21,4 y 40 % recién al final del ciclo del cultivo; mientras que sobre coliflor el porcentaje de infección varió entre 5,6 y 90 % a lo largo de todo el ciclo del cultivo. Las más altas prevalencias de infecciones con hongos en ambos cultivos fueron en el mes de mayo, con alto porcentaje de humedad (82 y 87 %). Los hongos patógenos generalmente requieren una humedad relativa alta para la sobrevivencia, germinación y esporulación. Estudios previos en la Argentina sobre la fenología de hongos entomoftorales en poblaciones de insectos han revelado que las infecciones por hongos en insectos son más comunes en las estaciones de otoño e invierno, desde marzo a agosto (Manfrino *et al.*, 2018).

CONCLUSIONES

El relevamiento de la presencia y la evaluación de la incidencia de los parasitoides presentes en los agroecosistemas constituyen la primera etapa para implementar técnicas de control biológico por conservación. Posteriormente, es preciso establecer cuáles son los momentos reales y óptimos de acción de los parasitoides, y cuáles serían las condiciones adecuadas para su oportuno establecimiento en los lotes productivos. Una correcta sincronía en los ciclos biológicos de las poblaciones de la plaga y de sus enemigos naturales es fundamental para reducir los daños en el período crítico de los cultivos (Welch y Harwood, 2014).

Las diferencias en el rango de estados preferidos de *P. xylostella* y de requerimientos térmicos entre las especies de parasitoides posiblemente reduzca hasta cierto punto la competencia por huéspedes y conduzca a cierto tipo de segregación de nichos entre las diferentes especies de parasitoides en función de la temperatura óptima para cada especie. En octubre, cuando tanto *P. xylostella* como *O. sokolowskii* tienen su máxima abundancia en cultivos de repollo, la temperatura media mínima es de 13 °C y la media máxima de 27 °C en la región hortícola de Córdoba capital (Valores climatológicos medios 1981-2010 Servicio meteorológico nacional. <https://www.smn.gob.ar/estadisticas>). Considerando estas temperaturas, es claro que *D. leontinae* prevalezca en invierno y *O. sokolowskii* en primavera. Basados en el parasitismo observado por estas dos especies podemos concluir que estos dos son los principales parasitoides de *P. xylostella* en esa región hortícola.

Por otro lado, en cultivos de colza en el sur de Santa Fe, *A. piceotrichosus* parece ocupar el nicho de *D. leontinae* durante el otoño e invierno. Si bien *Descurainia appendiculata* resultó ser una planta hospedante atractiva para *A. piceotrichosus*, también lo fue para *P. xylostella*, y esto podría resultar en una fuente de infestación importante para el cultivo de colza. Pupas y adultos del parasitoide se han encontrado además en plantas de *C. b. pastoris* o *C. dydimus*, y la abundancia de *P. xylostella* en estas plantas fue baja, por lo que se podría sugerir que estas serían mejores acompañantes de los cultivos de brásicas que *D. appendiculata*. Son necesarios estudios que profundicen cómo intervienen estas tres especies vegetales en el balance plaga-enemigo natural (Fernández, 2014).

El manejo de *P. xylostella* en la Argentina, depende principalmente de la utilización de plaguicidas de síntesis química para su control, utilizados de manera profiláctica o en respuesta a la presencia de la plaga. La falta de conocimiento de la interacción entre *P. xylostella* y sus enemigos naturales resulta en la falta de propuestas de manejo integral para los productores. Un mejor conocimiento de los enemigos naturales y de su fluctuación poblacional en relación a la de *P. xylostella* es fundamental para nuevos abordajes para el MIP de esta plaga en nuestro país.

Tabla 1. Lista de parasitoides e hiperparasitoides de *Plutella xylostella* L. registrados sobre plantas cultivadas y silvestres en la Argentina.

Parasitoides larvales primarios	Origen	Estado: parasitoide/ <i>P. xylostella</i>	Localidad, Provincia	Especie Vegetal			Bibliografía
				Nombre científico	Nombre vulgar	Tipo de Planta	
<i>Apanteles piceotrichosus</i> Blanchard	Neotrópico	Adulto-Pupa/	Zavalla, Sta. Fe	<i>Brassica napus</i> L.	Colza	C	Fernández, 2014
<i>Apanteles piceotrichosus</i> Blanchard	Neotrópico	Adulto/	Rosario, Sta. Fe	<i>Brassica oleracea</i> L. var. <i>capitata</i>	Repollo	C	Fernández, 2014
<i>Apanteles piceotrichosus</i> Blanchard	Neotrópico	/Larva	Zavalla, Sta. Fe	<i>Brassica napus</i> L.	Colza	C	Fernández et al., 2015
<i>Apanteles piceotrichosus</i> Blanchard	Neotrópico	/Inmaduros	RH Cba., Cba.	<i>Brassica oleracea</i> L. var. <i>capitata</i>	Repollo	C	Grilli et al., 2015
<i>Apanteles piceotrichosus</i> Blanchard	Neotrópico	Adulto/	Rosario, Sta. Fe	<i>Brassica oleracea</i> L. var. <i>italica</i>	Brócoli	C	Fernández, 2014
<i>Apanteles piceotrichosus</i> Blanchard	Neotrópico	Adulto/	Zavalla, Sta. Fe	<i>Capsella bursa-pastoris</i> (L.) Medik	Bolsa del pastor	S	Fernández 2014
<i>Apanteles piceotrichosus</i> Blanchard	Neotrópico	Adulto/	Zavalla, Sta. Fe	<i>Coronopus dydimus</i> L. (Sm.)	Mastuerzo	S	Fernández, 2014
<i>Apanteles piceotrichosus</i> Blanchard	Neotrópico	Pupa-Adulto/	Zavalla, Sta. Fe	<i>Descurainia appendiculata</i> Griseb.		S	Fernández, 2014
<i>Apanteles piceotrichosus</i> Blanchard	Neotrópico	Adulto/	Rosario, Sta. Fe	<i>Eruca sativa</i> L.	Rúcula	C	Fernández, 2014
<i>Apanteles piceotrichosus</i> Blanchard	Neotrópico	Adulto/	Rosario, Sta. Fe	<i>Sisymbrium irio</i> L.		S	Fernández, 2014

continúa en la página siguiente

Parasitoides larvales primarios	Origen	Estado: parasitoide/ <i>P. xylostella</i>	Localidad, Provincia	Especie Vegetal			Bibliografía
				Nombre científico	Nombre vulgar	Tipo de Planta	
<i>Cotesia vestalis</i> Haliday (= <i>Cotesia plutellae</i> (Kurdjumov))	Nearctica	/Larva-Pupa	RH Sta. Fe, Sta. Fe	<i>Brassica oleracea</i> L. var. <i>capitata</i>	Repollo	C	Bertolaccini et al., 2011b
<i>Cotesia vestalis</i> Haliday	Nearctica	/Larva	UNLu, Luján, Bs. As.	<i>Sinapsis alba</i> L.	Mostaza blanca	C	Bruno et al., 2015
<i>Cotesia vestalis</i> Haliday	Nearctica	/Larva	UNLu, Luján, Bs. As.	<i>Brassica juncea</i> L.	Mostaza marrón	C	Bruno et al., 2015
<i>Diadegma</i> sp.			RH Sta. Fe, Sta. Fe	<i>Brassica campestris</i> L.	Nabo silvestre	S	Bertolaccini et al., 2006
<i>Diadegma insulare</i> (Cresson)	Nearctica/ Neotrópico	/Larva-Pupa	RH Sta. Fe, Sta. Fe	<i>Brassica oleracea</i> L. var. <i>capitata</i>	Repollo	C	Bertolaccini et al., 2011b
<i>Diadegma leontinae</i> (Brèthes) (como <i>Angitia leontinae</i> Brèthes))	Neotrópico		Gral. Pico, La Pampa	<i>Lepidium</i> sp. y/o <i>Descurainia canescens</i> (Nütt.) Prantl		S	Bourquin, 1939
<i>Diadegma leontinae</i> (Brèthes)	Neotrópico		RH Cba., Cba.	<i>Brassica oleracea</i> L. var. <i>capitata</i>	Repollo	C	Grilli et al., 2015
<i>Oomyzus</i> sp.			RH Sta. Fe, Sta. Fe	<i>Brassica campestris</i> L.	Nabo silvestre	S	Bertolaccini et al., 2006
<i>Oomyzus</i> sp.			Zavalla, Sta. Fe	<i>Brassica napus</i> L.	Colza	C	Fernández et al., 2015
<i>Oomyzus sokolowskii</i> (Kurdjumov)	Paleartica	/Larva-Pupa	RH Sta. Fe, Sta. Fe	<i>Brassica oleracea</i> L. var. <i>capitata</i>	Repollo	C	Bertolaccini et al., 2011b
<i>Oomyzus sokolowskii</i> (Kurdjumov)	Paleartica		RH Cba., Cba.	<i>Brassica oleracea</i> L. var. <i>capitata</i>	Repollo	C	Grilli et al., 2015
Diptera: Tachinidae			RH Sta. Fe, Sta. Fe	<i>Brassica campestris</i> L.	Nabo silvestre	S	Bertolaccini et al., 2006
<i>Siphona</i> sp. (Diptera: Tachinidae)			RH Cba., Cba.	<i>Brassica oleracea</i> L. var. <i>capitata</i>	Repollo	C	Grilli et al., 2015

continúa en la página siguiente

Parasitoides larvales primarios	Origen	Estado: parasitoide/ <i>P. xylostella</i>	Localidad, Provincia	Especie Vegetal			Bibliografía
				Nombre científico	Nombre vulgar	Tipo de Planta	
Hiperparasitoides							
Hymenoptera: Chalcididae		/Pupa	RH Sta. Fe, Sta. Fe	<i>Brassica oleracea</i> L. var. <i>capitata</i>	Repollo	C	Bertolaccini <i>et al.</i> , 2011b
<i>Conura pseudofulvovariegata</i> (Becker)			RH Cba., Cba.	<i>Brassica oleracea</i> L. var. <i>capitata</i>	Repollo	C	Grilli <i>et al.</i> , 2015
<i>Mesochorus</i> sp.		/Larva	Zavalla, Sta. Fe	<i>Brassica napus</i> L.	Colza	C	Fernández <i>et al.</i> , 2015

Referencias. RH: región hortícola. Tipo de planta: C, cultivada; S, silvestre.

Tabla 2. Factores de mortalidad natural de *Plutella xylostella* L. en cultivos de repollo, *Brassica oleracea* L. var. *capitata*. A. Región hortícola de Santa Fe, Santa Fe, Argentina. B. Región hortícola de Córdoba, Córdoba, Argentina (Grilli *et al.*, 2015)

A								
Años-Estados	<i>Cotesia plutellae</i>	<i>Diadegma insulare</i>	<i>Oomyzus sokolowskii</i>	Chalcididae	Parasitoides	Entomopatógenos	Adultos emergidos	Nro. inmaduros
2006								
Ls (LI y LII)	9,48 %	11,21 %	7,76 %	0,00 %	28,45 %	28,45 %	43,10 %	116
Lm (LIII)	17,65 %	17,19 %	16,74 %	0,00 %	51,58 %	17,65 %	30,77 %	221
LL (LIV y PP)	10,45 %	13,43 %	24,63 %	0,00 %	48,51 %	17,91 %	33,58 %	268
Pupa	0,42 %	14,62 %	61,02 %	2,33 %	78,39 %	0,00 %	21,61 %	472
Total	7,43 %	14,48 %	37,14 %	1,02 %	60,07 %	11,14 %	28,78 %	
Nro.	80	156	400	11	647	120	310	1077

continúa en la página siguiente

Años- Estados	<i>Cotesia plutellae</i>	<i>Diadegma insulare</i>	<i>Oomyzus sokolowskii</i>	Chalcididae	Parasitoides	Entomopatógenos	Adultos emergidos	Nro. inmaduros
2007								
Ls (LI y LII)	21,21 %	2,27 %	0,00 %	0,00 %	23,48 %	32,58 %	43,94 %	132
Lm (LIII)	28,50 %	1,55 %	2,07 %	0,00 %	32,12 %	32,12 %	35,75 %	192
LL (LIV y PP)	23,88 %	4,98 %	2,49 %	0,00 %	31,34 %	21,89 %	46,77 %	201
Pupa	0,00 %	5,06 %	15,82 %	0,00 %	20,89 %	0,63 %	78,48 %	158
Total	19,15 %	3,51 %	4,97 %	0,00 %	27,63 %	21,93 %	50,44 %	
Nro.	131	24	34	0	189	150	345	684

B

Sitios/Especies de parasitoides	<i>Apanteles piceotrichosus</i>	<i>Diadegma leontinae</i>	<i>Oomyzus sokolowskii</i>	<i>Siphona</i> sp.	<i>Conura pseudofulvovariegata</i>	Total	Nro. inmaduros
Porcentaje de parasitismo total y de cada especie de parasitoide en función del número de inmaduros recolectados de cada edad							
Lote 1	0.65 %	4.22 %	9.24%	5.75 %	0.40 %	20.26 %	1234 (783 L+451 P)
Lote 2	0.77%	1.87 %	1.72 %	0.67 %	0.07 %	5.10 %	4013 (2269 L+1744 P)

Porcentaje de parasitismo de diferentes especies de parasitoides en función del número de los inmaduros parasitados

Lote 1	3.2 %	20.8 %	45.6 %	28.4 %	2 %	100 %	1234 (783 L+451 P)
Lote 2	15.1 %	36.62 %	33.65 %	13.17 %	1.46 %	100 %	4013 (2269 L+1744 P)

Referencias. En 2A los valores representan el porcentaje de parasitismo en función del total de inmaduros recolectados de cada edad; fueron calculados sobre la base de los datos publicados en Bertolaccini *et al.* (2011b).

BIBLIOGRAFÍA

- Ahuja, I., Rohloff, J. & Bones, A.M. (2010). Defence mechanisms of *Brassicaceae*: implications for plant-insect interactions and potential for integrated pest management. A review. *Agronomy for Sustainable Development*, 30(2), 311-348.
- Alizadeh, M., Rassoulia, G.R., Karimzadeh, J., Hosseini-Naveh, V. & Farazmand, H. (2011). Biological study of *Plutella xylostella* (L.) (Lep: Plutellidae) and its solitary endoparasitoid, *Cotesia vestalis* (Haliday) (Hym. Braconidae) under laboratory conditions. *Pakistan Journal of Biological Sciences*, 14(24), 1090-1099.
- Ansa, A., Riquelme Virgala, M., Di Silvestro, G., Barrientos, G. & Santadino, M. (2016). Estudios biológicos y de consumo de *Plutella xylostella* (Lepidoptera, Plutellidae) asociados a dos especies de brasicáceas asiáticas. *Horticultura Argentina*, 35(88), 74.
- Ayalew, G. & Ogo, C.K.P.O. (2006). Occurrence of the diamondback moth (*Plutella xylostella* L.) and its parasitoids in Ethiopia: influence of geographical region and agronomic traits. *Journal of Applied Entomology*, 130(6-7), 343-348.
- Ayalew, G. (2006). Comparison of yield loss on cabbage from Diamondback moth, *Plutella xylostella* L. (Lepidoptera: Plutellidae) using two insecticides. *Crop Protection*, 25, 915-919.
- Azidah, A.A., Fitton, M.G. & Quicke, D.L.J. (2000). Identification of the *Diadegma* species (Hymenoptera: Ichneumonidae, Campopleginae) attacking the diamondback moth, *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae). *Bulletin of Entomological Research*, 90(5), 375-389.
- Bahar, Md. H., Soroka, J.J. & Dossall, L.M. (2012). Constant versus fluctuating temperatures in the interactions between *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae) and its larval parasitoid *Diadegma insulare* (Hymenoptera: Ichneumonidae). *Environmental Entomology*, 41(6), 1653-1661.
- Bentancourt, C.M. & Scatoni, I.B. (2006). *Lepidópteros de importancia económica en Uruguay. Reconocimiento, biología y daños de las plagas agrícolas y forestales* (2 Ed.). Buenos Aires. República Oriental del Uruguay: Editorial Hemisferio Sur. Fac. Agron. Univ. de la República. 437 p.
- Bertolaccini, I., Sánchez, D., Arregui, M.C., Favaro, J.C. & Theiler, N. (2011b). Mortality of *Plutella xylostella* (Lepidoptera, Plutellidae) by parasitoids in the Province of Santa Fe, Argentina. *Revista Brasileira de Entomologia*, 55(3), 454-456.
- Bertolaccini, I., Sánchez, D., Arregui, M.C., Favaro, J.C. & Theiler, N. (2011a). Supervivencia de *Plutella xylostella* L. (Lepidoptera: Plutellidae) en diferentes híbridos de *Brassica oleracea* var. *capitata*. *Revista FAVE Sección Ciencias Agrarias*, 10(1-2), 53-59.
- Bertolaccini, I., Sánchez, D., Scotta, R. & Arregui, C. (2006). Hospederas silvestres de *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae) y sus parasitoides. En: *Libro de resúmenes XII Jornadas Fitosanitarias Argentinas* (p. 61). Catamarca, Argentina. 28-30/06/2006.

- Bopape, M.J., Nofemela, R.S., Mosiane, M.S. & Modise, D.M. (2017). Comparison of biological and chemical control methods in suppressing *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Plutellidae) on cabbage in South Africa. *En: Srinivasan, R., Zalucki, M.P., Shelton, A.M., Kumar, A.R.V. & Chandrashekara, K. (Eds.), Management of diamondback moth and other crucifer insects pests: Proceedings of the 7th International Workshop* (pp. 32-42). Bengaluro, India, 23-27 March 2015.
- Bourquin, F. (1939). Metamorfosis de *Plutella maculipennis* (Lep. Plutellidae). *Physis*, XVII, 409-413.
- Bréthes, J. (1923). La polilla del repollo (*Plutella maculipennis* Curt.). *Anales de la Sociedad Rural Argentina*, 57, 162-166.
- Bruno, M. (2015). *Estudios bioecológicos de Plutella xylostella L. asociados a diferentes cultivares de mostaza blanca (Sinapis alba L.) y marrón (Brassica juncea L.) bajo condiciones de laboratorio y de campo* (Tesis de grado). Universidad Nacional de Luján, Buenos Aires, Argentina. 44 p.
- Bruno, M., Riquelme Virgala, M.B., Ansa, A., Santadino, M.V. & Di Silvestro, G. (2016). Estudios bioecológicos de *Plutella xylostella* L. (Lepidoptera, Plutellidae) asociados a diferentes especies y variedades de mostaza. *En: Paunero, I., Spotorno, V. & Poggi, L. (Eds.), Memoria Técnica: Investigaciones en plantas aromáticas y medicinales* (pp. 35-38). CABA, Buenos Aires: Ediciones INTA.
- Bruno, M., Riquelme Virgala, M.B., Santadino, M.V., Ansa, A. & Giménez, L. (2015). Preferencia y fluctuación poblacional de *Plutella xylostella* L. (Lepidoptera: Plutellidae) y nivel de parasitismo en distintos materiales genéticos de mostaza. *En: Libro de resúmenes IX Congreso de Entomología* (p. 268). Posadas, Misiones, Argentina. 19-22/05/15.
- Bujanos Muñoz, R., Marín Jarillo, A., Díaz Espino, L.F., Gámez Vázquez, A.J., Ávila Perches, M.A., Herrera Vega, R., Dorantes González, J.R. & Gámez Vázquez, F.P. (2013). *Manejo Integrado de la palomilla dorso de diamante Plutella xylostella (L.) en la región del Bajío, México*. Folleto Técnico 27. 40 pp. Celaya, Gto., México: Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias, Centro de Investigación Regional Centro Campo Experimental Bajío.
- Campos, W.G., Schoederer, J.H. & DeSouza, O.F. (2006). Seasonality in neotropical populations of *Plutella xylostella* (Lepidoptera): resource availability and migration. *Population Ecology*, 48(2), 151-158.
- Campos, W.G., Schoederer, J.H. & Picanço, M.C. (2003). Performance of an oligophagous insect in relation to the age of the host plant. *Neotropical Entomology*, 32(4), 671-676.
- Colomer, J.S., Castillo J., Iriarte, L. & Villegas, N. (2010). Cultivo de colza bajo riego en Mendoza. *Prefeder Programa Nacional de Bio-Energía*. pp 48. Junín, Mendoza, Argentina: INTA, Gráfica Cóndor. Recuperado de https://inta.gob.ar/sites/default/files/script-tmp-cultivo_de_colza_bajo_riego_en_mendoza.pdf
- Conte de Oliveira, A., Abreu de Siqueira H.Á., Vargas de Oliveira J., da Silva J.E. & Filho M.M. (2011). Resistance of Brazilian diamondback moth populations to insecticides. *Scientia Agricola (Piracicaba, Brazil)*, 68(2), 154-159.
- Cordero, J. & Cave, R.D. (1992). Natural enemies of *Plutella xylostella* (Lep.: Plutellidae) on crucifers in Honduras. *Entomophaga*, 37(3), 397-407.

- Cordero, R.J., Bloomquist, J.R. & Kuhar, T.P. (2007). Susceptibility of two diamondback moth parasitoids, *Diadegma insulare* (Cresson) (Hymenoptera; Ichneumonidae) and *Oomyzus sokolowskii* (Kurdjumov) (Hymenoptera; Eulophidae), to selected commercial insecticides. *Biological Control*, 42(1), 48–54.
- Crema, A. & Castelo Branco, M. (2004). Impacto da temperatura e fotoperíodo no desenvolvimento ovariano e oviposição de traça-das-crucíferas. *Horticultura Brasileira*, 22(2), 305-308.
- Dancau, T., Mason, P.G. & Cappuccino, N. (2018). Elusively overwintering: a review of diamondback moth (Lepidoptera: Plutellidae) cold tolerance and overwintering strategy. *The Canadian Entomologist*, 150(2), 156-173.
- De Santis, L. & Monetti, N.C. (2008). Listas de himenópteros parasitoides y depredadores de los insectos de Argentina: Primer Suplemento. En: Llorente-Bouesquet, J. & Lanteri, A. (Eds.), *Contribuciones taxonómicas en órdenes de insectos hiperdiversos* (pp. 91-139). México, México D.F.: Las Prensas de Ciencias, UNAM.
- Dosdall, L., Soroka, J. & Olfert, O. (2011). The Diamondback Moth in Canola and Mustard: Current Pest Status and Future Prospects. *Prairie Soils and Crops*, 4, 66-76. Recuperado de: <http://www.prairiesoilsandcrops.ca>
- Fernández, C. (2014). *Ensamblajes de insectos herbívoros y visitantes florales presentes en Brassicaceae cultivadas y espontáneas en agroecosistemas* (Tesis de Maestría). Facultad de Ciencias Agrarias, Universidad Nacional de Rosario, Rosario, Argentina. 158 p.
- Fernández, C., Vignaroli, L., Gonsebatt, G., Reyes, V., Leoncelli, G., Cánepa, M.E., Pigozzi, L., Montero, G. & Lietti, M. (2015). La “polilla de las coles”, *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Plutellidae) y el cultivo de colza. *Agromensajes*, 41, 47-51. Recuperado de <http://www.fcagr.unr.edu.ar/wp-content/uploads/2015/05/7AM41.pdf>
- Ferreira, S.W.J., Barros, R. & Torres, J.B. (2003). Exigências térmicas e estimativa do número de gerações de *Oomyzus sokolowskii* (Kurdjumov) (Hymenoptera: Eulophidae), para regiões produtoras de crucíferas em Pernambuco. *Neotropical Entomology*, 32(3), 407-411.
- Finch, S. & Thompson, A. (1992). Pest of cruciferous crops. In: R.G. McKinlay (Ed.), *Vegetable crop pests* (pp. 87-138). Basingstoke, UK: MacMillan Press.
- Folcia, A.N. & Bado, S.G. (1996). Aspectos morfológicos, biológicos e ingesta de *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Plutellidae). *Revista de la Facultad de Agronomía UBA*, 16(3), 173-178.
- Folcia, A.N. & Bado, S.G. (1998). Requerimientos térmicos de larvas y pupas de *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Plutellidae) en laboratorio. *Revista Chilena de Entomología*, 25, 11-14.
- Furlong, M.J., Wright, D.J. & Dosdall, L.M. (2013). Diamondback moth ecology and management: problems, progress and prospects. *Annual Review of Entomology*, 58, 517-41.
- Giordano, C., Martini (ex-aequo) F., Lietti, M. & Coronel, A. (2014). Comparación entre datos registrados por un datalogger dentro de un cultivo de colza y una estación convencional. En: *Ciencia y Tecnología, Divulgación de la Producción Científica y Tecnológica de la UNR* (pp. 165-169). Rosario, Santa Fe, Argentina: UNR Editora.
- Girard, F.P., Bertolaccini, I., Arregui, C., Favaro, J.C., Curis, M.C. & Sánchez, D. (2012). Efecto de la temperatura y de la dieta sobre parámetros biológicos de la polilla de las coles, *Plutella xylostella* (Lepidoptera, Plutellidae). *Entomotropica*, 27(3), 103-109.

- Golizadeh, A., Kamali, K., Fathipour, Y. & Abbasipour, H. (2007). Temperature-dependent development of diamondback moth, *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae) on two brassicaceous host plants. *Insect Science*, 14(4), 309-316.
- Golizadeh, A., Kamali, K., Fathipour, Y. & Abbasipour, H. (2009). Effect of temperature on life table parameters of *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae) on two brassicaceous host plants. *Journal of Asia-Pacific Entomology*, 12(4), 207-212.
- Gonçalves, R.R. & Di Mare, R.A. (2005). Biologia da traça das crucíferas, *Plutella xylostella* Linnaeus (Lepidoptera, Yponomeutidae), sob condições controladas de temperatura, e parasitóides associados: part III, estudo sobre a biologia de *Apanteles piceotrichosus* (Blanchard) (Hymenoptera, Braconidae): análise do efeito de endocruzamento. *Revista Brasileira de Zoologia*, 22(3), 806-809.
- Grilli, M., Pecorari, M. & Bruno, M.A. (2015). Dinámica de la polilla de las coles *Plutella xylostella* y su complejo de parasitoides en lotes hortícolas de la ciudad de Córdoba. *En: Libro de resúmenes IX Congreso de Entomología* (p. 172). Posadas, Misiones, Argentina, 19-22/05/15.
- Grzywacz, D., Roszbach, A., Rauf, A., Russell, D., Srinivasan, R. & Shelton, A. (2010). Current control methods for diamondback moth and other brassica insect pest and the prospects for improved management with lepidopteran-resistant Bt vegetable brassicas in Asia and Africa. *Crop Protection*, 29, 68-79.
- Gu, H. (2009). Cold tolerance and overwintering of the Diamond back moth (Lepidoptera: Plutellidae) in Southeastern Australia. *Environmental Entomology*, 38(3), 524-529.
- Guilloux, T., Monnerat R., Castelo-Branco, M., Kirk, A. & Bordat, D. (2003). Population dynamics of *Plutella xylostella* (Lep., Yponomeutidae) and its parasitoids in the region of Brasilia. *Journal of Applied Entomology*, 127(5), 288-292.
- Hamilton, A., Schellhorn, N., Endersby, N., Ridland, P. & Ward, S. (2004). A dynamic binomial sequential sampling plan for *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae) on broccoli and cauliflower in Australia. *Journal of Economical Entomology*, 97(1), 127-135.
- Harcourt, D.G. (1957). Biology of the diamondback moth, *Plutella maculipennis* (Curt.) (Lepidoptera: Plutellidae) in eastern Ontario. II. Life history, behaviour and host relationships. *Canadian Entomologist*, 89(12), 554-564.
- Harcourt, D.G. (1985). Population dynamics of the Diamondback moth in Southern Ontario. *In: Talekar, N. S. & Griggs, T. D. (Eds.). Diamondback moth management Proceedings of the 1st International Workshop* (pp. 3-15). Tainan, Taiwan Asian Vegetable Research and Development Center, 11-15/03/1985.
- Hardy, J.E. (1938). *Plutella maculipennis* Curt., its natural and biological control in England. *Bulletin of Entomological Research*, 29(4), 343-372.
- Honda, K. (1992). Hibernation and migration of the diamondback moth in north Japan. *In: Talekar, N.S. (Ed.). The management of diamondback moth and other crucifer pests: Proceedings of the 2nd International Workshop* (pp. 43-50). Shanhua, Taiwan, 10-14/12/1990.
- Hooks, C.R.R. & Johnson, M.W. (2003). Impact of agricultural diversification on the insect community of cruciferous crops. *Crop Protection*, 22, 223-238.

- Hutchison, W., Burkeness, E., Pahl, G. & Hurley, T. (2004). Integrating novel technologies for cabbage IPM in the USA: value of non-farm research. *In: Endersby, N.M. & Ridland, P. M. (Eds.). The management of diamondback moth and other crucifer pests: Proceedings of the 4th International Workshop* (pp. 371-379). Melbourne, Australia, 26-29/11/2001.
- Kfir, R. (1996). The diamondback moth with special reference to its parasitoids in South Africa. *In: Sivapragasam, A., Loke, W.H., Hussan, A.K. & Lim, G.S. (Eds.), The management of diamondback moth and other crucifer pests: Proceedings of the 3rd. International Workshop* (pp. 54-60). Kuala Lumpur, Malaysia, 29/10-1/11/1996.
- Kfir, R. (1998). Origin of the diamondback moth (Lepidoptera: Plutellidae). *Annals of the Entomological Society of America*, 91(2), 164-167.
- Kfir, R. (2011). Efficacy of *Plutella xylostella* parasitoids in South Africa and their use in biological control – a review. *In: Srinivasan, R., Shelton, A.M. & Collins, H.L. (Eds.). The management of diamondback moth and other crucifer insect pests: Proceedings of the Sixth International Workshop* (pp. 87-92). Nakhon Pathom, Thailand, 21-25/03/2011.
- Kobori, Y. & Amano, H. (2003). Effect of rainfall on a population of the diamondback moth, *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae). *Applied Entomology and Zoology*, 38(2), 249-253.
- Labou, B., Brevault, T., Bordat, D. & Diarra, K. (2016). Determinants of parasitoid assemblages of the diamondback moth, *Plutella xylostella*, in cabbage farmer fields in Senegal. *Crop Protection*, 89, 6-11.
- Lavandero, I.B., Wratten, S.D., Didham, R.K. & Gurr, G. (2006). Increasing floral diversity for selective enhancement of biological control agents: A double-edged sword?. *Basic and Applied Ecology*, 7, 236-43.
- Lee, J.C. & Heimpel, G.E. (2008). Floral resources impact longevity and oviposition rate of a parasitoid in the field. *Journal of Animal Ecology*, 77(3), 565-72.
- Leoncelli, G., Fernández, C. & Lietti, M. (2013). Monitoreo de la polilla de las coles, *Plutella xylostella* (L.), con trampa de feromona en colza. *En: CD-ROM XVII Encuentro de Jóvenes Investigadores de la Universidad Nacional de Litoral* (4 pp.). Santa Fe, 4-5/09/13.
- Li, Z., Feng, X., Liu, S.S., You, M. & Furlong, M.J. (2016). Biology, ecology and management of the Diamondback Moth in China. *Annual Review of Entomology*, 61, 277-96.
- Lietti, M., Trumper, E., Fernández, C., Reyes, V., Leoncelli, G. & Vignaroli, L. (2014). Plan de muestreo secuencial para larvas de la polilla de las coles *Plutella xylostella* (L.), en colza. *En: 1er Simposio Latino Americano de Canola* (pp. 11-17). Passo Fundo, RS. Brasil, 19-21/08/2014.
- Liu, S., Chen, F. & Zalucki, M. (2002). Development and survival of the diamondback moth (Lepidoptera: Plutellidae) at constant and alternating temperatures. *Environmental Entomology*, 31(2), 221-231.
- Liu, S.S., Wang, X., Guo, S., He, J. & Shi, Z. (2000). Seasonal abundance of the parasitoid complex associated with the diamondback moth, *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae) in Hangzhou, China. *Bulletin of Entomological Research*, 90(3), 221-231.

- Manfrino, R.G., Gutierrez, A.C. & López Lastra C.C. (2018). First reports of *Zoophthora radicans* (Entomophthoraceae) and *Metharhizium rileyi* (Clavicipitaceae) as pathogens of *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae) in Argentina. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 89, 619-624.
- Marchioro, C.A. & Foerster, L.A. (2011). Development and survival of the Diamondback Moth, *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Yponomeutidae) as a function of temperature: effect on the number of generations in tropical and subtropical regions. *Neotropical Entomology*, 40(5), 533-541.
- Marchioro, C.A. & Foerster, L.A. (2012). Modelling reproduction of *Plutella xylostella* L. (Lepidoptera: Plutellidae): climate change may modify pest incidence levels. *Bulletin of Entomological Research*, 102(4), 489-496.
- Marchioro, C.A. & Foerster, L.A. (2016). Biotic factors are more important than abiotic factors in regulating the abundance of *Plutella xylostella* L., in Southern Brazil. *Revista Brasileira de Entomologia*, 60(4), 328-33.
- Marchioro, C.A., Kremecher, F.S. & Foerster, L.A. (2015). Assessing the total mortality caused by two species of Trichogramma on its natural host *Plutella xylostella* (L.) at different temperatures. *Neotropical Entomology*, 44(3), 270-277.
- Maxwell, E., Fadamiro, H. & McLaughlin, J. (2006). Suppression of *Plutella xylostella* and *Trichoplusia ni* in cole crops with attracticide formulations. *Journal of Economic Entomology*, 99(4), 1334-1344.
- Meroi, C., Birkenmeyer, C., Reyes, V. & Montero, G. (2007). Visitantes florales presentes en cultivos de "colza" *Brassica napus* L. en la localidad de Zavalla (SF). *En: Jornadas de Ciencia y Tecnología 2007*. U.N.R., Rosario, Santa Fe, Argentina, 13/12/2007.
- Miluch, C., Dossdall, L.M. & Evenden, M.L. (2013). The potential for pheromone-based monitoring to predict larval populations of diamondback moth, *Plutella xylostella* (L.), in canola (*Brassica napus* L.). *Crop Protection*, 45, 89-97.
- Montero, G., Vignaroli, L. & Lietti, M. (2007b). La "polilla de las coles" principal plaga de la colza en el sur de Santa Fe. *Revista Agromensajes de la Facultad*, 23, 34-44. Recuperado de <http://www.fcagr.unr.edu.ar/Extension/Agromensajes/23/14AM23.htm>
- Montero, G.A., Vignaroli, L., Carderai, M.A., Selva, R.P., Taborra, V.R. & Lietti M. (2007a). Relevamiento de artrópodos epigeos presentes en cultivos de "colza", *Brassica napus* L. en el sudeste de Santa Fe. *En: Jornadas de Ciencia y Tecnología 2007*. U.N.R. Rosario, Santa Fe, Argentina, 13/12/2007.
- Mosiane, S.M., Kfir, R. & Villet, M.H. (2003). Seasonal phenology of the diamondback moth, *Plutella xylostella* (L.), (Lepidoptera: Plutellidae), and its parasitoids on canola, *Brassica napus* (L.), in Gauteng province, South Africa. *African Entomology*, 11(2), 277-285.
- Muckenfuss, A.E., Shepard, B.M. & Ferrer, E.R. (1992). Natural mortality of diamondback moth in Coastal South Carolina. *In: Talekar, N.S. (Ed.). The management of diamondback moth and other crucifer pests: Proceedings of the 2nd International Workshop* (pp. 27-36). Shanhua, Taiwan, 10-14/12/1990.
- Munir, S., Dossdall, L.M. & O'Donovan, J.T. (2015). Evolutionary ecology of diamondback moth, *Plutella xylostella* (L.) and *Diadegma insulare* (Cresson) in North America: *A Review Annual Research & Review in Biology*, 5(3), 189-206.

- Muriel, S.B. & Grez, A.A. (2003). Abundancia y parasitismo de *Plutella xylostella* L. (Lepidoptera: Plutellidae) en parches de *Brassica oleraceae* con diferente forma y vegetación circundante. *Actualidades Biológicas*, 25(79), 99-103.
- Pastrana, J.A. (2004). *Los Lepidópteros Argentinos*. 334 p. San Miguel de Tucumán, Argentina: Sociedad Entomológica Argentina Ediciones.
- Pastrana, J.A., Di Iorio, O.R., Navarro, F., Chalup, A. & Villagrán, M.E. (2004). Lepidoptera. *En: Cordo, H.A., Logarzo, G., Braun, K. & Di Iorio, O. (Directores). Catálogo de insectos fitófagos de la Argentina y sus plantas asociadas* (pp. 477-478). Buenos Aires, Argentina: Sociedad Entomológica Argentina Ediciones.
- Pérez, G., Bertolaccini, I., Arregui, M.C., Sánchez, D. & Favaro, J.C. (2012). Efecto de franjas marginales de *Brassica campestris* en el parasitismo de *Plutella xylostella* por *Cotesia* spp., en repollo. *En: Libro de resúmenes XIV Jornadas Fitosanitarias*. Potrero de los Funes, San Luis, Argentina, 3-5/10/2012.
- Philips, C.R., Fu, Z., Kuhar, T.P., Shelton, A.M. & Cordero, R.J. (2014). Natural history, ecology, and management of diamondback moth (Lepidoptera: Plutellidae), with emphasis on the United States. *Journal of Integrated Pest Management*, 5(3), 1-11.
- Pivnick, K., Blair, A., Jarvis, J., Gillott, C., Slater, G.P. & Underhill, E.W. (1990). Daily patterns of reproductive activity and the influence of adult density and exposure to host plants on reproduction in the Diamondback Moth (Lepidoptera: Plutellidae). *Environmental Entomology*, 19(3), 587-593.
- Reddy, G.V.P. & Guerrero, A. (2001). Optimum timing of insecticide applications against diamondback moth *Plutella xylostella* in cole crops using threshold catches in sex pheromone traps. *Pest Management Science*, 57(1), 90-94.
- Reddy, G.V.P., Tabone, E. & Smith, M.T. (2004). Mediation of host selection and oviposition behavior in the diamondback moth *Plutella xylostella* and its predator *Chrysoperla carnea* by chemical cues from cole crops. *Biological Control*, 29(2), 270-277.
- Ribeiro, L.M.S., Wanderley-Teixeira, V., Ferreira, H.N., Teixeira, Á.A.C. & Siqueira, H.A.A. (2013). Fitness costs associated with field-evolved resistance to chlorantraniliprole in *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae). *Bulletin of Entomological Research*, 104(1), 88-96.
- Ríos de Saluso, M.L. de, Muñoz, J. de D., Martinelli, A.H. & Galussi, A.A. (1989). Insectos fitófagos presentes en la flora de la EEA Paraná y sus alrededores. *INTA, EEA Paraná, Serie de Relevamiento de Recursos Naturales*, 6, 1-30.
- Riquelme Virgala, M.B. (2016). Plagas animales asociadas a los cultivos de mostaza y coriandro. *En: Paunero, I. (Ed.), Jornada de actualización técnica Adversidades en los cultivos de coriandro y mostaza* (pp. 13-20). CABA, Buenos Aires, Argentina: Ediciones INTA.
- Riquelme Virgala, M.B. & Martínez, C. (2012). Insectos fitófagos asociados a distintos cultivares de mostaza (*Sinapis* spp.) en Luján, provincia de Buenos Aires. *En: Paunero, I. (Ed.), Memoria Técnica: Investigaciones en Mostaza, Coriandro y otros* (pp. 40-42). San Pedro, Buenos Aires, Argentina: Ediciones INTA.
- Rizzo, H.F. (1971). *Catálogo de lepidópteros hallados en la Facultad de Agronomía y Veterinaria de Buenos Aires*. Publicación Interna Nro. 2. 35 pp. CABA, Buenos Aires, Argentina: Fac. Agronomía y Veterinaria, UBA.

- Rizzo, H.F. (1992). Insectos hallados en cultivos de colza 00 en la Argentina. *Revista Oleaginosos*, abril, 34-36.
- Santos, V.C, de Siqueira, H.A.A., da Silva, J.E., de Farias, M.J.D.C. (2011). Insecticide resistance in populations of the diamondback moth, *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Plutellidae), from the State of Pernambuco, Brazil. *Neotropical Entomology*, 40(2), 264-270.
- Sarfraz, M. & Keddie, B.A. (2005). Conserving the efficacy of insecticides against *Plutella xylostella* (L.) (Lep., Plutellidae). *Journal of Entomology and Nematology*, 129(3), 149-157.
- Sarfraz, M., Dosedall, L. & Keddie, B. (2008). Host plant genotype of the herbivore *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae) affects the performance of its parasitoid *Diadegma insulare* (Hymenoptera: Ichneumonidae). *Biological Control*, 44, 42-51.
- Sarfraz, M., Dosedall, L.M. & Keddie, B.A. (2006). Diamondback moth–host plant interactions: Implications for pest management. *Crop Protection*, 25, 625–639.
- Sarfraz, M., Dosedall, L.M. & Keddie, B.A. (2007). Resistance of some cultivated *Brassicaceae* to infestations by *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae). *Journal of Economical Entomology*, 100(1), 215-224.
- Sarfraz, M., Keddie, A.B. & Dosedall, L.M. (2005). Biological control of the diamondback moth, *Plutella xylostella*: A review. *Biocontrol Science and Technology*, 15(8), 763-89.
- Sarfraz, R.M. (2014). *Plutella xylostella* (diamondback moth). CABI Invasive Species Compendium. Recuperado de: <https://www.cabi.org/isc/datasheet/42318>.
- Sarfraz, R.M., Dosedall, L.M. & Keddie, B.A. (2010b). Performance of the specialist herbivore *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae) on *Brassicaceae* and non-*Brassicaceae* species. *Canadian Entomology* 142(1): 24-35.
- Sarfraz, R.M., Dosedall, L.M. & Keddie, B.A. (2012). Influence of the herbivore host's wild food plants on parasitism, survival and development of the parasitoid *Diadegma insulare*. *Biological Control*, 62(1), 38-44.
- Sarfraz, R.M., Dosedall, L.M., Blake, A.J. & Keddie, B.A. (2010a). Leaf nutrient levels and the spatio-temporal distributions of *Plutella xylostella* and its larval parasitoids *Diadegma insulare* and *Microplitis plutellae* in canola. *BioControl*, 55(2), 229-244.
- Sarnthoy, O., Keinmeesuke, P., Sinchaisri, N. & Naksuji, F. (1989). Development and reproductive rate of Diamondback Moth *Plutella xylostella* from Thailand. *Apply Entomological Journal*, 24(2), 202-209.
- Seenivasagan, T., Gandhi Gracy, R. & Navarajanpaul, V. (2010). Differential parasitism by *Cotesia plutellae* (Kurdjumov) on *Plutella xylostella* (L.) in artificially infested host plants. *Journal of Biological Control*, 24(1), 22–27.
- Shelton, A.M. (2004). Management of the diamondback moth: déjà vu all over again? In: Endersby, N.M. & Ridland, P.M. (Eds.). *The management of diamondback moth and other crucifer pests Proceedings of the 4th International Workshop* (pp. 3-8). Melbourne, Australia, 26-29 November 2001.
- Silva, R. & Furlong, M.J. (2012). Diamondback moth oviposition: effects of host plant and herbivory. *Entomol. Exp. Appl.*, 143(3), 218–230.

- Sivapragasam, A. & Heong, K.L. (1984). The effects of temperature on adult survival, oviposition and the intrinsic rate of increase of *Plutella xylostella* (L). *MARDI Research Bulletin*, 12(3), 341-347.
- Steinbach, D., Gutbrod, O., Lümmer, P., Matthiesen, S., Schorn, C. & Nauen R. (2015). Geographic spread, genetics and functional characteristics of ryanodine receptor based target-site resistance to diamide insecticides in diamond back moth, *Plutella xylostella*. *Insect Biochemistry and Molecular Biology*, 63, 14-22.
- Sulifoa, J. & Ebenebe, A. (2007). Evaluation of pheromone trapping of diamondback moth (*Plutella xylostella*) as a tool for monitoring larval infestations in cabbage crops in Samoa. *The south Pacific Journal of Natural Science*, 7, 43-46.
- Tacain, J., Parpal, F., Abbate, S., Silva, H., Ribeiro, A. & Heguaburu, V. (2016). Synthesis and field evaluation of the sex pheromone of *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Plutellidae) in canola (*Brassica napus* L.). *Agrociencia Uruguay*, 20(2), 61-67.
- Talekar, N. & Shelton, A. (1993). Biology, ecology and management of the diamondback moth. *Annual Review of Entomology*, 38, 275-301.
- Talekar, N.S. (1997). Characteristics of parasitism of diamond back moth by *Oomyzus sokolowskii* (Hymenoptera: Eulophidae). In: A. Sivapragasam, W. H. Loke, A. K. Hussan y G. S. Lim (Eds.), *The management of diamondback moth and other crucifer pests: Proceedings of the Third International Workshop* (pp. 97-103). Kuala Lumpur, Malaysia, 29/10-1/11/1996.
- Traugott, M., Zangerl, P., Juen, A., Schallhart, N. & Pfiffner, L. (2006). Detecting key parasitoids of lepidopteran pests by multiplex PCR. *Biological Control*, 39, 39-46.
- Vasicek, A., Ricci, M. & La Rossa, F.R. (1998). Aspectos de preferencia alimentaria de *Plutella xylostella* L. (Lepidoptera: Yponomeutidae) en algunas crucíferas cultivadas. *Revista de la Facultad de Agronomía*, 18(1-2), 1-5.
- Wagener, B., Reineke, A., Löhr, B. & Zebitz, C.P.W. (2004). A PCR-based approach to distinguish important *Diadegma* species (Hymenoptera: Ichneumonidae) associated with diamondback moth, *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae). *Bulletin of Entomological Research*, 90(5), 375-389.
- Wakisaka, S., Tsukuda, R. & Nakasuji, F. (1992). Effects of natural enemies, rainfall, temperature, host plants on survival and reproduction of Diamondback Moth. In: Talekar, N.S. (Ed.), *The management of diamondback moth and other crucifer pests: Proceedings of the 2nd International Workshop* (pp. 15-26). Shanhua, Taiwan, 10-14/12/1990.
- Walker, G., Wallace, A., Bush, R., MacDonald, F. & Suckling, D. (2003). Evaluation of pheromone trapping for prediction of diamondback moth infestations in vegetable brassicas. *New Zealand Plant Protection*, 56, 180-184.
- Wang, X., Liu, S., Guo, S. & Lin, W., (1999). Effects of host stages and temperature on population parameters of *Oomyzus sokolowskii*, a larval-pupal parasitoid of *Plutella xylostella*. *Biocontrol*, 44, 391-402.
- Welch, K.D. & Harwood, J.D. (2014). Temporal dynamics of natural enemy–pest interactions in a changing environment. *Biological Control*, 75, 18-27.

- Zago, H.B., Barros, R., Torres, J.B. & Pratisoli, D. (2010). Distribuição de ovos de *Plutella xylostella* (L.) (Lepidoptera: Plutellidae) e o parasitismo por *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Trichogrammatidae). *Neotropical Entomology*, 39(2), 241-247.
- Zalucki, M.P., Shabbir, A., Silva, R., Adamson, D., Shu-Sheng, L & Furlong, M.J. (2012). Estimating the economic cost of one of the world's major insect pests, *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae): just how long is a piece of string? *Journal of Economical Entomology*, 105(4), 1115-1129.
- Zhao, J.Z., Collins, H.L., Li, Y.X., Mau, R.F.L., Thompson, G.D., Hertlein, M., Andaloro, J.T., Boykin, R. & Shelton, A.M. (2006). Monitoring of Diamondback Moth (Lepidoptera: Plutellidae) resistance to spinosad, indoxacarb, and emamectin benzoate. *Journal of Economic Entomology*, 99(1), 176-181.
- Zhou, L., Huang, J. & Xu, H. (2011). Monitoring resistance of field populations of diamond back moth *Plutella xylostella* L. (Lepidoptera: Yponomeutidae) to five insecticides in South China: A ten-year case study. *Crop Protection*, 30, 272-278.

CAPÍTULO 18

ÁCAROS DE IMPORTANCIA HORTÍCOLA

Cédola, C.

Los sistemas hortícolas se han vuelto cada vez más dependientes de los insumos externos. El enfoque tradicional del productor basado casi exclusivamente en el empleo del control químico, no solo no resuelve los principales problemas sanitarios, sino que, muchas veces, los profundiza al desestimar los mecanismos de control natural de artrópodos plaga, lo que provoca la resurgencia de las mismas, acelera los procesos de resistencia a los agroquímicos utilizados y contamina de manera alarmante el suelo y las napas freáticas (Gliessman, 2001; van Lenteren y Bueno, 2003).

La zona hortícola del Gran La Plata (CHP) es un claro ejemplo de esta situación. El desmedido empleo de agroquímicos, denunciado en diarios locales (El Día, 24/05/2015) y en el informe presentado por Bonicato *et al.* (2015) a través del informe del Defensor del Pueblo de la Provincia de Buenos Aires, además de informar y alertar a la ciudadanía sobre la situación ambiental en la cual estamos todos inmersos, nos enfrenta a tomar concretas medidas de acción.

Desde hace ya algunos años, se ha visto la necesidad de conseguir un sistema de control de plagas que sea eficaz y respetuoso con el medio ambiente. En esta línea, la implementación del control biológico, dentro del marco del manejo ecológico de plagas, representa una alternativa al empleo de agroquímicos pues propicia los procesos naturales que se dan en los agroecosistemas (Vázquez Moreno, 2010).

Este capítulo expone las características de los principales ácaros plaga del CHP y visibiliza parte del complejo ensamble de enemigos naturales *nativos* de presencia natural en estos agroecosistemas.

BREVE CARACTERIZACIÓN DE LOS ÁCAROS

Los ácaros constituyen el segundo grupo de artrópodos, luego de los insectos, con mayor riqueza y diversidad. Gracias a su plasticidad evolutiva y a su pequeño tamaño han colonizado exitosamente todos los ambientes (Krantz y Walter, 2009). Pertenecen a la clase Arachnida, subphylum Chelicerata al igual que los escorpiones, arañas, opiliones, solífugos, etc., con la particularidad que, dentro de los Arachnida, los ácaros son los únicos que se pueden alimentar de plantas. Son fácilmente separables de los insectos pues carecen de antenas, alas y presentan cuatro pares de patas (los insectos presentan tres pares).

Los Arachnida presentan *quelíceros*, *pedipalpos* y regiones (tagmas) bien definidas del cuerpo (prosoma y opistosoma, como podemos observar por ejemplo en las arañas). En los ácaros se puede reconocer el *gnatosoma* (constituido por los quelíceros y pedipalpos) y el *idiosoma*, en el cual las regiones del cuerpo están fusionadas (Figura 1) (Zhang, 2003).

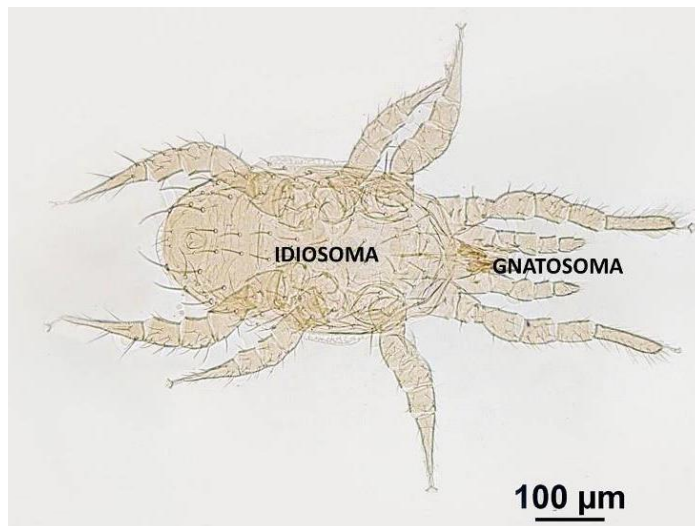


Figura 1. Regiones en el cuerpo de un ácaro mesostigmata.

Un claro indicador de la diversidad de estilos de vida y hábitos de alimentación de este grupo se muestra en la variación morfológica de los quelíceros (de Lillo *et al.*, 2001).

Las garrapatas (Ixodidae), que se alimentan de la sangre de vertebrados, tienen un gnatosoma modificado (hipostoma), con dientes recurvos que sirven para perforar el tegumento; los ácaros depredadores y omnívoros presentan quelíceros quelados (pequeñas pinzas con un dedo fijo y otro móvil); algunas veces el dedo móvil se transforma en un estilete comprimido, o bien en los fitófagos el dedo fijo y móvil se modifican profundamente siendo alargados y retráctiles.

El idiosoma puede presentar forma ovoide, sacular o vermiforme (como en los eriófidios). En la cutícula del idiosoma se observan estrías y muchas veces es portadora de placas cuya cantidad y forma varía entre los diferentes grupos de ácaros (Zhang, 2003). En la superficie del idiosoma hay setas, cuyo número y patrón de distribución es relevante en la taxonomía y clasificación. Otro elemento empleado en la clasificación del grupo es la ausencia o presencia de estigmas. Si bien muchos respiran a través de la pared del cuerpo, otros presentan estigmas que se ubican dorsolateralmente, ventrolateralmente o anteriormente cerca de la base de los quelíceros.

Los ácaros de *importancia agrícola* por la injuria y daño que provocan en los cultivos pertenecen en su mayoría a las familias: Tetranychidae, Eriophyidae, Tarsonemidae y Tenuipalpidae. Los Acaridae (*Tyrophagus* sp., *Ryzoglyphus* sp.) no serán abordados.

Tetranychidae

Bajo la denominación de “arañuelas”, denominadas así por el aspecto de pequeñas arañas que además producen tela, se agrupan más de 1.295 especies agrupadas en 70 géneros pertenecientes a la familia Tetranychidae (Zhang, 2003).

Los miembros de esta familia presentan una profunda modificación de los quelíceros. Los ácaros del género *Tetranychus* presentan quelíceros estiliformes y protráctiles. Las bases de los quelíceros están fusionadas formando un estilóforo (Vacante, 2015; Krantz y Walter, 2009), el dedo móvil es elongado, estiletiforme y retrotráctil, mientras que el dedo fijo es vestigial. Durante la protracción los estiletes llegan al mesófilo foliar (Figura 2), donde succionan el contenido celular afectando la transpiración, la fotosíntesis (Sances *et al.*, 1979; De Angelis *et al.*, 1983; Sadrás *et al.*, 1998), el crecimiento de la planta (Avery y Briggs, 1968) y provocan la necrosis tisular (Tanigoshi y Davis, 1978).

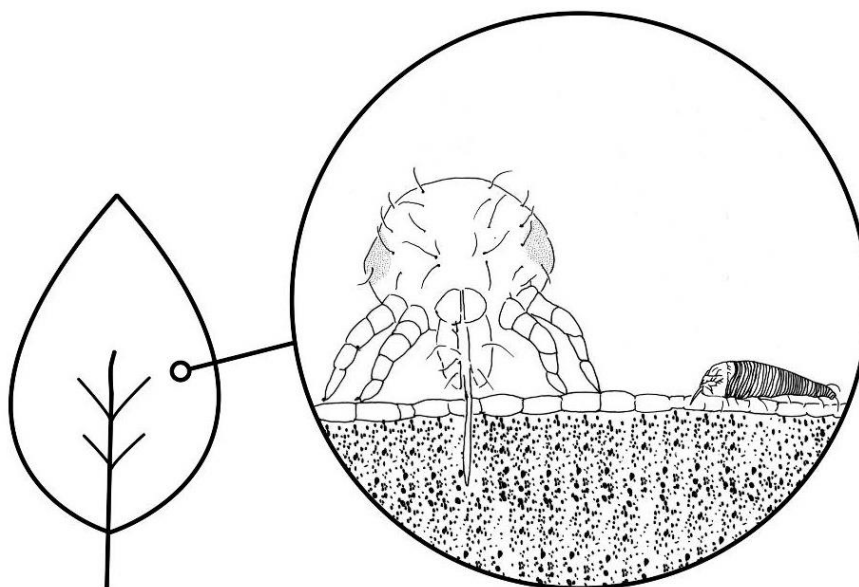


Figura 2. Esquema comparativo que muestra el modo de alimentación de los ácaros tetraníquidos y eriódidos.

Muchas especies de ácaros tetraníquidos, producen una densa tela que tiene un inmenso valor adaptativo. La tela crea un microambiente que propicia el desarrollo y crecimiento de los individuos que viven por debajo y los protege de la desecación ante condiciones de baja humedad relativa (Morimoto *et al.*, 2006). Cumple además un papel importante como refugio y protección frente a factores ambientales como la lluvia o ante la aplicación de insecticidas-acaricidas (Helle y Sabelis, 1985a; Morimoto *et al.*, 2006; Tehri, 2014).

Las “arañuelas” tienen el cuerpo blando de color rojizo (muchos *Tetranychus*, *Panonychus*), anaranjado (algunos *Tetranychus* y *Oligonychus*), verdosos (*Mononychellus*, *Schizotetranychus*) (de Moraes y Flechtmann, 2008), con un tamaño que oscila entre 30 a 40 μm .

El ciclo de desarrollo lo realizan pasando por estado de huevo, larva (3 pares de patas), protoninfa, deutoninfa y adulto, con estados quiescentes entre cada estado móvil (Figura 3).



Figura 3. Colonia de *Tetranychus urticae* sobre pimiento. Se observan huevos, estadios ninfales y hembras adultas.

Hay un marcado dimorfismo sexual, el macho tiene menor tamaño que la hembra y el idiosoma termina en forma de pera. El aedeago (órgano copulador), al ser esclerotizado, y de forma variable entre las diferentes especies, tiene un gran valor taxonómico (Helle y Sabelis, 1985a). Luego de la cópula los huevos desarrollan en hembras y si los ovocitos no fueron fecundados estos devendrán en machos (partenogénesis arrenotoquica).

En el cinturón hortícola aledaño a la ciudad de La Plata *T. urticae* y desde hace unos pocos años *T. evansi* son las especies más frecuentes.

***Tetranychus urticae* Koch**

Es una especie polífaga, cuyo ataque ha sido registrado en más de 1.200 plantas hospederas de las cuales, 120 son de importancia económica (Gupta y Gupta, 1985; Zhang, 2003).

Los adultos (0,5 mm a 2 mm) presentan una coloración rojiza que varía según la época del año (las formas invernantes son más oscuras). Se calcula que en condiciones de campo esta especie desarrolla alrededor de 9 - 10 generaciones al año (en climas templados) y aproximadamente unas 30 generaciones en ambientes protegidos (Helle y Sabelis, 1985 a; Tehri, 2014).

La duración del ciclo está influenciada por factores ambientales (temperatura, humedad relativa, duración del fotoperiodo) y por el tipo y calidad del recurso del cual se alimentan (Tabla 1).

Tabla 1. Tasa intrínseca de crecimiento de *Tetranychus urticae* según especie hospedadora y condición ambiental.

Planta hospedadora	Temp. y humedad relativa		Tasa de crecimiento "r"	Referencia bibliográfica
<i>Solanum lycopersicum</i>	25	60 %	0.12*	Keskin & Kumral, 2015
<i>Fragaria x anannassa</i>	25	70 %	0.03 y 0.12*	Karlec <i>et al.</i> 2017
<i>Phaseolus vulgaris</i>	25 ± 1	60 %	0.23	Razmjou <i>et al.</i> 2009
<i>Capsicum annum</i>	27 ± 2	70 %	0.29	Gallardo <i>et al.</i> 2005
<i>Solanum melongera</i>	25	60 %	0.02 y 0.15*	Khanamani <i>et al.</i> 2013
<i>Glycine max</i>	25 ± 1	60 %	0.29	Razmjou <i>et al.</i> 2009

* Valores mínimos y máximos obtenidos en diferentes variedades de la misma especie vegetal

Los ciclos de vida breves y la alta capacidad de reemplazo poblacional que los caracterizan, en sinergia con condiciones ambientales favorables (altas temperaturas y baja humedad relativa) hacen que se transformen en factores limitantes de la producción (Scopes, 1985; Zhang, 2003; Hoy, 2011).

En condiciones ambientales óptimas el ciclo dura entre 10-12 días (van de Vrie *et al.*, 1972; Herbert, 1981; Brandenburg y Kennedy, 1987; James y Price, 2002; van den Boom *et al.*, 2003; Skorupska, 2004; Fahnbulleh, 2007). Se alimentan preferentemente en el envés de las hojas como una estrategia para protegerse de los efectos deletéreos de la radiación U.V. (Suzuki *et al.*, 2009). Sin embargo, cuando los niveles poblacionales son elevados se ubican sobre el haz foliar. Como estrategia de dispersión, en particular cuando el recurso del cual se alimentan está casi agotado, se dirigen hacia el ápice de la planta formando un "aglomerado de ácaros" (Figura 4) y aprovechan las corrientes de aire para dispersarse hacia nuevas fuentes de alimento.



Figura 4. Planta de tomate donde puede observarse la tela elaborada por arañuelas (*Tetranychus urticae*) y el acúmulo de ácaros en el ápice de la planta.

***Tetranychus evansi* Baker y Pritchard**

Esta “arañuela”, aparentemente originaria de Sud América (Gutierrez y Etienne, 1986), se ha convertido en una importante plaga en tomate en el norte de Brasil, África y la región mediterránea en Solanaceae (Figura 5).

Según la proyección biogeográfica realizada por Fiaboa *et al.* (2006) a partir de la incorporación de datos climáticos en el programa CLIMAX, existen las condiciones ambientales para que esta especie prospere en nuestro territorio desde el noreste de Argentina, con límite más austral al sur de la provincia de Buenos Aires (Navajas *et al.*, 2013). Una primera prospección para confirmar su presencia fue realizada en el NEA (Furtado *et al.*, 2007), existiendo ya el registro en tomate, pimiento y berenjena en el cinturón hortícola platense (Cédola, *datos no publicados*).

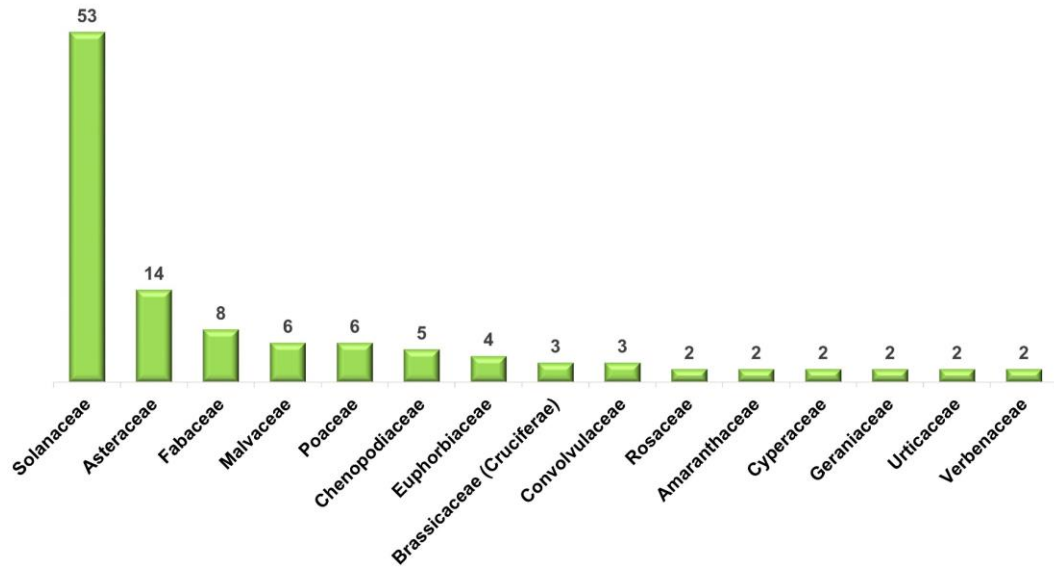


Figura 5. Número de especies dentro de cada familia de planta donde se ha registrado a *Tetranychus evansi*. Fuente: The Spider Mites Web database (Migeon y Dorkeld, 2019).

Esta especie suele ser confundida con *Tetranychus marianae*. Los detalles para su correcta identificación pueden consultarse en de Moraes *et al.* (1987), Ferragut y Escudero (1999), EPPO (2013).

Caracteriza a *T. evansi* la densa tela que elabora, la coloración anaranjada o rojo ladrillo de los adultos, el primer par de patas notoriamente más largo que el resto, de color ligeramente anaranjados y el aedeago cuya forma es muy característica y bien diferenciable de *T. urticae* (Figura 6).

El daño provocado es mucho más marcado respecto al daño provocado por *T. urticae* (Figura 7).

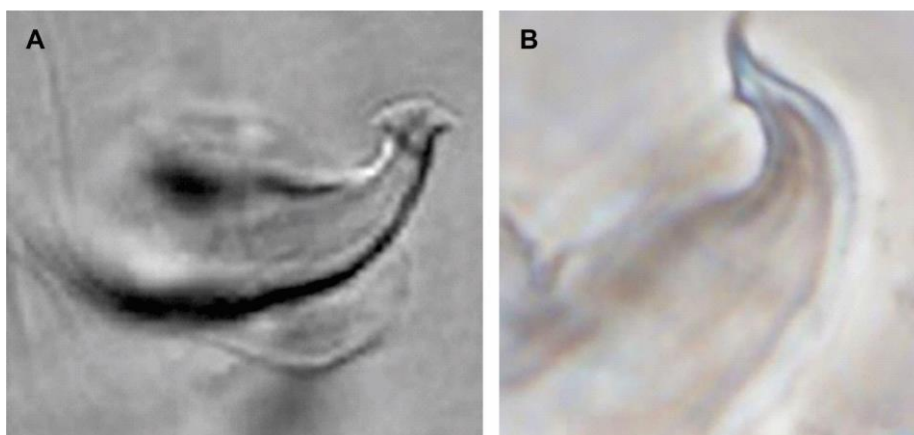


Figura 6. Morfología del aedeago en *Tetranychus urticae* y *Tetranychus evansi*.



Figura 7. *Solanum lycopersicom* con daño provocado por *Tetranychus*.

A diferencia de *T. urticae* cuyas poblaciones son controladas (dependiendo de los cultivos) por ácaros fitoseidos (*Phytoseiulus macropilis*, *P. fragariae*, *Neoseiulus californicus*, *N. fallacis*, entre otros), *T. evansi* no tiene demasiados enemigos naturales eficientes que limiten su crecimiento. Un posible candidato para su control es *Phytoseiulus longipes*.

Eriophyidae

Los eriófidos constituyen un grupo de microácaros con alto grado de especialización morfológica y biológica, que les ha permitido explotar recursos confinados tales como brotes y vainas foliares, yemas florales y también la superficie expuesta de las plantas. Los ácaros de esta familia presentan dos pares de patas (en vez de cuatro pares), el tegumento con *anulli* (Figura 8) y los quelíceros fuertemente modificados y con una disposición muy compleja de nueve estructuras estiletiformes que, a diferencia de los ácaros tetraníquidos, no son retráctiles. Por su corta longitud perforan las células epidérmicas (de Moraes y Flechtmann, 2008).

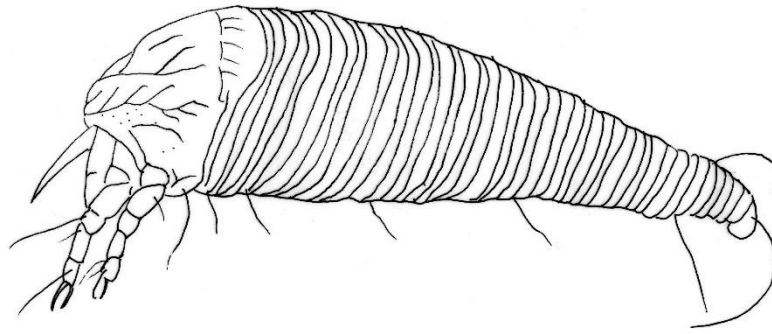


Figura 8. Aspecto general de un eriófido, donde se observan 2 pares de patas y los anillos (*anulli*) en el idiosoma.

Como característica para resaltar de los eriófidos, en particular de aquellos que se alimentan de dicotiledóneas, es la especificidad de plantas hospederas, la cual no es tan marcada en aquellos que se alimentan de monocotiledóneas. Muchos atacan una sola especie vegetal y otros se especializan en un género. Esta característica parece estar asociada a que los eriófidos viven en estructuras generadas por las plantas en respuesta a la inyección de sustancias que inoculan cuando se alimentan. Por lo tanto, no serviría como planta hospedera aquella que no produce la estructura específica para que el eriófido pueda sobrevivir (de Moraes y Flechtmann, 2008).

Al igual que las arañuelas, la reproducción es por partenogénesis arrenotoca, los machos son haploides y las hembras diploides. El ciclo desde huevo hasta adulto transcurre entre 14 a 20 días.

Como se observa en la Figura 8 el estilete de los eriófidos llega hasta el interior de las células epidérmicas. Sin embargo, la supervivencia depende de mantener los órganos de la planta vivos y succulentos. Se cree que la saliva contiene sustancias que funcionan como auxinas (fitohormonas que actúan como reguladoras del crecimiento vegetal y esencialmente provocan la elongación de las células). La alteración usualmente no mata a la planta, aunque le resta vigor. Muchos provocan un daño mecánico al sustraer el contenido celular lo que provoca un bronceado sobre el tejido vegetal o también la llamada herrumbre plateada muy común en cítricos. Con frecuencia estos microácaros se desarrollan sobre el tejido meristemático y provocan la deformación de los órganos vegetales como las yemas, enrollamiento foliar, agallas, erinosis (crecimiento anormal de tricomas). Varias especies de eriófidos tienen además la capacidad de transmitir virus a las plantas

(Oldfield y Proeseler, 1996) existiendo una asociación muy específica entre el microácaro y el agente transmitido.

El hombre es agente dispersor de los eriófidos, diseminándolos a través del material vegetal infestado (Navia *et al.*, 2010), aunque también utilizan el viento (Zhao y Amrine, 1997) y realizan foresis a través de los pulgones y abejas (Waite, 1999).

El ácaro del bronceado del tomate *Aculops lycopersici* (Masse)

El ácaro del bronceado es una especie cosmopolita que ataca principalmente solanáceas cultivadas y dentro de estas el tomate, *Solanum lycopersicon* Miller (Figura 9). Esta especie es una de la más susceptibles, incluso llega a provocar la destrucción total de la planta lo que hace pensar que quizás no sea su hospedero original. Este ácaro se registra también en: berenjena, tabaco y ornamentales como la petunia, a las que causa muy poco daño al igual que en el pimiento.



Figura 9. Colonia de *Aculops lycopersici* en tomate.

Los primeros síntomas de ataque se corresponden con un oscurecimiento de la base del tallo de la planta que adquiere un aspecto vítreo brillante; la cara inferior de las hojas toma el mismo aspecto vítreo para luego amarillear y caer. Muchas veces cuando el ataque del *Aculops lycopersici* ocurre una vez ya formados los frutos, estos no maduran correctamente adquiriendo un aspecto bronceado o quemado.

Tarsonemidae

Se conocen cerca de 545 especies de tarsonémidos distribuidos en 45 géneros. A diferencia de los eriófidos o de las arañuelas que son estrictamente fitófagas, los tarsonémidos pueden alimentarse además de hongos, algas, algunos son depredadores y otros parásitos de insectos (Lindquist, 1986; Zhang, 2003). *Stenotarsonemus* es un género asociado casi exclusivamente a monocotiledóneas.

El ciclo de desarrollo es también haplo-diploide siendo el macho producido por partenogénesis arrenotoca. El ciclo transcurre pasando por los estados de huevo, larva, ninfa denominada “pupa” por ser quiescente y desarrollarse bajo la cutícula larval y adulto. Los machos ubican las “pupas” hembras y las acarrear hasta que devienen en adultos y son inmediatamente fecundadas.

Los mayores daños de los tarsonémidos se observan en los tejidos turgentes (meristemas). Los primeros síntomas de ataque se corresponden con una decoloración, apareciendo áreas plateadas de la zona afectada. En las yemas foliares y florales se observa un crecimiento deforme, puede haber enrollamiento foliar. La dispersión se realiza mediante contacto entre plantas atacadas, a través del viento y se ha observado foresis a través de moscas blancas (*Trialeurodes vaporariorum*) (Figura 10).



Figura 10. *Polyphagotarsonemus latus* adheridos al primer par de patas de *Trialeurodes vaporariorum* (Foto: N. Francescena).

El ácaro blanco *Polyphagotarsonemus latus* Banks

La especie de mayor importancia para los cultivos hortícolas es *Polyphagotarsonemus latus* conocido también, como el ácaro blanco. Este ácaro ataca numerosos cultivos, tales como pimiento, poroto, algodón, cítricos e infinidad de plantas ornamentales. En el pimiento se observa una deformación de hojas y frutos, muchas veces los tallos quedan amarronados. En el tomate bajo invernáculo provoca una deformación de las hojas, siendo estas más pequeñas, elongadas y deformes (Figura 11).



Figura 11. Plantas de tomate y de *Bidens pilosa* con daño provocado por el ácaro blanco. A la derecha, detalle del huevo de *Polyphagotarsonemus latus*.

Otro tarsonémido de importancia por estar considerado plaga cuarentenaria en la Argentina es *Phytonemus pallidus* (Banks). Este ácaro ataca la frutilla (*Fragaria x ananassa*) y otras especies ornamentales como ciclamen, gerbera, begonia, violeta africana, entre otros. Se ubica en los brotes tiernos de

las hojas y botones florales siendo sus poblaciones beneficiadas en épocas húmedas. Provoca un amarillamiento o amarronamiento foliar, los pecíolos muestran crecimiento irregular. Si la densidad es baja provocan ondulaciones en el área foliar. En el año 2015 se dio a conocer el primer registro para la Argentina de *Phytonemus pallidus* en la localidad de Bella Vista, Provincia de Corrientes (Regonat *et al.*, 2015).

ENEMIGOS NATURALES FRECUENTES DE LOS ÁCAROS FITÓFAGOS

“El conocimiento de la composición faunística nativa de una región es uno de los primeros pasos para establecer programas de CB de una especie plaga” (Zannou *et al.*, 2007).

Muchos insectos de los órdenes Coleoptera, Staphylinidae, Diptera, Neuroptera y Heteroptera se alimentan de ácaros fitófagos. No obstante, la efectividad de los mismos es menos marcada que la de los ácaros depredadores Phytoseiidae (Hoy, 2011). Se presenta a continuación las características de las principales familias de ácaros depredadores con potencial para el control de ácaros fitófagos.

Phytoseiidae

Los Phytoseiidae, de distribución cosmopolita, constituyen la más importante familia de ácaros depredadores de ácaros e insectos de importancia agrícola (Helle y Sabelis, 1985b; Zhang, 2003; Hoy 2011). Se los encuentra principalmente sobre las plantas; además de artrópodos, consumen también polen, exudados de plantas y sustancias azucaradas que eliminan los insectos.

Los fitoseidos tienen una talla media que oscila entre 250 μm y 400 μm , se los reconoce por sus rápidos movimientos y por sus patas relativamente largas (Zhang, 2003).

Presentan coloraciones variadas: blanco lechoso, ámbar, anaranjado y marrón oscuro. El idiosoma está cubierto por una única placa (raramente hay dos) y presenta un patrón de setas (menos de 24 pares) cuya disposición es utilizada con valor diagnóstico. El estigma se ubica ventrolateralmente entre las coxas de las patas III y IV. Hay dimorfismo sexual que se evidencia ventralmente ya que las

hembras presentan tres placas y un par de placas metaesternales, mientras que el macho presenta dos placas. El quelícero del macho contiene el espermodactilo que tiene valor diagnóstico.

El ciclo biológico de los fitoseidos lo cumplen pasando por huevo, larva (con tres partes de patas), protoninfa, deutoninfa y adulto. La reproducción es pseudoarrenotoca o parahaploide, es decir una vez ocurrida la cópula los huevos (diploides) siguen dos caminos. Si el complemento genético del macho es eliminado, los huevos devendrán en machos haploides y si mantienen los dos complementos genéticos, los huevos darán hembras. La proporción de sexos es aproximadamente de 3♀:1♂.

Las largas patas les permiten realizar rápidos movimientos y algunas especies pueden con ellas romper la tela y depredar sobre la colonia de ácaros que desarrolla bajo el microhábitat que esta genera. Responden a la emisión de kairomonas¹ que liberan sus presas y a las sinomonas² emitidas por la planta hospedera (Helle y Sabelis, 1985b; Khan *et al.*, 2008)

La dispersión a grandes distancias es pasiva, aprovechan las corrientes de aire para colonizar nuevos hábitats y los operarios de campo colaboran con la dispersión transportándolos con la ropa de trabajo.

De acuerdo con McMurtry y Croft (1997) y McMurtry *et al.* (2013), los fitoseidos se pueden clasificar según su hábito alimenticio en cuatro grupos:

Grupo I:

sub-grupo I-a depredadores especializados en especies de *Tetranychus* (Tetranychidae);

sub-grupo I-b depredadores especializados en ácaros tetraníquidos productores de tela y,

sub-grupo I-c depredadores de Tydeoidea. especializados en la depredación de ácaros del género *Tetranychus* Dufour.

¹ Kairomona: complejo de sustancias volátiles que liberan los fitófagos cuando están alimentándose de una planta.

² Sinomona: complejo de sustancias volátiles (linanool, acetil salicilato, entre otros) que liberan las plantas ante el ataque de un herbívoro. Estos volátiles son percibidos por los enemigos naturales resultando en una respuesta de atracción hacia el sitio de la emisión.

Grupo II: atacan preferentemente ácaros de la familia Tetranychidae (algunos *Neoseiulus* Hughes, *Galendromus* Muma y algunas especies de *Typhlodromus* Scheuten);

Grupo III:

sub-grupo III-a depredadores generalistas que viven en hojas pubescentes;

sub-grupo III-b depredadores generalistas que viven en hojas glabras;

sub-grupo III-c depredadores generalistas que viven en espacios confinados sobre plantas dicotiledóneas;

sub-grupo III-d depredadores generalistas que viven en espacios confinados sobre plantas monocotiledóneas y,

sub-grupo III-e depredadores generalistas que viven en el suelo/tierra.

Grupo IV: generalistas, se alimentan de polen, pero también de algunos ácaros e insectos (*Euseius* Wainstein).

El conocimiento de las especies de ácaros fitoseidos en la Argentina es incompleto. En su vasto territorio quedan aún regiones por relevar (Cédola, 1999; Guanilo *et al.*, 2008; Furtado *et al.*, 2007; Ferragut y Navia, 2015; Carrizo *et al.*, 2016).

En los cultivos frutihortícolas del Gran La Plata los fitoseidos son un componente importante dentro del ensamble de enemigos naturales de plagas hortícolas. Las especies más frecuentes en cultivos de pimiento, tomate, berenjena, frutilla, pepino y poroto son: *Neoseiulus californicus*, *Euseius concordis*, *E. citrifolius*, *E. fructicolus*, *Typhlodromalus peregrinus* y con menor frecuencia *N. barkeri*, *E. ho*, *Amblyseius aerealis* y *Arrenoseius grandis*.

Neoseiulus californicus tiene amplia distribución en el territorio argentino (Monetti, 1994; Ruiz *et al.*, 2005; Guanilo *et al.*, 2008) y está estrechamente asociada a las poblaciones *T. urticae* (Figura 12). En el cultivo de frutilla del CHP exhibe alta coincidencia temporoespacial con su presa (Greco *et al.*, 1999) y alta tasa de consumo, asociándose a los cultivos adyacentes y a las malezas aledañas desde donde puede colonizar tempranamente el cultivo. Estas características han permitido desarrollar un plan de manejo de *T. urticae* en frutilla con el objetivo de reducir la alta carga de acaricidas que recibe este cultivo, y propiciar el control biológico por conservación (Greco *et al.*, 2011; Gugole Ottaviano, *et al.*, 2015).



Figura 12. *Neoseiulus californicus*.

El buen desempeño de *N. californicus* en frutilla no es extrapolable a otros cultivos. La complejidad estructural y química del cultivo es un factor importante para considerar. En *Solanum lycopersicum*, los pelos glandulares y la presencia de compuestos volátiles como la tomatina y otros terpenos limitan enormemente el desempeño de *N. californicus* para el control de *T. urticae* (Cédola *et al.*, 2001; Cédola y Sánchez, 2003) y de *T. evansi* (Koller *et al.*, 2007).

La búsqueda de enemigos naturales para el control de *T. evansi* no ha permitido hasta el presente hallar eficientes enemigos naturales para su control (Rosa *et al.*, 2005; Furtado *et al.*, 2007; Guanilo *et al.*, 2008; Cédola (*datos no publicados*). La profusa tela que elabora esta arañuela y el secuestro en la hemolinfa de alcaloides hacen de *T. evansi* una especie poco palatable (Navajas *et al.*, 2013).

Se ha probado la aptitud de poblaciones de *P. longipes* provenientes de Chile, Brasil y Argentina. En una evaluación de laboratorio de una población chilena de *P. longipes* sobre *T. evansi* y *T. urticae* en hojas de tomate y poroto se encontró que esa población no podría controlar ninguna de estas plagas en tomate. Sin embargo, poblaciones argentinas y brasileñas de *P. longipes* han arrojado resultados promisorios en laboratorio (Ferrero *et al.*, 2008). Una población argentina de *P. longipes* fue capaz de mantener las poblaciones de *T. evansi* y *T. urticae* por debajo de un umbral de 25 ácaros/folículo y alta relación depredador/presa (1:5) en invernadero de tomates en España (Ferrero *et al.*, 2011).

Se han buscado así otros enemigos naturales como alternativas para el control de *T. evansi*. El hongo *Neozygites floridana* mostró un impacto significativo

en la población de *T. evansi* en Brasil. En estudios realizados en Piracicaba, Brasil, se demostró que causa drástica reducción de la población de estos ácaros. Se observó ocurrencia natural en plantas de tomate incluso cuando la densidad de *T. evansi* fue inferior a 10 ácaros/3,1 cm² de área foliar (Duarte *et al.*, 2009). *Neozygites floridana* está presente en Argentina (Furtado *et al.*, 2007).

En el CHP a *Holobus* sp. (Staphylinidae) (previamente conocido como *Oligota* (Hoy, 2011)) y *Feltiella insularis* (Cecidomyiidae) (Cédola, 2002) aparecen en el cultivo hacia fines del verano, cuando las poblaciones de arañuelas son elevadas, evidenciando así un retraso temporal muy marcado (Cédola, 2004).

Los ácaros depredadores *E. concordis* y *E. citrifolius* tienen como presa a *Aculops lycopersici*. Ensayos de Amaral y Lofego (2014) mostraron que *E. citrifolius* prefiere consumir *A. lycopersici* ante una oferta de *T. urticae* y polen. Lopes (2015) evaluó diferentes poblaciones de *E. concordis* de Brasil y encontró que tienen capacidad de reducir las poblaciones de este microácaro.

Erythraeidae

Los ácaros del género *Balaustium* sp. (Acari: Erythraeidae), de distribución cosmopolita, son depredadores y polenívoros de presencia natural en cultivos hortícolas del Gran La Plata. Se los encuentra en el suelo desde el cual realizan incursiones en las plantas y donde se asocian al complejo de moscas blancas, trips, arañuelas y pulgones en el cultivo de pimiento, melón, poroto y berenjena (Nolasco *et al.* 2012; Nolasco y Cédola, 2014). Con alta frecuencia se los encuentra en predios orgánicos o en predios con bajo aporte de agroquímicos asociados también a las malezas aledañas a los cultivos, en particular *Convolvulus arvensis*, *Portulaca oleraceae*, *Sonchus oleraceus* y *Picris echioides*.

El ciclo de vida es largo y complejo. Pasan por los estados de: huevo, deutova, larva, protoninfa, deutoninfa, tritoninfa y adulto (Figura 13). La duración del ciclo de huevo a adulto depende de los factores ambientales, en condiciones óptimas (23-24 °C y > 50 % HR) el ciclo se completa en 28-30 días.

La reproducción es compleja, con marcada semelparidad; la especie (aún no determinada) presente en la zona hortícola no demostró presentar partenogénesis como *Balaustium leanderi* y *Balaustium murorum* (Makol *et al.*, 2012; Muñoz Cárdenas *et al.*, 2014).

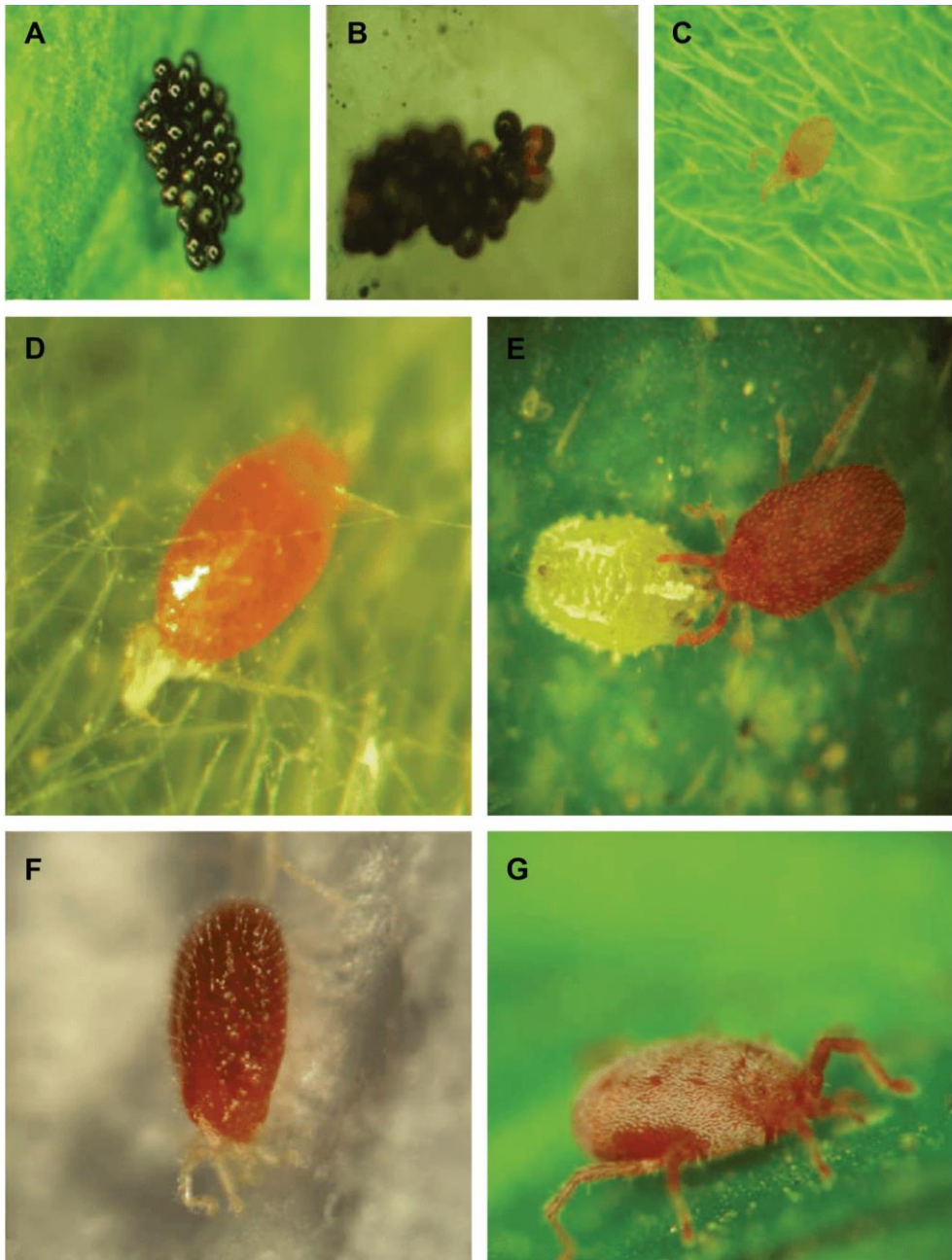


Figura 13. Estados de desarrollo de *Balaustium* sp. Huevo (A), Deutova (B), Larva (C), Protoninfa (D), Deutoninfa (E), Tritoninfa (F) y Adulto (G).

Las formas móviles (larva, deutoninfa y adulto) son activas, voraces y generalistas pues consumen todos los estados de desarrollo de moscas blancas, arañuelas y trips (Figura 14). Sin embargo, a medida que avanza el desarrollo van modificando la preferencia de presa. Las larvas prefieren los huevos de arañuelas y moscas blancas; las deutoninfas prefieren ninfas de arañuelas, moscas blancas y trips y los

adultos depredan todos los estados de desarrollo de las plagas mencionadas sin evidenciar preferencia (Cédola y Nolasco, *no publicado*). Los pulgones suelen ser atacados pero no representan una fuente preferencial de alimento (Figura 15).

La cría de *Balaustium* sp. es dificultosa por sus costos (necesitan varios tipos de presa para que desarrollen satisfactoriamente) y el tiempo que demanda todo su ciclo de vida, lo cual limita su cría masiva (Muñoz Cárdenas *et al.*, 2015). No obstante, la presencia natural de estos depredadores en los predios hortícolas alienta a conservarlos propiciando ambientes poco disturbados y con diversidad vegetal.



Figura 14. Deutoninfa de *Balaustium* sp. consumiendo ninfa de *Trialeurodes vaporariorum* (foto: V. Nolasco).



Figura 15. Adulto de *Balaustium* sp. en acción de ataque sobre un pulgón (Foto: V. Nolasco).

Laelapidae

Esta familia de distribución cosmopolita incluye ácaros de vida libre y otros de hábito ectoparásito.

Así como la familia Phytoseiidae es conocida por el control que ejercen sobre las plagas que afectan la parte aérea de las plantas, los miembros de la familia Laelapidae son activos depredadores de plagas del suelo o de plagas que desarrollan una parte de su ciclo en él.

Este hábitat, tal como describieron Beaulieu y Walter (2007), es muy diferente del hábitat donde habitan por ejemplo los Phytoseiidae, pues se caracteriza por la escasez en la disponibilidad de polen y *honeydew* (sustancia azucarada que eliminan los insectos homópteros). En cambio, sí se puede encontrar una enorme diversidad de invertebrados presa que se agrupan en dos grupos funcionales: aquellos que dependen de una película de agua para el movimiento (como los nematodos) y los que habitan el espacio aéreo como la mayoría de los artrópodos (Furtado Moreira y de Moraes, 2015).

Las especies del género *Cosmolaelaps* consumen fundamentalmente ninfas de trips, colémbolos, todos los estadios de desarrollo de *Bradysia* sp. y mosca doméstica (Diptera) y *Tyrophagus* sp. (Acaridae).

En la zona hortícola platense es frecuente *C. brevistilis* del cual se conoce que es un activo depredador de pupas de *Calliothrips faseoli* (Duarte *et al.*, 2015).

Tres especies de Laelapidae son criadas masivamente (y a relativo bajo costo) para su empleo en prácticas de control biológico aumentativo, a saber: *Stratiolaelaps miles*, *Stratiolaelaps scimitus* y *Gaeolaelaps aculifer*. Son empleados para controlar *Bradysia* sp. y varias especies de trips, entre ellas, *Frankliniella occidentalis*.

Agradecimientos

Agradezco a la Dra. Natalia Francesena, quien generosamente facilitó la foto de *P. latus* adheridos al primer par de patas de *Trialeurodes vaporariorum* (Figura 10), a la Dra. Eliana Nieves y al Lic. Jorge Barneche, por su disposición y colaboración para realizar las fotos de las figuras 3 y 12, a la Ing. Agr. Virginia Nolasco, por las fotos de las figuras 14 y 15, y a la Lic. Laura Morote, por la confección de las ilustraciones y la ayuda gráfica dispensada.

BIBLIOGRAFÍA

- Amaral, F. & Lofego, A. (2014). Preferência alimentar do predador *Euseius citrifolius* (Acari, Phytoseidae) em relação à praga do tomatario *Aculops lycopersici* (Acari: Eryophyidae) e alimentos alternativos. XXV Congresso Brasileiro de Entomologia. Goiania, Brasil.
- Avery, D.J. & Briggs, J.B. (1968). The aetiology and development of damage in young fruit trees infested with fruit tree red spider mite, *Panonychus ulmi* (Koch). *Annals of Applied Biology*, 61, 277-288.
- Beaulieu, F. & Walter, D. (2007). Predation in suspended and forest floor soils observations on australian mesostigmatic mites. *Acarologia*, 47, 34-54.
- Bonicato, C. (2015). Informe de la Defensoría del Pueblo de la Provincia de Buenos Aires., UNLP, 533 p. Fecha de consulta: 26/04/2019. Recuperado de https://www.agro.unlp.edu.ar/sites/default/files/paginas/informe_agroquimicos_comprimido.pdf
- Brandenburg, R.L. & Kennedy, G. (1987). Ecological and agricultural considerations in the management of twospotted spider mite (*Tetranychus urticae* Koch). *Agricultural Zoology Reviews*, 2, 185-236.
- Carrizo, B., Macián, A. & Cédola, C. (2016). Avances en el conocimiento de géneros de ácaros fitoseidos (Acari: Phytoseiidae) presentes en plantaciones cítricas de Tucumán, Argentina. *Revista Agronómica del Noroeste Argentino*, 36(1), 47-50.
- Cédola, C. & Sánchez, N.E. (2003). Effect of tomato pubescence on development, survival and fecundity of *Tetranychus urticae* Koch and *Neoseiulus californicus* (McGregor) (Acari: Tetranychidae, Phytoseiidae). *Acarologia*, 3, 255-260.
- Cédola, C. (1999). Nuevas citas de ácaros fitoseidos [Acari: Phytoseiidae] en ambientes hortícolas platenses. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*, 58(3-4), 157-158.
- Cédola, C. (2002). Primera cita de *Feltiella insularis* (Cecidomyiidae), díptero depredador de ácaros tetraníquidos. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*, 61(1-2), 45-46.
- Cédola, C. (2004). Predación de *Neoseiulus californicus* (MC Gregor) (Acari: Phytoseiidae) y *Feltiella insularis* (Diptera: Cecidomyiidae) sobre *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae), en tomate. *Boletín Sanidad Vegetal Plagas*, 30, 163-169.
- Cédola, C., Sánchez, N.E. & Liljeström, G.G. (2001). Effect of tomato leaf hairiness on functional and numerical response of *Neoseiulus californicus* (Acari: Phytoseiidae). *Experimental & Applied Acarology*, 25, 819-831.
- De Angelis, J., Berry, R.E. & Krantz, G.W. (1983). Photosynthesis, leaf conductance, and leaf chlorophyll content in spider mite (Acari: Tetranychidae) injured peppermint leaves. *Journal of Environmental Entomology*, 12, 345-348.
- de Lillo, E., di Palma, A. & Nuzzaci, G. (2001). Morphological adaptations of mite chelicerae to different trophic activities (Acari). *Entomologica*, 35, 125-180.
- de Moraes, G.J., McMurtry, J. & Baker, E. (1987). Redescription and distribution of the spider mites *Tetranychus evansi* and *T. marianae*. *Acarologia*, XXVIII, 4, 333-343.
- de Moraes, G.J. de & Flechtmann, C. (2008). Manual de Acarologia. 308 p. Ribeirao Preto, Brasil: Holos Editora.

- Duarte, A., do Sacramento, F., Silva da Cunha, U. & de Moraes, G.J. (2015). Potential of *Cosmolaelaps brevistilis* (Karg, 1978) in the predation *Caliothrips phaseoli* (Hood, 1912). V Simpósio Brasileiro de Acarologia. São José do Rio Preto, Brasil.
- Duarte, V.S., Silva, R.A., Wekesa, V.W., Rizzato, F.B., Dias, C.T. & Delalibera Jr., I. (2009). Impact of natural epizootics of the fungal pathogen *Neozygites floridana* (Zygomycetes: Entomophthorales) on population dynamics of *Tetranychus evansi* (Acari: Tetranychidae) in tomato and nightshade. *Biological Control*, 51(1), 81-90.
- El Día. (2015). Alerta por agroquímicos: La Plata es por lejos la zona de mayor peligrosidad. Recuperado de <https://www.eldia.com/nota/2015-5-24-alerta-por-agroquimicos-la-plata-es-por-lejos-la-zona-de-mayor-peligrosidad>.
- European and Mediterranean Plant Protection Organization (EPPO) (2013). EPPO standard PM 7/116 *Tetranychus evansi*. *EPPO Bulletin*, 43(3), 425-430.
- Fahnbulleh, C.G. (2007). Acaricide resistance in Norwegian populations of the two-spottedspider mite (*Tetranychus urticae* Koch) (Acari: Tetranychidae) (Tesis de maestría). Norwegian University of Life Sciences, Oslo, Noruega.
- Ferragut, F. & Escudero, L. (1999). *Tetranychus evansi* Baker & Pritchard (Acari, Tetranychidae), una nueva araña roja en los cultivos hortícolas españoles. *Boletín Sanidad Vegetal Plagas*, 25, 157-164.
- Ferragut, F. & Navia, D. (2015). Phytoseiid mites (Acari: Phytoseiidae) from Patagonia and Tierra del Fuego. *Zootaxa*, 3990(4), 525-50.
- Ferrero, M., Atuahiva, T., Saeed, M., Kreiter, S. & Tixier, M. (2008). Efficacité d'un acarien prédateur, *Phytoseiulus longipes* Evans pour le contrôle biologique en serres de l'acarien rouge de la tomate, *Tetranychus evansi* Baker & Pritchard. 8e`me Conference Internationale sur le ravageurs in agriculture. AFPP. Montpellier, Francia.
- Ferrero, M., Calvo, F.J., Atuahiva, T., Tixier, M. & Kreiter, S. (2011). Biological control of *Tetranychus evansi* Baker & Pritchard and *Tetranychus urticae* Koch by *Phytoseiulus longipes* Evans in tomato greenhouses in Spain-Acari: Tetranychidae, Phytoseiidae. *Biological Control*, 58(1), 30-35.
- Fiaboe, K.K., Fonseca, R.L., de Moraes, G.J., Ogol, C.K. & Knapp, M. (2006). Identification of priority areas in South America for exploration of natural enemies for classical biological control of *Tetranychus evansi* (Acari: Tetranychidae) in Africa. *Biological Control*, 38, 373-379.
- Furtado Moreira, G. & de Moraes, G.J. (2015). The Potential of Free-Living Laelapid Mites (Mesostigmata: Laelapidae) as Biological Control Agents. *En: Carrillo, D., de Moraes, G.J. & Peña, J. (Eds.) Prospect for Biological Control of Plant Feeding Mites and Other Harmful organisms* (pp. 77-102). New York, USA: Springer.
- Furtado, I., Toledo, S., de Moraes, G.J., Kreiter, S. & Knapp, M. (2007). Search for effective natural enemies of *Tetranychus evansi* (Acari: Tetranychidae) in northwest Argentina. *Experimental and Applied Acarology*, 43, 121-127.
- Gallardo, A., Vasquez, C., Morales, J. & Gallardo, J. (2005). Biología y enemigos naturales de *Tetranychus urticae* en pimentón. *Manejo Integrado de Plagas y Agroecología*, 74, 34-40.
- Gliessman, S. (2001). *Agroecología: Procesos Ecológicos en Agricultura Sostenible*. 359 p. Turrialba, Costa Rica: CATIE.

- Greco, N., Liljeström, G. & Sánchez, N. (1999). Spatial distribution and coincidence of *Neoseiulus californicus* and *Tetranychus urticae* (Acari: Phytoseiidae, Tetranychidae) on strawberry. *Experimental and Applied Acarology*, 23, 567-580.
- Greco, N., Liljeström, G., Gugole Ottaviano, M.G., Cingolani, M.F., Cluigt, N. & Sánchez, N. (2011). Pest management plan for the two-spotted spider mite, *Tetranychus urticae*, based on the natural occurrence of the predator y mite *Neoseiulus californicus* in strawberries. *International Journal of Pest Management*, 57(4), 299-308.
- Guanilo, A., de Moraes, G.J., Toledo, S. & Knapp, M. (2008). Phytoseiid mites (Acari: Phytoseiidae) from Argentina, with description of a new species. *Zootaxa*, 1884, 1-35.
- Gugole Ottaviano, M.F., Cédola, C., Sánchez, N. & Greco, N. (2015). Conservation biological control in strawberry: effect of different pollen on development, survival, and reproduction of *Neoseiulus californicus* (Acari: Phytoseiidae). *Experimental and Applied Acarology*, 67(4), 507-21.
- Gupta, V.N. & Gupta, S.K. (1985). Mites associated with vegetable crops in West Bengal. *Indian Journal of Acarology*, 10, 61-64.
- Gutierrez, J. & Etienne, J. (1986). Les Tetranychidae de l'île de la Réunion et quelques-uns de leurs prédateurs. *Agronomie Tropicale*, 41(1), 84-91.
- Helle, W. & Sabelis, M. (Eds.). (1985a). Spider Mites. Their Biology, Natural Enemies and Control, vol. 1A. Amsterdam, Netherlands: Elsevier.
- Helle, W. & Sabelis, M. (Eds.). (1985b). Spider Mites. Their Biology, Natural Enemies and Control. vol. 1BA. Amsterdam, Netherlands: Elsevier.
- Herbert, H.J. (1981). Biology, life tables, and innate capacity for increase of the twospotted spider mite, *Tetranychus urticae* (Acarina: Tetranychidae). *Canadian Entomologist*, 113, 371-378.
- Hoy, M. (2011). *Agricultural Acarology. Introduction to Integrated Mites Management*. Boca Raton, Florida, USA: CRC Press, Taylor & Francis Group.
- James, D. & Price, T. (2002). Fecundity in two-spotted spider mite (Acari: Tetranychidae) is increased by direct and systemic exposure to imidacloprid. *Journal of Economic Entomology*, 95, 729-732.
- Karlec, F., Da Fonseca Duarte, A., Barneche de Olivera, A. & Silva Da Cunha, U. (2017). Development of *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) in different strawberry cultivars. *Revista Brasileira de Fruticultura*, 39(1), 1-8.
- Keskin, N. & Kumral, N. (2015). Screening tomato varietal resistance against the two-spotted spider mite [*Tetranychus urticae* (Koch)]. *International Journal of Acarology*, 41(4), 300-309.
- Khan, Z., James, D., Midega, C. & Pickett, J. (2008). Chemical ecology and conservation biological control. *Biological control*, 45, 210-224.
- Khanamani, M., Fathipour, Y. & Hajiqanbar, H. (2013). Population growth response of *Tetranychus urticae* to eggplant quality: application of female age-specific and age-stage, two-sex life tables. *International Journal of Acarology*, 39(8), 638-648.
- Koller, M., Knapp, M. & Schausberger, P. (2007). Direct and indirect adverse effects of tomato on the predatory mite *Neoseiulus californicus* feeding on the spider mite *Tetranychus evansi*. *Entomol. Exp. Appl.*, 125, 297-305.
- Krantz, W. & Walter, D. (2009). *A manual of Acarology*. 806 p. Texas, USA: Texas Tech University Press.

- Lindquist, E. (1986). The world general of Tarsonemidae (Acari: Heterostigmata): morphological, phylogenetic, and systematic revision, with a reclassification of family-group taxa in the Heterostigmata. *Memoir of the Entomological Society of Canada*, 136, 1-517.
- Lopes, P. (2015). *Eficiência de populações de Euseius concordis (Acari: Phytoseiidae) e espécies afins no controle do microácaro-do-tomateiro, Aculops lycopersici (Acari: Eriophyidae)* (Tesis Doctoral). Universidad de San Pablo, Piracicaba, Brasil.
- Makol, J., Arijs, Y. & Wäckers, F. (2012). A new species of *Balaustium* von Heyden, 1826 (Acari: Actinotrichida, Erythraeidae) from Spain. *Zootaxa*, 3178(1), 1-21.
- McMurtry, J. & Croft, P. (1997). Life-styles of Phytoseiid mites and their roles in biological control. *Annual Review Entomology*, 42, 291-321.
- McMurtry, J., de Moraes, G.J. & Sourassou, N. (2013). Revision of the lifestyles of phytoseiid mites (Acari: Phytoseiidae) and implications for biological control strategies. *Systematic and Applied Acarology*, 18(4), 297-320.
- Migeon, A. & Dorkeld, F. (2019). Spider Mites Web: a comprehensive database for the Tetranychidae. Recuperado de <http://www.montpellier.inra.fr/CBGP/spmweb>
- Monetti, L. (1994). Variaciones estacionales y relaciones depredador presa en poblaciones de ácaros fitófagos y depredadoras (Acari: Tetranychidae: Phytoseiidae) en plantaciones de manzano con tratamiento fitosanitario (Tesis Doctoral). Universidad Nacional de Mar del Plata, Buenos Aires, Argentina.
- Morimoto, K., Furuichi, H., Yano, S. & Osakaba, M.H. (2006). Web mediated interspecific competition among spider mites. *Journal of Economic Entomology*, 99, 678-684.
- Muñoz Cárdenas, K., Fuentes Quintero, L.F., Rueda Ramirez, D., Rodriguez, D. & Cantor, F. (2015). The Erythraeoidea (Trombidiformes: Prostigmata) as biological control agents, with special reference of the Genus *Balaustium*. In: Carillo, D., de Moraes, G.J. & Peña, J.E. (Ed.), *Prospects for biological control of plants feeding mites and other harmful organism* (pp. 207-239). New York, USA: Springer.
- Muñoz Cárdenas, K., Fuentes, L., Cantor Rincón, F., Rodriguez, D., Jensen, A. & Sabelis, M. (2014). Generalist red velvet mite predator (*Balaustium* sp.) performs better on a mixed diet. *Experimental and Applied Acarology*, 62, 19-32.
- Navajas, M., de Moraes, G.J., Auger, P. & Migeon, A. (2013). Review of the invasion of *Tetranychus evansi*: biology, colonization pathways, potential expansion and prospects for biological control. *Experimental and Applied Acarology*, 59, 43-65.
- Navia, D., Ochoa, R., Welbourn, C. & Ferragut, F. (2010). Adventive eriophyoid mites: a global review of their impact, pathways, prevention and challenges. In: Ueckermann, E. (Ed.), *Eriophyoid mites: Progress and Prognoses* (pp 225-255). Pretoria, South Africa: Springer.
- Nolasco, V. & Cédola, C. (2014). Selectividad alimentaria de *Balaustium* sp. (Acari: Erythraeidae) depredador de plagas hortícolas, en el cultivo de pimiento. XXVI Reunión Argentina de Ecología, Comodoro Rivadavia, Chubut, Argentina.
- Nolasco, V., Cédola, C., Polack, L.A. & Mezquiriz, N. (2012). *Balaustium* sp. (Acari: Erythraeidae) potencial depredador de plagas hortícolas en el cultivo de pimiento. XXXV Congreso Argentino de Horticultura. Corrientes, Argentina.

- Oldfield, G.N. & Proeseler, C. (1996). Eriophyoid Mites as Vectors of Plant Pathogens. *In: Lindquist, E.E., Sabelis, M.W. & Bruin, J. (Eds.), Eriophyoid Mites - Their Biology, Natural Enemies and Control* (pp. 259-275). Amsterdam, Netherlands: Elsevier Science.
- Razmjou, J., Tavakkoli, H. & Nemati, M. (2009). Life history traits of *Tetranychus urticae* Koch on three legumes (Acari: Tetranychidae). *Munis Entomology and Zoology*, 4, 204-211.
- Regonat, M., Veloso, L. & Cáceres, S. (2015). Primer reporte de *Phytonemus pallidus* en Argentina. IX Congreso Argentino de Entomología Posadas, Misiones, Argentina.
- Rosa, A., Fiaboe, M., de Moraes, G.J. & Knapp, M. (2005). Predatory mites associated with *Tetranychus evansi* Baker & Pritchard (Acari: Tetranychidae) on native solanaceous plants of coastal Pernambuco State, Brazil. *Neotropical Entomology*, 34(4), 689-692.
- Ruiz, M.G., Lofego, A., de Moraes, G.J., Sosa, D., Speranza, C. & Fernandes, O. (2005). Phytoseiid mites (Acari: Phytoseiidae) from apple trees in Río Negro, Argentina. *Spanish Journal of Agricultural Research*, 3(4), 437-438.
- Sances, F.V., Wyman, J.A. & Ting, F.P. (1979). Physiological responses to spider mite infestations on strawberries. *Journal of Environmental Entomology*, 8, 711-714.
- Scopes, N.E. (1985). Red spider mites and the predator *Phytoseiulus persimilis*. *In: Hussey, N.W. & Scopes, N. (Eds.), Biological Pest Control. The glasshouse experience* (pp. 43-52). Doerset, UK: Blandford Press.
- Skorupska, A. (2004). Resistance of apple cultivars to two-spotted spider mite, *Tetranychus urticae* Koch (Acarina, Tetranychidae) Part II. Influence of leaf pubescence of selected apple cultivars on fecundity of two-spotted spider mite. *Journal of Plant Protection Research*, 44(1), 69-74.
- Suzuki, T., Watanabe, M. & Takeda, M. (2009). UV tolerance in the two-spotted spider mite, *Tetranychus urticae*. *Journal of Insect Physiology*, 55(7), 649-654.
- Tanigoshi, L.K. & Davis, R.W. (1978). An ultrastructural study of *Tetranychus mcdanielli* feeding injury to the leaves of red delicious apple (Acari: Tetranychidae). *International Journal of Acarology*, 4, 47-56.
- Tehri, K. (2014). A review on reproductive strategies in two spotted spider mite, *Tetranychus urticae* Koch 1836 (Acari: Tetranychidae). *Journal of Entomology and Zoology Studies*, 2(5), 35-39.
- Vacante, V. (2015). *Handbook of mites of economic plants. Identification, Bio-ecology and control*. 865 p. Wallingford, UK: CABI.
- van de Vrie, J.A., McMurtry, J.A. & Huffaker, C.B. (1972). Ecology of mites and their natural enemies. A review. III Biology, ecology, and pest status, and host plant relations of tetranychids. *Hilgardia*, 41, 354-432.
- van den Boom, C., van Beek, T. & Dicke, M. (2003). Differences among plant species in acceptance by the spider mite *Tetranychus urticae* Koch. *Journal of Applied Entomology*, 127, 177-183.
- van Lenteren, J. & Bueno, V. (2003). Augmentative biological control of arthropods in Latin America. *Biocontrol*, 48, 123-139.
- Vázquez Moreno, L. (2010). *Manejo de Plagas en la agricultura ecológica*. Boletín Fitosanitario. 120 p. La Habana, Cuba: INISAV.
- Waite, G. (1999). New evidence further incriminates honey-bees as vectors of lychee erinose mite *Aceria litchi* (Acari: Eriophyiidae). *Experimental and Applied Acarology*, 23(2), 145-147.

- Zannou, I.D., de Moraes, G.J., Ueckeman, E., Oliveira, A., Yaninek, J. & Hanna, R. (2007). Phytoseiid mites of the subtribe Amblyseiina (Acari: Phytoseiidae): Amblyseiine from sub-Saharan Africa. *Zootaxa*, 1550, 1-47.
- Zhang, Z-Q. (2003). Mites of Greenhouses. Identification, Biology and Control. 244 p. Wallingford, UK: CABI publishing.
- Zhao, S. & Amrine, J. (1997). Investigation of snowborne mites (Acari) and relevancy to dispersal. *International Journal of Acarology*, 23(3), 209-213.



SECCIÓN V

APLICACIÓN DEL CONTROL BIOLÓGICO EN ALGUNOS CULTIVOS HORTÍCOLAS



CAPÍTULO 19

CONTROL BIOLÓGICO EN FRUTILLA

Greco, N., Gugole Ottaviano, M. F., Cingolani, M. F., Francesena, N., Pascua, M., Alonso, M. y Sánchez, N.

El cultivo de frutilla, *Fragaria x ananassa* Duchesne (Rosales: *Rosaceae*), es importante en varios países del mundo y en la Argentina posee relevancia tanto para el consumo interno como para la exportación (Molina *et al.*, 2007). La plaga clave de este cultivo es la arañuela de las dos manchas o arañuela roja, *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) (Greco *et al.*, 1999; Sistema Nacional Argentino de Vigilancia y Monitoreo de plagas (SINAVIMO, 2019), aunque también suelen ser consideradas plagas algunas especies de áfidos (Hemiptera: Aphidae), *Frankliniella occidentalis* (Pergande) (Thysanoptera: Thripidae) y *Lobiopa insularis* (Castelnau) (Coleoptera: Nitidulidae). En el caso de esta última especie, se conoce que las prácticas culturales son la principal estrategia de control (Myers, 2004), mientras que varios depredadores y parasitoides son importantes causas de mortalidad de arañuelas, áfidos y trips, dando lugar a múltiples interacciones tróficas en el cultivo (Figura 1). Estos enemigos naturales son agentes cuyo uso actual o potencial, así como la estrategia de control biológico utilizada, varía según la especie y el país. En la Argentina, los conocimientos al respecto provienen de investigaciones básicas y experiencias realizadas principalmente en las provincias de Tucumán y Buenos Aires durante los últimos 15 años. En el presente capítulo se presentan los resultados más relevantes obtenidos hasta el momento en relación a la potencialidad del control biológico por depredadores y parasitoides en el cultivo de frutilla en la Argentina.

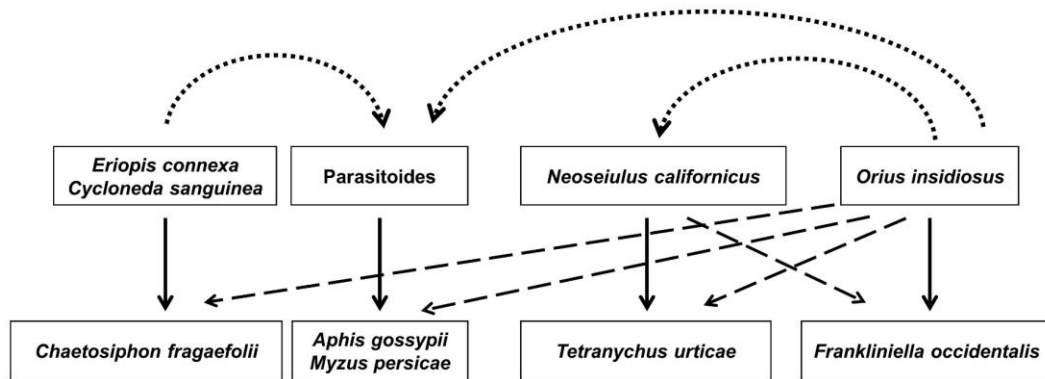


Figura 1. Interacciones en el cultivo de frutilla. Las líneas continuas representan la principal interacción plaga-enemigo natural, las líneas discontinuas indican las presas alternativas para los enemigos naturales y las líneas punteadas la depredación intragrano.

CONTROL BIOLÓGICO DE LA ARAÑUELA ROJA

Tetranychus urticae (Acari: Tetranychidae) llamada comúnmente arañuela roja, es un herbívoro polífago de amplia distribución mundial (García-Marí y González-Zamora, 1999) registrándose más de 900 especies de plantas hospedadoras, algunas silvestres y otras de cultivo, como hortalizas, ornamentales y frutales, en las cuales causa daños de importancia económica. Este ácaro es la principal plaga del cultivo de frutilla en todo el mundo (Walsh *et al.*, 2002; Zhang, 2003). Al alimentarse rompe con sus estiletes la superficie de las hojas y destruye células del mesófilo afectando la transpiración, la fotosíntesis y el crecimiento de la planta y sus frutos (Sances *et al.*, 1982). Cuando la población crece, las arañuelas forman una densa tela sobre la superficie de la planta hospedadora la cual les sirve como lugar de excreción, como protección frente a condiciones climáticas adversas y depredadores (Lemos *et al.*, 2010), y para dispersarse a otras plantas. El control de esta plaga en la mayoría de los cultivos y plantas ornamentales se realiza casi exclusivamente con la aplicación frecuente de plaguicidas. Sin embargo, las poblaciones presentan una rápida capacidad para desarrollar resistencia frente a estos productos, incluyendo a los acaricidas autorizados para su control como las abamectinas (Stumpf y Nauen, 2002; Villegas-Elizalde *et al.*, 2010), cuya utilización en la Argentina es muy frecuente durante todo el ciclo del cultivo.

El control biológico es una técnica muy utilizada para esta plaga en países de Europa, Asia y algunas regiones de Australia y América del Norte, a través del uso de ácaros depredadores como *Phytoseiulus persimilis* Athias-Henriot, *P. macropilis* (Banks) y *Neoseiulus californicus* (McGregor) (Acari: Phytoseiidae), mediante liberaciones inoculativas o inundativas sobre el cultivo (Fraulo y Liburd, 2007; van Lenteren, 2012).

Neoseiulus californicus es un depredador efectivo para el control de ácaros, tanto en áreas áridas y húmedas, como en zonas subtropicales y templadas. La especie está distribuida especialmente en Sudamérica, Texas y California, en la zona del Mediterráneo, Japón y Sudáfrica (De Moraes *et al.*, 2004). Es eficaz como agente de control de arañuelas tanto en cultivos de frutilla (Fraulo y Liburd, 2007; Greco *et al.*, 2011), como en árboles frutales, flores y cultivos hortícolas en toda América, sur de Europa y Asia (Jolly, 2000). Los “*strains*” o líneas genéticas pertenecientes a distintas áreas geográficas suelen diferir en algunos parámetros poblacionales y en la tolerancia o susceptibilidad a ciertos factores, tales como sequía, insecticidas y condiciones invernales (Palevsky *et al.*, 2008; Toyoshima y Hinomoto, 2004).

Entre las características más relevantes de *N. californicus* como agente de control en el cinturón hortícola de La Plata (Buenos Aires, Argentina) se destacan la coincidencia espacial con su presa aun a bajas densidades de ambos (Greco *et al.*, 1999), la aparición temprana en el cultivo, la tolerancia a la inanición (Greco *et al.*, 2006), la capacidad de sobrevivir a condiciones invernales (Gugole Ottaviano *et al.*, 2018) y la utilización del polen de frutilla y ciertas plantas silvestres como alimento alternativo (Gugole Ottaviano *et al.*, 2015).

Neoseiulus californicus se utiliza mediante liberaciones aumentativas en numerosos países tales como Holanda, Bélgica, España, Israel, Japón y Estados Unidos, donde se cría en forma masiva y se comercializa. Si bien en nuestro país no existen biofábricas que produzcan este agente de control, en el año 2007 se realizaron liberaciones experimentales en la provincia de Tucumán (Kirschbaum, *comunicación personal*, 2010) de individuos provenientes de los Países Bajos (Servicio Nacional de Sanidad y Calidad Agroalimentaria (SENASA, 2019), en el marco de un proyecto de colaboración entre el INTA y la empresa Brometán S.R.L.

Las características de este depredador, mencionadas anteriormente, indican que también es posible implementar estrategias de control biológico por conservación. En este sentido, para el control de *T. urticae* en el cultivo de frutilla del cinturón hortícola de La Plata, Greco *et al.* (2011) desarrollaron un plan de manejo basado en monitoreos de las densidades relativas de ambas especies, además del nivel de daño económico, para tomar la decisión de aplicar acaricidas. Esto permite reducir ampliamente la frecuencia de las aplicaciones químicas y por ende conservar al depredador en el sistema. El plan tiene dos componentes: un protocolo de monitoreo y una tabla de decisión. El monitoreo es sistemático de presencia-ausencia (Tabla 1) y permite predecir las densidades de presa y depredador a partir de la proporción de folíolos infestados con *T. urticae* (Greco *et al.*, 2004), una vez que la ocurrencia del depredador fue registrada en al menos un folíolo. El monitoreo consiste en los siguientes pasos (Figura 2): 1- Definir un área dentro del lote de 16 camellones por 50 m de largo, o si el lote fuera pequeño, de 8 camellones por 50 m de largo; 2- desde uno de los extremos comenzar a recorrer el primer surco entre dos camellones colectando un folíolo al azar de cada camellón (a derecha y a izquierda) a intervalos de 10 pasos-hombre (en el caso del área de 16 camellones) o 5 pasos-hombre (en el caso del área de 8 camellones) hasta completar los 50 m. Saltar un surco y volver recorriendo el siguiente surco para recolectar folíolos en los dos camellones siguientes. Así, completar la recolección en todos los camellones (se obtienen aproximadamente 100 folíolos); 3- examinar el envés de cada folíolo para determinar la presencia de arañuelas y luego contar el número de folíolos infestados; 4- corroborar la presencia del depredador en al menos un folíolo; 5- consultar la tabla de decisión.

La tabla de decisión indica tres posibles opciones en relación al número de folíolos infestados con *T. urticae*: 1- usar un plaguicida selectivo y volver a monitorear a los 7 días, 2- no realizar ninguna acción pero volver a monitorear a los 7 días, y 3- no realizar ninguna acción pero volver a monitorear a los 14 días. Estas acciones dependen además del registro de la presencia del depredador (Tabla 1). Esta tabla de decisión fue construida teniendo en cuenta la tasa de incremento poblacional de la presa y las densidades relativas depredador-presa necesarias para que la arañuela no supere el nivel de daño económico a los 7 días (Greco *et al.*, 2005).



Figura 2. Esquema de monitoreo para el manejo de *Tetranychus urticae* usando *Neoseiulus californicus* en frutilla (Greco *et al.*, 2011).

Tabla 1. Tabla de decisión para el manejo de *Tetranychus urticae* usando *Neoseiulus californicus* en frutilla (Greco *et al.*, 2011).

Número de folíolos con <i>T. urticae</i>	Acción	
	Depredador ausente	Depredador presente
Menos de 30	No realizar ninguna acción y volver a monitorear a los 7 días	No realizar ninguna acción y volver a monitorear a los 14 días
Entre 30 y 50	Aplicar un acaricida selectivo y volver a monitorear a los 7 días	No realizar ninguna acción y volver a monitorear a los 7 días
50 o más	Aplicar un acaricida selectivo y volver a monitorear a los 7 días	Aplicar un acaricida selectivo y volver a monitorear a los 7 días

El nivel de daño económico usado en este plan de manejo fue 50 formas móviles (juveniles y adultos) por folíolo, el cual es aceptado en todos los países productores de frutilla. Este plan de manejo fue implementado experimentalmente en 11 lotes comerciales del cinturón hortícola de La Plata durante dos años y se encontró que las aplicaciones fueron requeridas con muy escasa frecuencia. Las densidades de araña permanecieron bajas y similares a las de lotes bajo manejo convencional. La implementación del plan de manejo permitió reducir el uso de acaricidas en un 90 %, en relación al manejo convencional con aplicaciones de acaricidas semanalmente. Además, el monitoreo requiere considerablemente menos tiempo (25 % menos) que el tiempo necesario para aplicar acaricida en un

área del mismo tamaño, que es aproximadamente una hora incluyendo la preparación de la solución y su aplicación (Greco *et al.*, 2011). Si se dispusiera de individuos para realizar una liberación aumentativa, podría utilizarse esta técnica en lugar de la aplicación de un plaguicida químico, en los casos en que la tabla de decisión indicara usar un acaricida. Es decir, que esta técnica de control biológico por conservación, que disminuye la frecuencia de uso de acaricidas para conservar al depredador, podría complementarse con liberaciones aumentativas ocasionales indicadas por el mismo plan de modo de eliminar por completo el control químico para la arañuela roja.

Por otra parte, se conoce que las ninfas de trips y el polen de ciertas plantas, constituyen alimentos alternativos para este depredador, lo cual es importante para favorecer su persistencia en el cultivo o en los alrededores del mismo. Mediante ensayos de laboratorio, Gugole Ottaviano *et al.* (2015) observaron que el polen de *Urtica urens* L. (Rosales: *Urticaceae*), *Lamium amplexicaule* L. (Lamiales: *Lamiaceae*), *Convolvulus arvensis* L. (Solanales: *Convolvulaceae*), *Sonchus oleraceus* L. (Asterales: *Asteraceae*) y *Galega officinalis* L. (Fabales: *Fabaceae*), así como el polen de *F. x ananassa* permitieron el desarrollo de *N. californicus* hasta el estado adulto. La supervivencia fue del 70 al 80 % alimentándose de polen de *S. oleraceus*, *G. officinalis* y *C. arvensis*, entre 80 y 90 % con polen de *U. urens* y *F. x ananassa* y más del 90 % con *T. urticae* y polen de *L. amplexicaule*. Estos resultados y datos de campo permitieron inferir que, en otoño e invierno, *U. urens*, *L. amplexicaule* y *S. oleraceus* podrían promover la persistencia de este depredador cuando la densidad de presas en el cultivo de frutilla es baja ofreciéndole *T. urticae*, trips y polen como alimentos alternativos. En verano, el polen de *C. arvensis* y *G. officinalis*, contribuiría a su persistencia cuando el cultivo está en la etapa final y los recursos son escasos.

La aplicación de polen espolvoreado sobre el cultivo, es una técnica aplicada en el control biológico por conservación de enemigos naturales (Messelink *et al.*, 2014) que se utiliza en Europa. En los últimos años el polen de *Typha angustifolia* L. (Poales: *Typhaceae*) ha comenzado a estar disponible comercialmente por la empresa Biobest como Nutrimite® (Messelink *et al.*, 2014). Recientemente, se ha evaluado el efecto de dicho polen, como alimento alternativo y como suplemento en una dieta a base de *T. urticae*, sobre el desempeño de *N. californicus*. Este polen comercial es un alimento apropiado para el depredador, que le permite desarrollarse

y alcanzar el estado adulto, al igual que reproducirse y dejar descendencia. Sin embargo, como único alimento causa una disminución en el potencial de incremento de la población, en comparación con el alcanzado alimentándose de su presa principal, *T. urticae*. Por otra parte, suplementar con este polen una dieta basada en la arañuela roja, no mejoraría los parámetros poblacionales en comparación al suministro de la presa sola (Pascua, 2019).

Otros conocimientos útiles para el control biológico mediante este agente en planes de manejo integrado, son los relacionados con la compatibilidad entre esta estrategia y otras, tales como el uso de variedades resistentes. En este sentido, el desempeño de *T. urticae* y *N. californicus* fue evaluado sobre distintos cultivares de frutilla (Albión, Aromas, Camarosa, Diamante, Festival, Kp, Sabrosa, Selva, Sweet Charlie y Whitney). Festival fue clasificada como una variedad moderadamente resistente, mientras que Aromas y Kp resultaron ser moderadamente susceptibles. Sin embargo, considerando los efectos positivos y negativos sobre el desempeño de ambas especies, Festival y Albión podrían ser variedades adecuadas en programas de manejo de *T. urticae* que incluyan el control biológico por *N. californicus* (Gugole Ottaviano *et al.*, 2013).

CONTROL BIOLÓGICO DE ÁFIDOS

Los áfidos persisten en relativamente baja densidad gran parte del ciclo del cultivo (Cédola y Greco, 2010; Rabasse *et al.*, 2001) y el daño potencial se debe a la capacidad de transmitir enfermedades virales (Martin y Tzanetakis, 2015; Rabasse *et al.*, 2001; Thompson *et al.*, 2003). Sin embargo, ocasionalmente muestran un incremento en la densidad y provocan daño por la alimentación y por favorecer la producción de fumagina (Rabasse *et al.*, 2001). Los enemigos naturales limitan el crecimiento poblacional de estas especies, por lo cual el control biológico aumentativo mediante parasitoides se utiliza en la producción hortícola en varios países (van Lenteren *et al.*, 2018). Las especies de áfidos registradas en los cultivos de frutilla del cinturón hortícola de La Plata son *Chaetosiphon fragaefolii* (Cockerell), *Aphis gossypii* Glover, *Macrosiphum euphorbiae* Thomas, *Myzus persicae* (Sulzer), *Rhodobium porosum* (Sanderson), *Myzus ornatus* Laing y *Aulacorthum solani* (Kaltenbach) (Hemiptera: Aphididae), siendo las primeras tres especies las más abundantes (Cingolani y Greco, 2018). También, ha sido

registrada *Aphis fabae* Scopoli (Cédola y Greco, 2010). Tres especies de avispas del género *Aphidius* (Hymenoptera: Braconidae) y dos de *Aphelinus* (Hymenoptera: Aphelinidae) fueron encontradas parasitando a *A. gossypii*, *M. euphorbiae* y *M. persicae*, pero no se encontró ningún individuo de *C. fragaefolii* parasitado en ambos estudios. Cabe mencionar que parasitoides secundarios (o hiperparasitoides) de los géneros *Syrphophagus* (Hymenoptera: Encyrtidae) y *Asaphes* (Hymenoptera: Pteromalidae) emergieron de *A. gossypii* sobre frutilla en el cinturón hortícola de La Plata. Por otra parte, el parasitismo de *A. gossypii* sobre las hojas maduras sería marcadamente más alto en invierno y en verano que en las otras estaciones del año, e independiente de la densidad (Cingolani y Greco, 2018). Además, la detección del parasitismo secundario alerta sobre la complejidad de las interacciones existentes en el cultivo y por lo tanto en la necesidad de ampliar los conocimientos al respecto a la hora de implementar programas de control biológico, ya que la existencia de parasitoides secundarios puede afectar la eficacia de los parasitoides primarios, al reducir sus poblaciones. Por ejemplo, la alta fecundidad y longevidad del parasitoide secundario *Asaphes vulgaris* Walker (Hymenoptera: Pteromalidae) explicarían la reducción del impacto del parasitoide primario *Aphidius nigripes* Ashmead (Hymenoptera: Braconidae) sobre *M. euphorbiae* (Brodeur y McNeil, 1994). Los parasitoides secundarios pueden ser obligados o facultativos, y muchos de los obligados son generalistas, atacando una gran variedad de parasitoides primarios especialistas, lo cual tiene un fuerte impacto negativo sobre el control biológico. La mayoría de las especies de pulgones más comunes soportan una amplia variedad de parasitoides primarios y secundarios, y conocer en detalle las interacciones entre ellos es fundamental para optimizar las estrategias de control biológico a utilizar.

Varios depredadores, principalmente coccinélidos, son utilizados en cultivos hortícolas en el mundo como agentes de control biológico aumentativo (Hodek y Evans, 2012; van Lenteren *et al.*, 2018). Estudios sobre la tasa de consumo de tres especies de coccinélidos, *Eriopsis connexa* (Germar), *Cycloneda sanguinea* (L.) y *Coleomegilla quadrifasciata* (Schönherr), así como de *Orius insidiosus* (Say) (Hemiptera: Anthocoridae) sobre áfidos en frutilla demuestran que la depredación de los coccinélidos principalmente, sería importante sobre *C. fragaefolii* aunque de menor intensidad que sobre otras especies en este cultivo como *A. gossypii* (Francesena *et al.*, 2019). Las

interacciones entre dos de estos depredadores han sido estudiadas en condiciones de laboratorio (Rocca *et al.*, 2017, 2019) y se encontró que la depredación intragremio fue bidireccional y asimétrica. Los adultos y las larvas de *E. connexa* fueron depredadores intragremio de *C. sanguinea* más voraces que viceversa, siendo la primera especie una fuerte competidora por interferencia, mientras que la segunda lo es por explotación, consumiendo una mayor cantidad de áfidos. Esto debe ser considerado en planes de control biológico aumentativo por coccinélidos en frutilla, ya que la liberación de más de un agente puede tener efectos positivos, negativos o neutros sobre el control biológico (Rosenheim y Harmon, 2006), dependiendo de la intensidad relativa de las interacciones.

CONTROL BIOLÓGICO DE TRIPS

En el caso de los trips, entre los principales enemigos naturales se encuentran *O. insidiosus* y otros depredadores del mismo género, utilizados como agentes de control biológico en numerosos países en varios cultivos (van Lenteren, 2012). En frutilla se realizan liberaciones aumentativas particularmente en Europa (Coll *et al.*, 2007; Frescata y Mexia, 1996). En la Argentina *O. insidiosus* está presente en los cultivos hortícolas y puede considerarse un buen agente de control (Lefebvre *et al.*, 2013; Saini *et al.*, 2003). Nuñez Naranjo *et al.* (2013a) encontraron que la especie de trips más frecuente en frutilla del cinturón hortícola de La Plata fue *Frankliniella occidentalis* Pergande (78 %), seguida de *F. schulzei* Trybom y *Thrips tabaci* Lindeman (Thysanoptera: Thripidae). *O. insidiosus* consume en frutilla alrededor de 19 adultos y 21 ninfas de *F. occidentalis* por día. Por otra parte, es también un depredador importante de arañuelas (Nuñez Naranjo *et al.*, 2013a) por su conocida condición de depredador generalista.

La interacción entre *O. insidiosus* y su presa principal, *F. occidentalis*, ocurre en las flores, que también le proporcionan polen como alimento alternativo. Sin embargo, cuando la presa principal es escasa este depredador podría encontrar en las hojas a su presa alternativa, *T. urticae*, cuyo consumo le permitiría persistir en el sistema. En un estudio realizado a nivel de planta en laboratorio, Alonso *et al.* (2019) observaron que la permanencia de las hembras del depredador en hojas y flores, y su dispersión dentro de la planta de frutilla dependen de la presencia de ambas presas, especialmente de su presa principal. Cuando *F. occidentalis* está

presente en las flores, las hembras suelen permanecer más tiempo en ellas, sin visitar otras estructuras vegetales, por lo que la dispersión dentro de la planta es baja. Cuando solo está presente su presa alternativa, las hembras permanecen más en las hojas, aunque también visitan las flores, y en ausencia de ambas presas se encuentran mayoritariamente en las flores, debido a la disponibilidad de polen. La depredación sobre presas alternativas y el consumo de polen favorecerían la persistencia poblacional del depredador en el cultivo de frutilla cuando la presa principal está ausente o cuando su densidad es muy baja. Para diseñar liberaciones aumentativas efectivas es necesario conocer el efecto de la disponibilidad de presas de modo de evitar su rápida dispersión hacia afuera del cultivo.

Lefebvre *et al.* (2013) realizaron liberaciones aumentativas en Tucumán y encontraron que *O. insidiosus* ejerció mayor control sobre la población de *F. schultzei* (que fue la especie de trips más abundante), que sobre *F. occidentalis*. El depredador se estableció en el cultivo en espacio y en tiempo y se constató su presencia aun dos meses después, en sectores alejados del lote donde originalmente fue liberado.

Un experimento de laboratorio indicó que la depredación intragremio de *O. insidiosus* sobre *N. californicus*, principal depredador de la arañuela roja, fue baja (1,1 adultos, 1,15 ninfas y 0,3 huevos por día), y a escala de planta la acción de *O. insidiosus* no afectó la acción de *N. californicus* para la reducción de la tasa de crecimiento de *T. urticae*, sugiriendo que el control biológico de trips por *O. insidiosus* sería compatible con el de *T. urticae* por *N. californicus*, ya que la depredación intragremio no lo afectaría negativamente (Nuñez Naranjo *et al.*, 2013b). La intensidad de la depredación intragremio de *O. insidiosus* sobre *N. californicus* sería mayor con polen de *T. angustifolia* que en ausencia de este polen. Probablemente, *N. californicus* se concentre alrededor de este polen para alimentarse del mismo, facilitando la actividad de búsqueda, ataque y depredación por parte de *O. insidiosus* (Pascua, 2019).

Por otra parte, las hembras de *Orius insidiosus* presentan un hábito de oviposición de tipo endofítica insertando sus huevos por debajo de la epidermis del tejido vegetal. De esta manera, la oviposición depende tanto de la especie de planta, como de la calidad y variación de los tejidos de la misma (Lundgren *et al.*, 2008; Seagraves y Lundgren, 2010), manifestando preferencias por determinadas plantas y determinados sitios dentro de ellas para oviponer (Lundgren y Fergen,

2006; Richards y Schmidt, 1996). Pascua *et al.* (2019) encontraron que, en las plantas de frutilla con flor, el cáliz y el pecíolo floral recibieron un mayor número de huevos respecto de las estructuras vegetativas. Este resultado podría ser interpretado en el marco de la Teoría de la oviposición óptima, la cual predice una relación positiva entre la preferencia de la hembra por una especie de planta, o sitio dentro la planta, para la oviposición y el desempeño de su descendencia (Thompson, 1988; Vankosky y van Laerhoven, 2017).

El control biológico mediante liberaciones aumentativas o por conservación de enemigos naturales nativos o establecidos, tiene un gran potencial en la Argentina. Existe una base de conocimientos locales sobre biología, ecología y comportamiento de las plagas y de sus depredadores y parasitoides, que pueden ser utilizados en programas de Control Biológico y Manejo Integrado de Plagas del cultivo de frutilla en la Argentina.

BIBLIOGRAFÍA

- Alonso, M., Guisoni, N.C. & Greco, N.M. (2019). Dispersión de *Orius insidiosus*, principal depredador de trips, en función de los recursos alimenticios disponibles en el cultivo de frutilla. I Congreso Argentino de Agroecología. 18-20/09/2019. Mendoza, Argentina.
- Brodeur, J. & McNeil, J.N. (1994). Life history of the aphid hyperparasitoid *Asaphes vulgaris* Walker (Pteromalidae): possible consequences on the efficacy of the primary parasitoid *Aphidius nigripes* Ashmead (Aphidiidae). *Canadian Entomologist*, 126(6), 1493-1497.
- Cédola, C.V. & Greco, N.M. (2010). Presence of the aphid, *Chaetosiphon fragaefolli*, on strawberry in Argentina. *Journal of Insect Science*, 10(9), 1-9.
- Cingolani, M.F. & Greco, N.M. (2018). Spatio-temporal variation of strawberry aphid populations and their parasitoids. *Applied Entomology and Zoology*, 53(2), 205-214.
- Coll, M., Shakya, S., Shouster, I., Nenner, Y. & Steinberg, S. (2007). Decision-making tools for *Frankliniella occidentalis* management in strawberry: consideration of target markets. *Entomol. Exp. Appl.*, 122(1), 59-67.
- de Moraes, G., McMurtry, J., Denmark, H. & Campos, C. (2004). A revised catalog of the mite family Phytoseiidae. *Zootaxa*, 434(1), 1-494.
- Francesena, N., Rocca, M., Rizzo, E., Arneodo, J.D. & Greco, N.M. (2019). Potential of predatory Neotropical ladybirds and minute pirate bug for biological control of strawberry aphid. *Annals of the Brazilian Academy of Sciences*. En prensa.
- Fraulo, A. & Liburd, O. (2007). Biological control of twospotted spider mite, *Tetranychus urticae*, with predatory mite, *Neoseiulus californicus*, in strawberries. *Experimental and Applied Acarology*, 43(2), 109-119.
- Frescata, C. & Mexia, A. (1996). Biological control of thrips by *Orius laevigatus* (Heteroptera: Anthocoridae) in organically-grown strawberries. *Biological Agriculture and Horticulture*, 13(2), 141-148.
- García-Marí, F. & González-Zamora, J.E. (1999). Biological control of *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae) with naturally occurring predators in strawberry plantings in Valencia, Spain. *Experimental and Applied Acarology*, 23(6), 487-495.
- Greco, N.M., Liljeström, G.G. & Sánchez, N.E. (1999). Spatial distribution and coincidence of *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae) and the predator *Neoseiulus californicus* (Acari: Phytoseiidae) on strawberry. *Experimental and Applied Acarology*, 23(7), 567-580.
- Greco, N.M., Liljeström, G.G., Cédola, C.V. & Roggiero, M.F. (2006). Effect of prey deprivation on survival and reproduction of *Neoseiulus californicus* (acari: phytoseiidae) females. *Acarologia*, 46(1-2), 13-19.
- Greco, N.M., Liljeström, G.G., Gugole Ottaviano, M.F., Cluigt, N., Cingolani, M.F., Zembo, J.C. & Sánchez, N.E. (2011). Pest management plan for *Tetranychus urticae* based on the natural occurrence of *Neoseiulus californicus* (Acari: Tetranychidae, Phytoseiidae) in strawberry. *International Journal of Pest Management*, 57(4), 299-308.

- Greco, N.M., Sánchez, N.E. & Liljesthröm, G.G. (2005). *Neoseiulus californicus* (Acari: Phytoseiidae) as a potential control agent of *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae): effect of pest/predator ratio on the pest abundance on strawberry. *Experimental and Applied Acarology*, 37(1-2), 57-66.
- Greco, N.M., Tetzlaff, G.T. & Liljesthröm, G.G. (2004). Presence-absence sampling for *Tetranychus urticae* and its predator *Neoseiulus californicus* (Acari: Tetranychidae, Phytoseiidae) on strawberries in La Plata, Argentina. *International Journal of Pest Management*, 50, 23-27.
- Gugole Ottaviano, M.F., Alonso, M., Cédola, C.V., Pascua, M.S., Roggiero, M.F. & Greco, N.M. (2018). Overwintering of the Argentine strain of *Neoseiulus californicus* (Acari: Phytoseiidae). *Experimental and Applied Acarology*, 76(3), 311-323.
- Gugole Ottaviano, M.F., Cédola, C.V., Sánchez, N.E. & Greco, N.M. (2015). Conservation biological control in strawberry: effect of different pollen on development, survival and reproduction of *Neoseiulus californicus* (Acari: Phytoseiidae). *Experimental and Applied Acarology*, 67(4), 507-521.
- Gugole Ottaviano, M.F., Sánchez, N.E., Roggiero, M.F. & Greco, N.M. (2013). Performance of *Tetranychus urticae* and *Neoseiulus californicus* on several strawberry cultivars. Effect of glandular and non-glandular trichomes. *Arthropod-Plant Interactions*, 7(5), 547-554.
- Hodek, I. & Evans, E.W. (2012). Food relationships. In: Hodek, I., van Emden, H. & Honek, A. (Eds.), *Ecology and behaviour of the ladybird beetles* (pp. 141-274). Oxford, UK: Wiley-Blackwell.
- Jolly, R. (2000). The predatory mite *Neoseiulus californicus*: its potential as a biological control agent for the fruit tree spider, *Panonychus ulmi*. The BCPC Conference at Brighton, Pest and Diseases 1. (pp. 487-490). 13-16/11/2000. Brighton, UK.
- Lefebvre, M., Reguilón, C. & Kirschbaum, D. (2013). Evaluación del efecto de la liberación de *Orius insidiosus* (Hemiptera: Anthocoridae), como agente de control biológico de trips en el cultivo de frutilla. *Revista de Investigaciones Agropecuarias*, 39(3), 273-280.
- Lemos, F., Almeida Sarmiento, R., Pallini, A., Días, R., Sabelis, M. & Janssen, A. (2010). Spider mite web mediates anti-predator behaviour. *Experimental and Applied Acarology*, 52(1), 1-10.
- Lundgren, J.G. & Fergen, J.K. (2006). The oviposition behavior of the predator *Orius insidiosus*: acceptability and preference for different plants. *BioControl*, 51(2), 217-227.
- Lundgren, J.G., Fergen, J.K. & Riedell, W.E. (2008). The influence of plant anatomy on oviposition and reproductive success of the omnivorous bug *Orius insidiosus*. *Animal Behavior*, 75(4), 1495-1502.
- Martin, R.R. & Tzanetakis, I.E. (2015). Control of virus diseases of berry crops. *Advances in Virus Research*, 91, 271-309.
- Messelink, G.J., Bennison, J., Alomar, O., Ingegno, B.L., Tavella, L., Shipp, L., Palevsky, E. & Wäckers, F.L. (2014). Approaches to conserving natural enemy populations in greenhouse crops: current methods and future prospects. *BioControl*, 59(4), 377-393.
- Molina, N., Gimenez, L. & Richieri, C. (2007). Economía del sector hortícola de corrientes. Producción frutillera regional y su relación con la oferta nacional y del Mercosur. Publicación técnica 22. Bella Vista, Argentina: EEA Bella Vista INTA.

- Myers, L. (2004). *Sap beetles of Florida, Nitidulidae (Insecta: Coleoptera: Nitidulidae)*. Entomology and Nematology department, Florida cooperative extension service, institute of food and agricultural sciences, University of Florida. EENY256.
- Nuñez Naranjo, D., Rocca, M., Luna, M.G., Pascua, M. & Greco, N.M. (2013a). Depredación de *Orius insidiosus* (Heteróptera: Anthocoridae) sobre las principales plagas de frutilla, en condiciones de laboratorio. XXXVI Congreso Argentino de Horticultura. 23-26/09/2013. Tucumán, Argentina.
- Nuñez Naranjo, D., Rocca, M., Luna, M.G., Alonso, M. & Greco, N.M. (2013b). Evaluación preliminar de la depredación intragremio entre enemigos naturales en el cultivo de frutilla. XXXVI Congreso Argentino de Horticultura. 23-26/09/2013. Tucumán, Argentina.
- Palevsky, E., Walzer, A., Gal, S. & Schausberger, P. (2008). Evaluation of dry-adapted strains of the predatory mite *Neoseiulus californicus* for spider mite control on cucumber, strawberry and pepper. *Experimental and Applied Acarology*, 45(1-2), 15-27.
- Pascua, M.S. (2019). Manejo Integrado de la plaga *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae) en cultivos de frutilla del Cinturón Hortícola Platense (Tesis Doctoral). Facultad de Ciencias Naturales y Museo, Universidad Nacional de La Plata, La Plata, Buenos Aires, Argentina.
- Pascua, M.S., Rocca, M., De Clercq, P. & Greco N.M. (2019). Host Plant Use for Oviposition by the Insidiosus Flower Bug (Hemiptera: Anthocoridae). *Journal of Economical Entomology*, 112(1), 219-225.
- Rabasse, J.M., Trouvé, C., Geria, A.M. & Quignou, A. (2001). Aphid pests of strawberry crops and their parasitoids in France. *Meded Rijksuniv Gent Fak Landbouwkd Toegep Biol Wet*, 66(2a), 293-301.
- Richards, P.C. & Schmidt, J.M. (1996). The suitability of some natural and artificial substrates as oviposition sites for the flower bug, *Orius insidiosus*. *Entomol. Exp. Appl.*, 80(2), 325-333.
- Rocca, M., Rizzo, E. & Greco, N.M. (2019). Larval interactions between two aphidophagous coccinellids in sweet pepper. *Annals of the Brazilian Academy of Science*, en prensa.
- Rocca, M., Rizzo, E., Greco, N.M. & Sánchez, N.E. (2017). Intra and interspecific interactions between aphidophagous ladybirds: the role of prey on predators coexistence. *Entomol. Exp. Appl.*, 162(3), 284-292.
- Rosenheim, J. & Harmon, J. (2006). The influence of intraguild predation on the suppression of a shared prey population: an empirical reassessment. In: Brodeur, J. & Boivin, G. (Eds.), *Trophic and Guild Interactions in Biological Control* (pp. 1-20). Dordrecht, Holanda: Springer.
- Saini, E.D., Cervantes, V. & Alvarado, L. (2003). Efecto de la dieta, temperatura y hacinamiento, sobre la fecundidad, fertilidad y longevidad de *Orius insidiosus* (Say) (Heteroptera Anthocoridae). *Revista de Investigaciones Agropecuarias*, 32(2), 21-32.
- Sances, F.V., Toscano, N.C., Oatman, E.R., Lapré, L.F., Johnson, M.W. & Voth, V. (1982). Reductions in Plant Processes by *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae) Feeding on Strawberry. *Environmental Entomology*, 11(3), 733-737.
- Seagraves, M.P. & Lundgren, J.G. (2010). Oviposition response by *Orius insidiosus* (Hemiptera: Anthocoridae) to plant quality and prey availability. *Biological Control*, 55(3), 174-177.
- Servicio Nacional Argentino de Vigilancia y Monitoreo de Plagas (SINAVIMO). (2019). Recuperado de <https://www.sinavimo.gov.ar/plaga/tetranychus-urticae>

- Servicio Nacional de Sanidad y Calidad Agroalimentaria (SENASA). (2019). Listado de agentes de control biológico y organismos benéficos evaluados. Recuperado de <http://www.senasa.gov.ar/cadena-vegetal/forrajes/produccion-primaria/control-biologico/listado-de-agentes-evaluados>.
- Stumpf, N. & Nauen, R. (2002). Biochemical markers linked to abamectin resistance in *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae). *Pesticide and Biochemistry and Physiology*, 72(2), 111-121.
- Thompson, J.N. (1988). Evolutionary ecology of the relationship between oviposition preference and performance of offspring in phytophagous insects. *Entomol. Exp. Appl.*, 47(1), 3-14.
- Thompson, J.R., Wetzell, S., Klerks, M.M., Vašková, D., Schoen, D.S., Špak, J. & Jelkmann, W. (2003). Multiplex RT-PCR detection of four aphid-borne strawberry viruses in *Fragaria* spp. in combination with a plant mRNA specific internal control. *Journal of Virological Methods*, 111(2), 85-93.
- Toyoshima, S. & Hinomoto, N. (2004). Intraspecific variation of reproductive characteristics of *Amblyseius californicus* (McGregor) (Acari: Phytoseiidae). *Applied Entomology and Zoology*, 39(3), 351-355.
- van Lenteren, J. (2012). The state of commercial augmentative biological control: plenty of natural enemies, but a frustrating lack of uptake. *BioControl*, 57(1), 1-20.
- van Lenteren, J.C., Bolckmans, K., Köhl, J., Ravensberg, W.J. & Urbaneja, A. (2018). Biological control using invertebrates and microorganisms: plenty of new opportunities. *BioControl*, 63(1), 39-59.
- Vankosky, M.A. & van Laerhoven, S.L. (2017). Does host plant quality affect the oviposition decisions of an omnivore? *Insect Science*, 24(3), 491-502.
- Villegas-Elizalde, S., Rodríguez-Maciel, J., Anaya-Rosales, S., Sánchez-Arroyo, H., Hernández-Morales, J. & Bujanos-Muñiz, R. (2010). Resistencia a acaricidas en *Tetranychus urticae* (Koch) asociado al cultivo de fresa en Zamora, Michoacán. México. *Agrociencia*, 44, 75-81.
- Walsh, D., Zalom, F.G., Shaw, C.V. & Larson, K.D. (2002). Yield reduction caused by twospotted spider mite feeding in an advanced-cycle strawberry breeding population. *Journal of American Society HortScience*, 127(2), 230-237.
- Zhang, Z.Q. (2003). *Mites of Greenhouses. Identification, Biology and Control*. 245 p. Oxfordshire, Reino Unido: CABI Publishing.

CAPÍTULO 20

CONTROL BIOLÓGICO EN TOMATE

Polack, L. A.

ASPECTOS GENERALES

El tomate, *Solanum lycopersicum* L. (*Solanaceae*), es originario de los Andes peruanos y fue domesticado en México. Dentro de este cultivo pueden distinguirse dos productos: el de tomate para industria, en el que se utilizan variedades de tipo perita y se produce en forma más extensiva con menor uso de mano de obra, y el de tomate para consumo fresco, para el que se utilizan principalmente variedades de tipo redondo, con un uso intensivo de mano de obra. Es una de las principales hortalizas en la Argentina, tanto por su consumo de 34 kg por persona por año (Argerich, *comunicación personal*), por el valor económico de la producción, como por la superficie dedicada al cultivo, con 5.500 ha de tomate industrial y 12.500 ha de tomate fresco (Argerich, *comunicación personal*). A fines de la década del '80, con el avance del uso de los invernáculos, el tomate se convirtió en el principal cultivo producido bajo este sistema. Actualmente se estima que la superficie de tomate en la principal zona productora, el Cinturón Hortícola de La Plata y Gran Buenos Aires es de alrededor de 2.200 ha con una producción de 200.000 tn (Argerich, *comunicación personal*). Las variedades de tomate que se producen bajo invernáculo son el redondo estructural, redondo larga vida, perita, cherry y en rama o racimo.

El cultivo de tomate bajo invernadero ha sido por su importancia en la Argentina el foco de atención para encarar un manejo alternativo al paradigma productivo de la década de los '80 y '90 (ver Introducción). Los esfuerzos iniciales estuvieron puestos en la reducción de la frecuencia de aplicaciones de plaguicidas y el uso de aquellos con menor impacto ambiental como forma de mitigar las consecuencias más críticas del uso excesivo del control químico. Las recomendaciones incluyeron medidas de saneamiento para eliminar rápidamente los restos de cultivos, el uso del monitoreo como herramienta de diagnóstico, la utilización de umbrales de acción para las principales plagas y un más acotado

listado de principios activos a aplicar cuando se superase dicho umbral. Solo con estas pautas de manejo, se logró un significativo cambio evidenciado en una muy sensible reducción del número de aplicaciones. Parte de la reducción se ha logrado al evitar aplicaciones innecesarias, pero tanto la reducción de las aplicaciones como el uso de plaguicidas selectivos contribuye a favorecer la expresión del control biológico espontáneo que ha demostrado ser un importante recurso en el cultivo de tomate.

En una experiencia realizada en un cultivo de tomate cherry bajo invernáculo con el objeto de evaluar un sistema de MIP fueron necesarias solamente dos aplicaciones cerca del inicio del ensayo, efectuadas con un intervalo de tres semanas, para mantener a las plagas por debajo del nivel de daño económico. En particular, la atención estuvo puesta en la polilla del tomate, *Tuta absoluta* (Meyrick) para la que se había definido un criterio de monitoreo a través del recuento de foliolos con daño fresco por planta. En los 60 días posteriores a la última aplicación, los niveles de las larvas se mantuvieron por debajo del umbral de acción. Incluso en las parcelas testigo donde no se realizaron aplicaciones de plaguicidas. En el tramo final del cultivo la población se mantuvo por debajo del umbral lo que se explica por el aumento de parasitismo (Polack y Brambilla, 2000).

En contraposición a estos resultados experimentales alentadores, la propuesta inicial de un manejo basado en el uso racional de plaguicidas tuvo una gran resistencia por parte de asesores técnicos y productores fundada en la creencia de que era imposible producir con niveles aceptables de rentabilidad, sin una estrategia basada en una alta frecuencia (semanal o aún mayor) de aplicación de plaguicidas. Este manejo no solo fue ineficiente y poco efectivo, sino que además terminó agravando el problema que se pretendía resolver. Se exacerbaron los problemas de resistencia a los plaguicidas y se destruyeron los mecanismos de control natural de plagas por la eliminación de los enemigos naturales. La consecuencia fue un crecimiento incontrolable de las poblaciones de plagas.

En la década del '90, la plaga clave a controlar era la polilla del tomate y la primera crisis en el manejo de plagas en tomate ocurrió a mediados de esa década con el ingreso del trips de las flores, *Frankliniella occidentalis* (Pergande). Los efectos de esta plaga fueron rápidamente atenuados en este cultivo con la introducción de cultivares con resistencia a tospovirus. Pero el punto de inflexión donde el paradigma del manejo tradicional entró en crisis fue cuando el biotipo B

de la especie de mosca blanca *Bemisia tabaci* (Gennadius) ingresó al Cinturón Hortícola Platense (Polack *et al.*, 2005). Rápidamente quedaron en evidencia las serias limitaciones del control químico para realizar un control satisfactorio sobre esta plaga. Esta crisis dio lugar a la oportunidad de considerar alternativas al control químico antes menospreciadas. Algunos productores comenzaron a adoptar el monitoreo de plagas como una herramienta de uso cotidiano y el control biológico dejó de ser visto como una utopía lejana.

Como se mencionó anteriormente, un factor clave fue la reducción de las aplicaciones de plaguicidas a las estrictamente necesarias. El otro factor importante fue la cuidadosa elección de plaguicidas. Sin la disponibilidad de plaguicidas compatibles, el control biológico no es viable. El efecto positivo de esta elección cuidadosa de plaguicidas quedó en evidencia en un ensayo realizado en un predio comercial donde se compararon dos manejos contrastantes de aplicaciones: 1- *selectivo*, con el uso de umbrales de acción sobre la base del monitoreo de plagas y la restricción de los principios activos utilizando solo aquellos compatibles con el control biológico, y 2- *convencional*, con aplicaciones por calendario o con escaso nivel de diagnóstico sobre la base del criterio del productor sin restricción de plaguicidas). Este último tuvo un nivel significativamente mayor de adultos de mosca blanca respecto al tratamiento *selectivo*. Paralelamente se observó una diferencia significativa del nivel de parasitismo de mosca blanca por *Eretmocerus* sp. a favor del tratamiento *selectivo* (48 %) respecto del tratamiento *convencional* (11 %) (Dos Santos Domingues *et al.*, 2010). Algunos insumos compatibles pueden contribuir e incentivar el desarrollo de un ambiente adecuado para que se exprese el control biológico. Un ejemplo es el uso de polinizadores para mejorar los niveles de cuaje y la calidad de fruto en reemplazo de la hormona sintética. Ya se comercializan en la Argentina colmenas del abejorro *Bombus atratus* Franklin (Figura 1). La necesidad de proteger a los abejorros también incentiva la adopción del Manejo Integrado de Plagas (MIP).

En resumen, para llevar un exitoso MIP sobre la base del control biológico es necesario 1- contar con un sistema de diagnóstico confiable que reduzca las aplicaciones a las mínimas indispensables, y 2- un conjunto de insumos y técnicas (plaguicidas principalmente) compatibles que conserve y mejor aún, incremente la capacidad de acción de los enemigos naturales, tanto liberados como de aparición

espontánea. Las pautas básicas para realizar el monitoreo de plagas en tomate propuestas por Polack y Mitidieri (2005) consisten en revisar dos plantas por cada 100 m² de cultivo. No se deben observar menos de 10 plantas en superficies inferiores a los 500 m². Un 40 % de las observaciones debería cubrir los bordes del cultivo. Estos monitoreos deberán complementarse con observaciones de todo el invernáculo para detección y mapeo de virosis y focos de distintas plagas como arañuela roja y ácaro del bronceado.

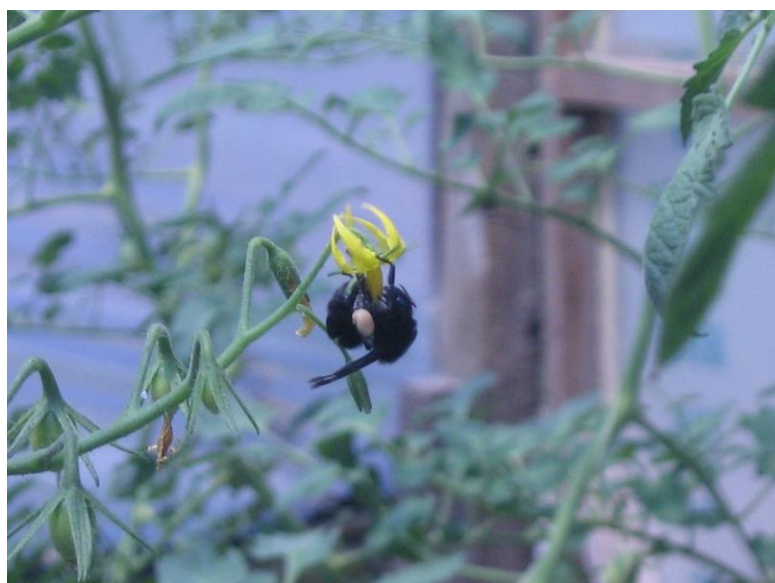


Figura 1. *Bombus atratus*, abejorro polinizador que puede facilitar la adopción del control biológico.

MANEJO DE LAS PRINCIPALES PLAGAS

A continuación, se describen las principales pautas y herramientas disponibles de control biológico para las principales plagas de este cultivo.

Polilla del tomate

Polack y Mitidieri (2005) proponen monitorear esta plaga revisando distintas porciones de la planta de acuerdo a su tamaño (entera hasta que esta supere el metro de altura, el metro de la parte superior entre 1,00 m y 1,70 m de altura y el metro del tercio medio cuando la planta supere 1,70 m). Se cuenta en esa porción de la planta el número de folíolos con daño fresco (FDFr), es decir, folíolos

con galerías con larva/s viva/s. El umbral de daño orientativo es de 2 FDFr por planta. El enemigo natural clave para esta plaga por su abundancia y capacidad de control es el microhimenóptero *Pseudapanteles dignus* (Muesebeck) (Ver Capítulo 16). Se han observado niveles de parasitismo superiores al 70 % en cultivos sin o con muy pocas aplicaciones de plaguicidas selectivos. La presencia de plantas con propiedades insectarias como el hinojo, el coriandro, la cerraja y la caléndula favorece el parasitismo con diferencias significativas respecto al testigo sin la presencia de estas plantas acompañantes (Polack, 2008). Dentro de los plaguicidas biológicos, algunos formulados de *Bacillus thuringiensis* var *kurstaki* (Bt) mostraron una alta efectividad para el control de larvas de *Tuta absoluta* y la combinación de Bt con el parasitismo de *P. dignus* permitió alcanzar altos niveles de control al punto de no necesitarse aplicaciones adicionales en la última parte del cultivo (Polack y Brambilla, 2000). Se ha podido comprobar la acción complementaria que puede tener *Tupiocoris cucurbitaceus* (Spinola) en el control de *T. absoluta* tanto en laboratorio depredando sus huevos y larvas (López *et al.*, 2012; Cagnotti *et al.*, 2016) como en ensayos de campo (Polack *et al.*, 2017) donde se observó menor daño fresco en función de la presencia de *T. cucurbitaceus*. Estos resultados son coherentes con experiencias europeas en donde los míridos locales, *Nesidiocoris tenuis* (Reuter) y *Macrolophus pygmaeus* Rambur son utilizados como agentes de control de esta plaga (Urbaneja *et al.*, 2008).

Una técnica de control compatible con el control biológico es el trampeo masivo con trampas cebadas con la feromona sintética de la polilla del tomate (Cáceres *et al.*, 2019).

Otros lepidópteros

Son considerados plagas secundarias que en un esquema de sensible reducción de plaguicidas pueden requerir de alguna intervención por el daño directo al fruto. Se debería prestar significativa atención a la evolución en la Argentina de la especie *Helicoverpa armígera* (Hübner), cuya primera detección data de 2013 (Murúa *et al.*, 2014). Las otras especies citadas en el cultivo son *Protoparce (Manduca) sexta paphus* (Cramer) “marandová de las solanáceas”, *Heliothis* spp., *Pseudaletia adultera* Schaus, entre otras (Urretabizkaya *et al.*,

2010). Las recomendaciones para su control son el uso de plaguicidas compatibles, en particular, formulados de *Bt* (Ver Capítulo 8).

Moscas blancas

Para el muestreo de esta plaga Polack y Mitidieri (2005) proponen el conteo del número de adultos en el envés de las dos hojas superiores y el número de ninfas en dos folíolos elegidos al azar de la 5ª o 6ª hoja completamente desarrollada desde el ápice. Se debe discriminar entre las dos posibles especies de mosca blanca, *Trialeurodes vaporariorum* Westwood y *B. tabaci*. Si solo se identifica la presencia de *T. vaporariorum*, los umbrales sugeridos son de 10 adultos por hoja y 8 ninfas por folíolo. En el caso de identificarse *B. tabaci*, los umbrales se reducen a la mitad.

El enemigo natural clave para el control de moscas blancas en invernadero es el mírido *T. cucurbitaceus*. Se observaron en condiciones de aparición espontánea buenos niveles de control cuando se logró una instalación temprana del mírido (Polack *et al.*, 2017). Pero también se observó que esta aparición es errática y puede variar de año a año, incluso en el mismo predio. Por lo tanto, la cría y liberación puede ser la alternativa que asegure su instalación en el cultivo. Se ha podido observar a lo largo de experiencias realizadas durante varias temporadas sucesivas que la abundancia de moscas blancas fue inferior en las parcelas o cultivos con liberación respecto a los testigos sin liberación (Polack *et al.*, 2012, 2013, 2014) que en algunos casos recibieron, incluso, un mayor número de aplicaciones de plaguicidas. Los resultados fueron similares tanto cuando predominó *T. vaporariorum* como cuando predominó *B. tabaci*, lo cual evidencia la capacidad de *T. cucurbitaceus* para controlar a cualquiera de las dos especies (Polack *et al.*, 2017). Es destacable que *T. cucurbitaceus* está adaptado a la pilosidad del tomate lo que constituye incluso una ventaja competitiva para desarrollarse en nichos adversos a otros depredadores.

Como el ciclo de esta especie es relativamente largo y su multiplicación, en consecuencia, lenta, es clave lograr un adelantamiento de su instalación. El principal problema para lograr este adelantamiento es la disponibilidad de presa suficiente para cubrir los requerimientos de los adultos liberados. La suplementación alimentaria con huevos estériles de la polilla de la harina *Ephesia kuehniella*

Zeller fue la manera práctica de solucionar este problema. Como técnica de adelantamiento se han evaluado dos alternativas. La inoculación en almácigo es una buena opción, pero requiere de plantas más grandes para facilitar la oviposición de *T. cucurbitáceus* lo que está fuera del estándar de la producción habitual de las plantineras. La otra alternativa es la concentración de las liberaciones en grupos de plantas banco donde se suplementa con huevos de *E. kuehniella* durante el tiempo que no haya cantidad suficiente de presas. Una combinación de estas dos alternativas, inoculación en almácigo de un grupo de plantas más grandes (10 % de las plantas totales) y su ubicación en grupos dentro del invernadero para ser suplementadas podría ser un método más eficiente a evaluar en el futuro.

El régimen de alimentación zoofitófago que caracteriza a los míridos requiere evaluar un eventual efecto negativo sobre el cultivo. En el caso de las especies europeas, cuando hay baja disponibilidad de presa la fitofagia puede provocar pequeñas manchas, cicatrices, deformaciones o picaduras en el fruto (en el caso de *Dyciphus tamaninii* Wagner y *Dyciphus hesperus* Knight) y anillos necróticos en tallos, pecíolos y pedúnculo de la flor (en el caso de *Nesidiocoris tenuis*) (Castañé *et al.*, 2011). En el caso de *Macrolophus pygmaeus* y *Macrolophus caliginosus* Wagner se observaron marcas de alimentación en órganos vegetativos y frutos, pero con mucha menor frecuencia y severidad respecto a las otras especies (Castañé *et al.*, 2011). En las experiencias y monitoreos realizados con presencia de *T. cucurbitaceus* no se han observado daños en el cultivo atribuibles al mírido. Estas observaciones no son concluyentes, pero hacen pensar en un comportamiento más parecido a las especies de *Macrolophus* que a los otros míridos mencionados.

La actividad fitófaga de los míridos, en tanto tenga un bajo riesgo de provocar daño en el cultivo, puede tener un beneficio adicional. La fitofagia activa procesos metabólicos que, por un lado, inducen resistencia en el cultivo haciéndolo menos atractivo a plagas como *B. tabaci* (Pérez-Hedo *et al.*, 2015) y *Tetranychus urticae* Koch (Pappas *et al.*, 2016) y, por otro lado, activan procesos metabólicos que atraen enemigos naturales al cultivo como el parasitoides *Encarsia formosa* Gahan (Pérez-Hedo *et al.*, 2015).

Con respecto a los parasitoides, de acuerdo a las observaciones realizadas en numerosas experiencias de monitoreo en el área del Gran Buenos Aires, *Eretmocerus* sp. cercana a *E. corni* Haldeman (Ver Capítulo 14) es el principal

parasitoide de aparición espontánea. Por los niveles de parasitismo medidos, esta especie no alcanzaría por sí sola para realizar un efectivo control sin el requerimiento de aplicaciones adicionales (Dos Santos Domingues *et al.*, 2010) pero pueden funcionar como un complemento valioso para la acción de *T. cucurbitaceus*. *E. formosa* se encuentra también como parasitoide espontáneo pero su presencia es mucho menor respecto a *Eretmocerus* sp. cercana a *E. corni*. La posible explicación para su baja instalación son las altas temperaturas de los cultivos bajo invernadero fuera de su rango óptimo mientras que especies del género *Eretmocerus* se comportan mejor a altas temperaturas (Qiu *et al.*, 2004).

Trips (*Frankliniella occidentalis* y *Frankliniella schultzei*)

Las recomendaciones de monitoreo de Polack y Mitidieri (2005) para los trips consisten en registrar el número de folíolos con daño, el número de adultos en el haz de esos folíolos y el número de ninfas en el envés. Se revisa la misma porción de la planta donde se monitorea a la polilla del tomate.

Dentro del complejo de especies de trips, las observaciones realizadas periódicamente en monitoreos en el Cinturón Hortícola de La Plata señalan que *Frankliniella schultzei* (Trybom) es la especie más frecuente. *F. schultzei* tiene menor capacidad reproductiva y efectividad para transmitir tospovirus que *F. occidentalis*. A partir del uso generalizado de cultivares resistentes a esta virosis, los problemas de trips han pasado a ser secundarios. Además, en tomate, el periodo crítico donde puede haber una alta transmisión de virosis está acotado a las primeras semanas posteriores al trasplante. De todas maneras, se recomienda monitorearlos y mantenerlos en bajos niveles poblacionales para evitar quiebres de la resistencia del cultivo. Uno de los problemas a resolver es la falta de productos que sean efectivos y específicos. No se cuenta hasta el momento con alternativas de control biológico para las especies de trips en tomate. Los depredadores son escasos en este cultivo y esta dificultad para instalarse está asociada a la presencia de tricomas glandulares (Cédola, 2004) que dificultan la movilidad y hasta pueden dañar el tegumento interno de algunos depredadores como los coccinélidos (Rott y Ponsonby, 2000). Una alternativa viable poco explorada aún para los trips en la Argentina es la de plaguicidas biológicos sobre la base de entomopatógenos.

Arañuela Roja

La recomendación para el manejo de los ácaros está asociada a su disposición generalmente agregada (en focos) dentro del cultivo. Mientras el ataque esté circunscripto a un número bajo de focos (3 cada 1.000 m² de cultivo) se recomienda usar tratamientos localizados (Polack y Mitidieri, 2005). Las condiciones de altas temperaturas y períodos largos sin lluvia y baja humedad favorecen el ataque de esta plaga. El control biológico se hace muy dificultoso por las restricciones que tienen la mayoría de los depredadores para desarrollarse en el cultivo de tomate. Cédola (2004) observó cómo *Neoseiulus californicus* (McGregor), enemigo natural clave para la arañuela roja en otros cultivos como frutilla, no incrementó su población en el mismo período en el que *T. urticae* creció exponencialmente en tomate bajo invernadero. En ese mismo trabajo se observó también, la depredación del cecidómido *Feltiella insularis* (Felt) en niveles bajos, aunque mayores que *N. californicus*. Esta mayor abundancia pudo deberse probablemente a la capacidad de vuelo de los adultos de *F. insularis* que les permitió sortear la dificultad de los tricomas glandulares.

Una alternativa a explorar para el manejo de esta plaga es el uso de entomopatógenos. Se observaron adultos y ninfas de *T. urticae* infectados con *Neozygites* sp. (Scorsetti y López Lastra, 2007). La principal dificultad es que las condiciones ambientales que favorecen el ataque de los ácaros son adversas para la propagación de los hongos entomopatógenos (Ver Capítulo 7). Recientemente se ha observado en laboratorio la capacidad de *T. cucurbitaceus* de alimentarse tanto de adultos como de ninfas de *T. urticae* (López, com. pers.). Aunque ninguna de estas alternativas garantice el control efectivo de la arañuela, la presencia de estos enemigos naturales puede atenuar su crecimiento poblacional retrasando la necesidad de realizar tratamientos de control.

Ácaro del Bronceado

El ácaro del bronceado, *Aculops lycopersici* (Massei), es aún más complicado de manejar que la arañuela roja. Además de poseer una alta tasa reproductiva y un muy corto ciclo de vida, la dificultad mayor es la imposibilidad de detectarlo tempranamente. Cuando los síntomas de su aparición se hacen visibles, los niveles poblacionales ya son muy elevados. Esto obliga a iniciar tratamientos de

control inmediatamente que se detecten los síntomas y, por el momento, no se dispone de alternativas de control biológico confiablemente efectivas. Estos tratamientos pueden ser localizados si el número de focos es pequeño o se encuentra delimitado a un sector acotado del cultivo.

CONSIDERACIONES FINALES

Los resultados han sido muy promisorios en el sentido de pensar en una adopción generalizada del control biológico en el cultivo de tomate. En experiencias de MIP supervisadas en diferentes temporadas bajo condiciones comerciales, se requirieron muy pocas aplicaciones adicionales de plaguicidas. Este ahorro de insumos respecto a un manejo convencional, por sí mismo, constituye un fuerte argumento para adoptar este tipo de manejo. Para tener una idea de la magnitud del beneficio, se realizó un ejercicio de análisis del impacto ambiental de una hectárea de tomate bajo invernadero de plantación tardía. Se utilizó para ello un índice desarrollado por investigadores de la Universidad de Cornell (Kovach *et al.*, 1992), el Coeficiente de Impacto Ambiental (CIA). Este coeficiente pondera el efecto de cada uno de los principios activos aplicados sobre tres componentes: 1- el riesgo sobre los trabajadores rurales (tanto para aplicadores como operarios que realizan labores de cosecha, desbrote, deshoje, etc.), 2- el riesgo sobre el consumidor (tanto por el consumo del producto cosechado como por el potencial consumo del agua subterránea) y 3- el componente ecológico que pondera el efecto sobre artrópodos benéficos, abejas, pájaros, peces y la contaminación de cursos de agua superficiales. El CIA ha sido una herramienta valiosa para definir límites máximos en el nivel de aplicación de plaguicidas utilizados en, por ejemplo, Programas de Producción Integrada. El análisis consistió en contrastar el CIA de la aplicación de plaguicidas en un tomate bajo control biológico con el valor calculado para una sola aplicación de algunos principios activos utilizados en el cultivo de tomate en el manejo convencional. El CIA calculado para un tomate tardío bajo control biológico fue de 2,4 (Polack *et al.*, 2017). Este valor estimado de impacto ambiental es inferior a una sola aplicación de muchos de los insecticidas/acaricidas utilizados en el manejo convencional.

Por lo relatado a lo largo del capítulo, se cuenta con suficiente información y evidencias empíricas para llevar adelante un manejo de plagas sobre la base del control biológico en tomate. Si bien, se necesita seguir profundizando sobre alternativas de control para ciertas plagas, se cuenta con herramientas suficientes y el eventual complemento de plaguicidas compatibles (*Ver Capítulo 6*) para asegurar el éxito de este manejo.

BIBLIOGRAFÍA

- Cáceres, S., Aguirre, M.R.A. & Velozo, L. (2019). *Manejo Integrado de Polilla del Tomate en Corrientes. Prevención de resistencia a productos químicos*. Hoja de divulgación N°55. E.E.A. Bella Vista. INTA. 10 p.
- Cagnotti, C.L., Andorno A.V, Hernández, C.M., Carabajal Paladino, L.Z., Botto, E.N. & López, S.N. (2016). Inherited sterility in *Tuta absoluta* (Lepidoptera: Gelechiidae): pest population suppression and potential for combined use with a generalist predator. *Fla. Entomol.*, 99, 87-94.
- Castañé, C., Arnó, J., Gabarra, R. & Alomar, O. (2011). Plant damage to vegetable crops by zoophytophagous mirid predators. *Biol. Control*, 59, 22-29.
- Cédola, C.V. (2004). Predación de *Neoseiulus californicus* (McGregor) (Acari: Phytoseiidae) y *Feltiella insularis* Felt (Díptera: Cecidomyiidae) sobre *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae), en tomate. *Bol. San. Veg. Plagas*, 30, 163-169.
- Dos Santos Domingues, M.E., del Pino, M. & Polack, L.A. (2010). Efecto de dos criterios contrastantes de aplicación de plaguicidas sobre el nivel de parasitismo de la mosca blanca de los invernáculos *Trialeurodes vaporariorum* en un cultivo de Tomate Cherry. Congreso Argentino de Horticultura. Santa Fe, Argentina.
- Kovach, J., Petzoldt, C., Degni, J. & Tette, J. (1992). A Method to Measure the Environmental Impact of Pesticides. *New York's Food and Life Sciences Bulletin*, 139, 1-8.
- López, S.N., Orozco, A., Cagnotti, C.L. & Andorno, A.V. (2012). Predación de diversas plagas hortícolas por la chinche *Tupiocoris cucurbitaceus* (Spinola) (Hemiptera: Miridae). VIII Congreso Argentino de Entomología. Bariloche, Río Negro, Argentina.
- Murúa, M.G., Scalora, F.S., Navarro, F.R., Cazado, L.E., Casmuz, A. & Gastaminza, G. (2014) First record of *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae) in Argentina. *Flor. Entomol.*, 97(2), 854-856.
- Pappas, M.L., Steppuhn, A. & Broufas, G.D. (2016). The role of phytophagy by predators in shaping plant interactions with their pests. *Communicative & integrative biology*, 9(2), e0127251.
- Pérez-Hedo, M., Urbaneja-Bernat, P., Jaques, J.A., Flors, V. & Urbaneja, A. (2015). Defensive plant responses induced by *Nesidiocoris tenuis* (Hemiptera: Miridae) on tomato plants. *Journal of Pest Science*, 88(3), 543-554.
- Polack, L.A. & Brambilla, R.J. (2000). Evaluación de un Sistema de Manejo Integrado de la Polilla del Tomate en un Cultivo de Tomate Cherry bajo Invernáculo. XXIII Congreso Argentino de Horticultura. Mendoza. Argentina.
- Polack, L.A. (2008). *Interacciones tritróficas involucradas en el control de plagas de cultivos hortícolas*. Cap. 3. La relación entre el primer y tercer nivel trófico: su efecto sobre las plagas: (pp. 63-104). (Tesis de Doctorado). Facultad de Ciencias Naturales y Museo, Universidad Nacional de La Plata, La Plata, Buenos Aires, Argentina.
- Polack, L.A., Busse, G., Mezquiriz, N., Peruzzi, G., Silvestre, C. & Iezzi, A. (2014). Adelantamiento de la instalación de *Tupiocoris cucurbitaceus* (Heteroptera: Miridae) para el control de moscas blancas en cultivo de tomate bajo invernadero. Liberación en almácigo y suplementación alimentaria. XXXVII Congreso Argentino de Horticultura (ASAHO). Mendoza, Argentina.

- Polack, L.A., López, S.N., Peruzzi, G., Silvestre, C., Iezzi, A., Andorno, A.V. & Viscarret, M.M. (2013). Evaluación de la liberación pretrasplante de *Tupiocoris cucurbitaceus* (Hemiptera: Miridae) para controlar moscas blancas en el cultivo de tomate bajo invernadero. XXXVI Congreso Argentino de Horticultura (ASAHO). Tucumán, Argentina. *Horticultura Argentina*, 32(79), 82.
- Polack, L.A., López, S.N., Silvestre, C., Viscarret, M., Andorno, A., del Pino, M., Peruzzi, G., Gomez, J. & Iezzi, A. (2017). Control biológico en tomate con el mirido *Tupiocoris cucurbitaceus*. Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA) 1-14. Recuperado de https://inta.gob.ar/sites/default/files/inta_-_control_biologico_en_tomate_con_tupiocoris_cucurbitaceus.pdf
- Polack, L.A., Mitidieri, M.S., Pineda, C., López, S.N., Silvestre, C., Martínez Quintana, O., Rodríguez Pardina, P. & Fernández, R. (2005). *Bemisia tabaci* en tomate y pimiento en el cinturón hortícola platense. XII Congreso Latinoamericano y XXVIII Congreso Argentina de Horticultura. Gral. Roca, Río Negro, Argentina.
- Polack, L.A., Peruzzi, G., Silvestre, C., Iezzi, A., López, S.N. & Andorno, A. (2012). Experiencia de Control Biológico de Moscas Blancas en Cultivos de Tomate bajo Invernadero en un Establecimiento Comercial del Cinturón Hortícola Platense. Liberación de *Tupiocoris cucurbitaceus* (Hemiptera: Miridae). XXXV Congreso Argentino de Horticultura. Corrientes, Argentina. *Horticultura Argentina*, 31(76), 45.
- Polack, L.A. & Mitidieri, M. (ex aequo). (2005). Producción de tomate diferenciado. Protocolo preliminar de manejo integrado de plagas y enfermedades. Buenos Aires, Argentina. Ediciones INTA. 19 p.
- Qiu, Y.T., van Lenteren, J.C., Drost, C., Posthuma-Doodeman, C.J.A.M. (2004). Life-history parameters of *Encarsia formosa*, *Eretmocerus eremicus* and *E. mundus*, aphelinid parasitoids of *Bemisia argentifolii* (Hemiptera; Aleyrodidae). *Eur. J. Entomol.*, 101, 83-94.
- Rott, A.S. & Ponsonby, D.J. (2000). The effects of temperature, relative humidity and host plant on the behaviour of *Stethorus punctillum* as a predator of the two-spotted spider mite, *Tetranychus urticae*. *BioControl*, 45, 155-164.
- Scorsetti, A.C. & López Lastra, C.C. (2007). Primer registro del hongo *Neozygites* sp. (Zygomycota: Entomophthorales), patógeno de *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae) en la República Argentina. *Bol. Soc. Argent. Bot.*, 42(3-4), 189-193. Recuperado de <https://botanicaargentina.org.ar/wp-content/uploads/2017/06/Scorsetti-Lopez-LastraFINAL.pdf>
- Urbaneja, A., Montón, H., Vanaclocha, P., Mollá, O. & Beitia, F.J. (2008). La polilla del tomate, *Tuta absoluta*, una nueva presa para los miridos *Nesidiocoris tenuis* y *Macrolophus pygmaeus*. *Agrícola vergel: Fruticultura, horticultura, floricultura*, 27(320), 361-367.
- Urretabizkaya, N., Vasicek, A. & Saini, E. (2010). Insectos perjudiciales de importancia agronómica. Lepidópteros. Buenos Aires, Argentina. Ediciones INTA. 73 p.

CAPÍTULO 21

EL CONTROL BIOLÓGICO COMO COMPONENTE DEL MANEJO INTEGRADO DE PLAGAS EN PIMIENTO

Cáceres, S., Aguirre, M. R. A. y Silvestre, C.

INTRODUCCIÓN

El pimiento *Capsicum annuum* L. (*Solanaceae*) es originario de Sudamérica. Las variedades dulces se cultivan en invernadero y al aire libre para consumo en fresco y para la industria de conserva y pimentón. El fruto es una baya variable en forma y tamaño, de color verde inicialmente y después rojo o amarillo, según los híbridos.

La superficie cultivada de pimiento en la Argentina se estima en 1.700 ha (Corrientes 658 ha, Salta-Jujuy 550 ha y Buenos Aires 322 ha) (Molina *et al.*, 2018). En Corrientes se produce en invernadero para obtener mejor rendimiento y calidad (Ishikawa, 2003) y la producción se concentra en los Departamentos de Lavalle, Bella Vista y Goya. El período de cultivo comprende casi todo el año (enero a noviembre) siendo el Mercado Central de Buenos Aires (MCBA) el principal destino. Hasta mediados de la década del noventa la provincia abastecía el mercado en primavera; posteriormente la mayor incorporación de tecnología permitió extender la producción desde mayo hasta noviembre. Mantener la sanidad de las plantas durante tantos meses es el mayor desafío. Cobra gran importancia el manejo de los artrópodos, principalmente los insectos que ocasionan daños directos e indirectos relacionados con la transmisión de enfermedades.

En este capítulo se presenta una experiencia inédita del relacionamiento público - privado para implementar la estrategia de Manejo Integrado de Plagas (MIP) en cultivo de productores con el Control Biológico (CB) como táctica principal, asociada a capacitaciones y manejo responsable del cultivo.

La experiencia se llevó a cabo en Corrientes con la participación de tres actores:

- ❖ una empresa privada con la provisión de los agentes de control biológico (ACB) e insumos no disponibles en los comercios locales; lineamientos del manejo con protocolo de agroquímicos permitidos y período de suspensión antes de las liberaciones de los ACB; distribución y seguimiento de ACB liberados;
- ❖ la EEA INTA Bella Vista con capacitaciones, recepción de consultas de los participantes y evaluaciones de las plagas y los enemigos naturales (EN) en el nuevo sistema de manejo;
- ❖ el Ministerio de la Producción de Corrientes con la financiación parcial de insumos biológicos durante 2011-2014.

ARTRÓPODOS PLAGA EN PIMIENTO Y SUS ENEMIGOS NATURALES

Desde el año 2007 se ha intentado producir pimiento bajo un sistema de MIP que tiene al control biológico como el principal componente. En doce campañas se presentaron dificultades diversas; algunas de ellas se resolvieron total o parcialmente en cada etapa; otras continúan y están en vías de solución.

El pimiento es afectado por insectos y ácaros cuyo daño incide en la producción; los más importantes son el trips californiano de las flores *Frankliniella occidentalis* (Pergande) y la mosca blanca *Bemisia tabaci* (Gennadius), insectos transmisores de tospovirus y geminivirus, presentes desde 1995 y 2001, respectivamente.

Aunque el INTA promueve el monitoreo y el uso alternado de productos de diferente modo de acción desde el inicio de la horticultura, la utilización sistemática de insecticidas de amplio espectro es una práctica común que parecía cumplir medianamente las expectativas de producción en la provincia.

La aparición de la mosca blanca del complejo *B. tabaci* en 2001, determinada luego como *B. tabaci* biotipo B, sin respuesta efectiva a los productos químicos fue un factor clave para generar algunos cambios de manejo. La situación inicial caracterizada por el uso de agroquímicos se agravó con pulverizaciones sistemáticas (hasta 2-3 por semana) en la búsqueda del control eficiente tanto en producciones pequeñas como en grandes superficies.

En esta etapa, el 60 % de las pulverizaciones se realizaban para mosca blanca, el 10 % para trips, el 10 % para ácaro blanco (*Polyphagotarsonemus latus* (Banks)) y el 20 %, para otras plagas ocasionales.

En el contexto de poblaciones altas de *B. tabaci* se evaluaron sus EN y se comprobó la eficacia de *Eretmocerus mundus* Mercet, un parasitoide de origen exótico que apareció espontáneamente y se mostró tolerante a algunos productos de uso común como los neonicotinoides. Así, evitando piretroides y usando moderadamente Spinosad y Abamectina (para trips y ácaro blanco), el parasitoide sobrevivía y permanecía en el invernadero. En este período de evaluación de EN se trabajó en estrecha colaboración con el IMYZA, CNIA, INTA (E. Botto y S. N. López) donde se estudió la biología del parasitoide *E. mundus* (Chacón Castro *et al.*, 2010) y se evaluó el efecto de los insecticidas comunes sobre algunos entomófagos (Andorno *et al.*, 2014). La participación en proyectos comunes con la EEA INTA San Pedro (A. Amma y A. Polack) fue importante para evaluar la aparición de *B. tabaci* en La Plata en 2004.

Entre noviembre 2004 y noviembre 2006 se recorrieron los invernaderos de pimiento de la provincia de Corrientes (Capital, Saladas, Concepción, Bella Vista, Lavalle, Goya y Monte Caseros) comprobando que *E. mundus* estaba distribuido en todas las zonas de producción. Si bien en las visitas a campo y en capacitaciones ofrecidas se mostraba la abundancia de la avispa y se explicaba como ejercía el parasitismo sobre las ninfas, se comprobó que solo se beneficiaban pequeños productores cuyo manejo con pulverizaciones mínimas permitía la conservación del parasitoide que los demás eliminaban sistemáticamente con los agroquímicos aplicados.

En ese momento de plena difusión sobre el parasitoide *E. mundus*, se comenzó a trabajar con una empresa interesada en utilizar comercialmente algunos agentes de control biológico (ACB). Esta relación contribuyó a la difusión de lo que se sabía hasta ese momento. A medida que crecía la superficie de cultivo con menos residuos, aumentaba la diversidad de la artropodofauna permitiendo obtener nueva información sobre fitófagos, depredadores y parasitoides que ganaban el nuevo ambiente generado en los invernaderos. El control biológico como parte del MIP de los insectos y ácaros perjudiciales del pimiento se considera hoy una práctica territorial innovadora que se podría extender a otros cultivos.

ACCIONES PARA IMPLEMENTAR EL MIP EN PIMIENTO

La experiencia se realizó en invernaderos comerciales de pimiento donde se implementó el monitoreo semanal de insectos y ácaros supervisado por el INTA. Durante el primer año, la toma de decisiones después del monitoreo se compartió con los participantes: asesor, productor y empresa proveedora de los ACB. Cuando el número de productores inscriptos aumentó (tercer año), la supervisión directa fue reemplazada por cursos anuales de dos días al inicio del cultivo incluyendo prácticas y recorridas a campo destinados a los responsables del monitoreo con el objetivo principal de diferenciar los insectos y ácaros fitófagos de los EN; los cursos se complementaron con jornadas a lo largo de la campaña para tratar temas sanitarios específicos. Los trabajos de investigación se orientaron a resolver los principales problemas: identificación de plagas que cobraban importancia con el nuevo manejo, búsqueda de soluciones compatibles con la propuesta y determinación del rol de los EN más frecuentes.

El compromiso del INTA se relacionó con:

- ❖ Tareas de seguimiento y evaluación de experiencias de control biológico en lotes productivos de pimiento de las distintas áreas de la provincia de Corrientes, todas con pequeñas variaciones de manejo,
- ❖ Evaluación de EN nativos y naturalizados promisorios y de técnicas para mejorar su instalación y aumentar su efectividad,
- ❖ Evaluación de plaguicidas (insecticidas y acaricidas) de menor impacto o compatibles con el MIP basado en el control biológico y
- ❖ Establecimiento de una red de seguimiento y evaluación de experiencias que contribuyeran a la promoción del control biológico y tecnologías de MIP en diferentes cultivos hortícolas de la Argentina.

Los mecanismos utilizados por las partes se basaron en reuniones periódicas (8 anuales al inicio, 4 posteriormente) para evaluar la marcha del cultivo; resolver puntos críticos y tomar decisiones sobre días de campo y jornadas acordadas. Las capacitaciones anuales sobre monitoreo fueron financiadas por la empresa privada y el Ministerio de la Producción.

Los avances en distintas áreas del conocimiento se relacionaron con el incremento de la superficie productiva sin residuos que permitió la sobrevivencia de otros organismos (artrópodos fitófagos, entomófagos, entomopatógenos, etc.). Las especies desconocidas fitófagas o entomófagas se criaron para la obtención de adultos, se colectaron y enviaron a taxónomos del país y del exterior para su identificación y sus biología fueron observadas total o parcialmente.

En transferencia y extensión se trató de orientar las estrategias y acciones generando un proceso de intercambio de información y conocimientos para incentivar las capacidades de innovación de los participantes de la práctica. Se buscó la incorporación rápida de conocimientos básicos del control biológico con los ejemplos disponibles en los invernaderos. Los conocimientos específicos generados requerían difusión inmediata (fitófagos que sobrevivían en el nuevo ambiente generado) para el reconocimiento rápido en el monitoreo. Las dificultades fueron continuas y constituyeron una amenaza permanente de abandono de la práctica durante los primeros años. Las metodologías empleadas en las capacitaciones se fueron adaptando hacia lo práctico-demostrativo con monitoreo a campo, trabajos grupales, interacción entre participantes y reflexiones conjuntas. Se puso énfasis en la búsqueda de soluciones a problemas concretos con el propósito de resolver las dificultades específicas. Los resultados obtenidos podían no estar relacionados con soluciones biológicas, pero no debían interferir con la supervivencia de los agentes de control biológico.

RESULTADOS DE LA IMPLEMENTACIÓN DEL MIP

Evolución de la superficie. La evolución de la superficie de trabajo tuvo un crecimiento continuo, llegó a un máximo; bajó hasta 41 ha en 2016 y desde ese entonces comenzó a subir nuevamente. Entre el 2007 y 2018 transcurrieron 12 años; los incrementos en superficie fueron graduales (Figura 1) (Cáceres, 2013a). La baja de superficie se produjo al desaparecer el subsidio parcial del Ministerio de la Producción de Corrientes, coincidente con la devaluación del peso argentino, a lo que siguió un período de nuevo crecimiento y algunas variantes: en la campaña 2018 los insumos biológicos estuvieron disponibles con y sin la asesoría de la empresa para asegurar que los productores experimentados en el manejo pudieran

disponer de los ACB. En la búsqueda de persistir económicamente, en el futuro podrían surgir otras alternativas o adaptaciones.

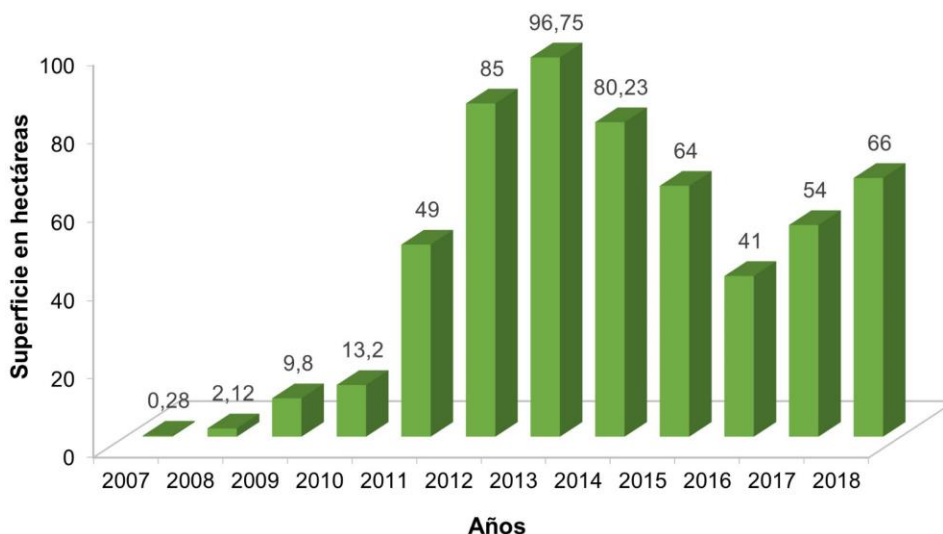


Figura 1. Evolución de superficie de pimiento (hectáreas) con Manejo Integrado de Plagas en Corrientes desde 2007.

Agentes de Control Biológico liberados. Los ACB liberados fueron especies presentes en el país que se importaron durante los primeros años. El ACB liberado en todas las campañas fue *Orius insidiosus* (Say) utilizado para el control de trips *F. occidentalis*. Este insecto benéfico se importó inicialmente desde Biobest Bélgica y desde 2013 se comenzó a producir en la planta de Biobest Argentina S. A. En 2007 y 2011 se liberó *Neoseiulus californicus* (McGregor) (depredador de arañuelas). Esta especie se desarrolló favorablemente sobre *Tetranychus mexicanus* (McGregor) (una arañuela de los cítricos) en condiciones de laboratorio; antecedente útil para este sector ya que se registran algunas dificultades en el control clásico de esta arañuela. Desde 2012 se produjeron plantas banco de avena con *Rhopalosiphum padi* (L.) parasitado por *Aphidius colemani* Viereck; la producción se realizó a partir de artrópodos producidos en Biobest Argentina S.A. y sobre plantas de avena del vivero Brest y Brest (Lavalle, Corrientes). Sin embargo, el método tuvo complicaciones para calendarizar las plantaciones de avena y para multiplicar *A. colemani* sin contaminaciones. Finalmente, la producción de *A. colemani* se detuvo en 2014 cuando aparecieron alternativas químicas compatibles con mejores resultados y a un costo sustantivamente menor (Pymetrozine). Con respecto a *Amblyseius swirskii* Athias-

Henriot, un ácaro utilizado en Control Biológico en Europa, se inició el pedido ante las autoridades competentes para obtener permisos de uso y liberación. Existen citas bibliográficas sobre su presencia en el país en material hortícola del gran Buenos Aires (Cédola y Polack, 2011) y de Corrientes (Carrizo *et al.*, 2017). El cultivo de pimiento donde se halló *A. swirskii* por primera vez (Cédola y Polack, 2011) provenía de plantines de viveros de Corrientes donde tendría mejores condiciones de supervivencia invernal. Este ácaro originario de la zona del Mediterráneo podría haber ingresado al país con material biológico contaminado; en una época (1960 y 1970) se importaban plantas de citrus provenientes de Israel (Gastaminza, *comunicación personal*). Las experiencias de Control Biológico con *Amblyseius swirskii* en Uruguay encaradas por J. H. Buenahora (INIA Salto Grande) y C. A. Basso (UdeLaR) desde 2013, reforzaron la convicción de que este EN tiene la capacidad de estabilizar los cultivos por lo que se continúa con los trámites de permiso para su uso.

Prácticas favorables al manejo. Entre las prácticas favorables al manejo propuesto se pueden mencionar:

Plantas banco (Andorno y López, 2014). Se utilizaron plantas de avena con el pulgón *R. padi* parasitados con *A. colemani* (2009-2010) intercaladas en el cultivo. *Rhopalosiphum padi* no se alimenta del pimiento y *A. colemani* (avispita) parasita a los pulgones del pimiento *Myzus persicae* (Sulzer) y *Aphis gossypii* Glover. La avena se desarrolló adecuadamente, pero hubo inconvenientes en la sincronización con la obtención del pulgón parasitado en el momento requerido.

Productos compatibles. El dato necesario se relacionó con conocer los días de carencia antes de las liberaciones de ACB según protocolo (Brometan, 2013) o para efectuar la aplicación en focos marcados según monitoreo y necesidad de cada caso.

Prácticas culturales desfavorables para los fitófagos. Los utilizados con mayor o menor eficiencia fueron: saneamiento, buenas prácticas de manejo y exclusión con malla.

- *Saneamiento*: eliminación de reservorios de las plagas para evitar disseminación. Los más empleados fueron: **eliminación de partes afectadas** (frutitos con polilla del pimiento y frutos afectados por moscas de los frutos); **eliminación de plantas** (práctica generalizada para descartar peste negra en período inicial

del cultivo); **eliminación de partes del cultivo** (producto de deshoje, hojas viejas o enfermas que caen, frutos desechados, etc.); **limpieza alrededor del invernadero para eliminar hospederos**. El objetivo común de estas prácticas fue eliminar cualquier material que pudiera contribuir a una mayor propagación de los fitófagos de difícil manejo. Está pendiente aún la implementación de la **organización de tareas desde áreas limpias del cultivo a áreas infestadas** para reducir la diseminación de las plagas. El ácaro blanco se dispersa con el viento y adherido a otros insectos como *B. tabaci* y al hombre (Gerson, 1992; Palevsky *et al.*, 2001). Se requieren reglas internas para el movimiento del personal y sus herramientas con el objetivo de evitar el ingreso y dispersión de los organismos no deseados. Una vez organizado el trabajo interno se deberá avanzar en la **restricción del acceso libre a los invernaderos** (con batas y botas limpias descartables). Parte del éxito de las técnicas de MIP en Corrientes se debe a la sanitización estival de los invernaderos por medio de la **solarización**, un método que por calentamiento del suelo elimina malezas, plagas y patógenos que podrían condicionar severamente al cultivo (Colombo *et al.*, 2009).

- *Buenas prácticas de manejo*: plantas con buena nutrición y riego adecuado (sin estrés) mejoran la resistencia a los inconvenientes sanitarios de difícil solución.

- *Exclusión con mallas*: la incorporación de mallas para limitar el ingreso de fitófagos está en proceso de adopción; su eficacia para insectos de cierto tamaño como *Spodoptera* spp. (Lepidoptera: Noctuidae) y chinches fue demostrada en la práctica al ofrecer una barrera total o parcial dependiendo del tipo de plaga. Aunque la trama de la malla no excluya totalmente la entrada, el nivel de ingreso es menor y se consigue un retardo en los incrementos como se observó con el trips *F. occidentalis* en pimiento Festos (pico de 5,7 trips por flor en invernadero con malla versus 34 trips por flor en invernadero tradicional); la malla se usó en laterales y cenital (apertura 1,2 x 0,6 mm; 8 x 9 hilos por cm²; Carluccio y Asoc.) (Cáceres *et al.*, 2004). En la etapa actual se busca evaluar diseños para minimizar el calentamiento excesivo que pueden producir las mallas. El concepto positivo de diversidad sugiere que cuando esta aumenta, mejor y más extendido será el equilibrio entre las especies. Sin embargo, la facilidad de ingreso de algunas especies al invernadero se ha convertido en un problema para los casos en que no hay solución biológica a corto plazo. Esta situación se reflejó con la irrupción

de chinches, que a pesar de contar con algunos EN provocaron daños inmediatos y de importancia que determinó la aplicación de materias activas incompatibles con el CB por parte de los productores más impulsivos o ansiosos. Otras especies fitófagas que pueden ser desfavorecidas por el uso de mallas son: *Asphondylia websteri* Felt (pincha flor) (Diptera: Cecydomiidae), *Diabrotica speciosa* (Germar) (vaquita de San Antonio) (Coleoptera: Chrysomelidae), *Symmetrischema borsaniella* (Köler) (polilla del pimiento) (Lepidoptera: Gelechiidae) y *Ceratitis capitata* (Wiedemann) (mosca de la fruta) (Diptera: Tephritidae), entre otras.

La colocación de una malla perimetral debería contemplar algunos aspectos importantes: -la malla de exclusión restringe la ventilación de modo directamente proporcional a la cantidad de hilos/cm² que posean: mallas más cerradas, mayor restricción a la ventilación. Se busca un invernadero que tenga un 20-25 % de ventilaciones laterales y un 3 a 5 % de ventilaciones cenitales en relación a la superficie cubierta; valores a los que no se llega en un típico invernadero correntino. Se considera ideal una renovación anual del 20 % de la superficie de invernaderos optando por un invernadero más alto y mejor ventilado que el modelo clásico. Si la malla restringiera 20 % la ventilación, la suma de las ventilaciones de ese invernadero deberá ser un 20-25 % mayor para compensar esa pérdida. Con la inclusión de mallas perimetrales, los caminos de servicio del invernadero deberán ser internos y las puertas deberían mantenerse normalmente cerradas.

Relaciones institucionales. Las relaciones institucionales fueron muy útiles para sortear las innumerables dificultades que permitieron la continuación del trabajo. La empresa privada asumió los riesgos económicos y se adaptó a las situaciones de cambio, contrató técnicos que distribuyeron los ACB y evaluaron su comportamiento en el cultivo. La financiación parcial de los insumos requeridos para la práctica (biológicos y productos específicos no disponibles en el mercado común) por parte del Ministerio de la Producción de Corrientes durante 4 años, determinó el aumento de la experiencia MIP en superficie y en número de participantes. Así fue posible la incorporación de productores en varios departamentos de la provincia de Corrientes (Figura 2).

Algunos de ellos ingresaron al sistema con superficies pequeñas de 0,3 a 1,5 ha (Bella Vista, 11 de 20 productores; 2013) (Figura 3) y de 0,4 a 1,5 ha (Lavalle, 8 de 17 productores; 2013) (Figura 4).

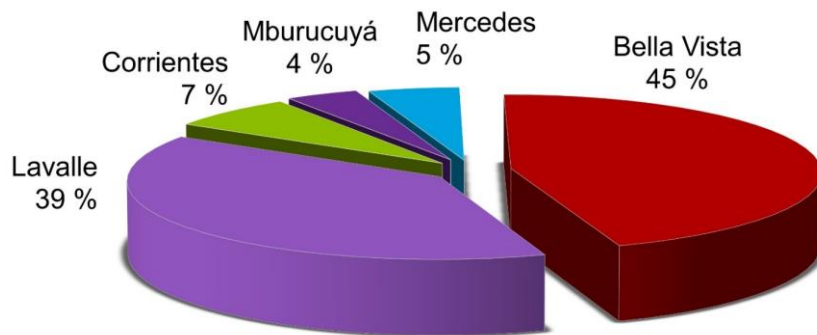


Figura 2. Distribución de la superficie de pimiento con Manejo Integrado de Plagas por departamento en 2013 (año de mayor superficie: 96,75 ha).

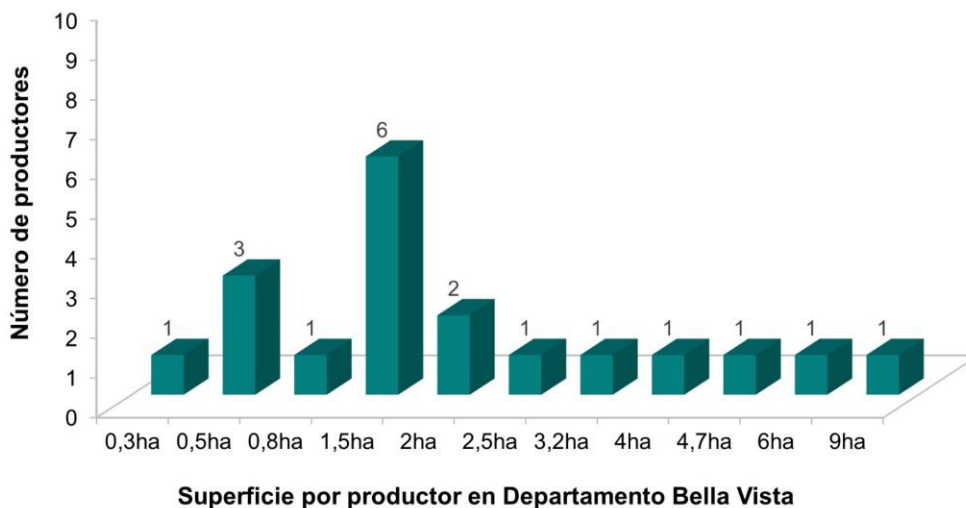


Figura 3. Cantidad de productores por superficie de pimiento con Manejo Integrado de Plagas en Bella Vista (2013: 43 ha). El 55 % de los productores (11 de 20) trabajaron en superficies de 0,3 a 1,5 ha.

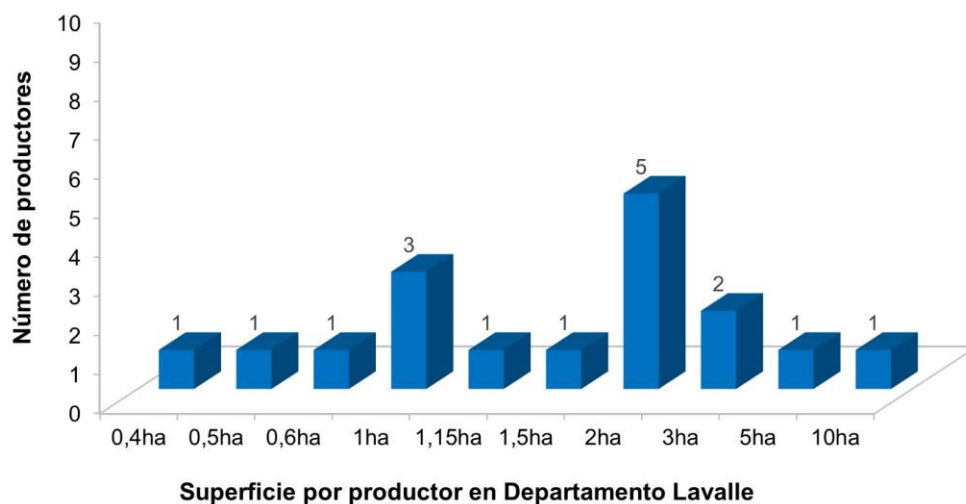


Figura 4. Cantidad de productores por superficie de pimiento con Manejo Integrado de Plagas en Lavalle (2013: 38,15 ha). El 47 % de los productores (8 de 17) trabajaron en superficies de 0,4 a 1,5 ha.

Protocolo de calidad. La diferenciación es el primer paso para lograr mejores mercados. La ventaja de efectividad de control, nulo riesgo para los operarios, facilidad de implementación, selectividad a la fauna benéfica, ausencia de tiempo de carencia, ausencia de residuos en la producción e inocuidad para los consumidores, requieren la valoración del consumidor. Con la colaboración de profesionales del INTA relacionados con el cultivo y una gestión continua del Ministerio de la Producción de Corrientes se elaboró y aprobó un protocolo de calidad para pimiento en fresco (Lenschak *et al.*, 2011; Cáceres 2013b) que define pautas a cumplir para diferenciar el producto con el *Sello de Calidad de Alimentos Argentinos*.

Adopciones parciales. Los asesores técnicos privados que actúan en el medio se adaptaron a la propuesta. Productores y profesionales que no integraron formalmente los grupos descritos se interiorizaron sobre el monitoreo, uso de otro tipo de productos químicos y la posibilidad de disminuir la frecuencia de sus pulverizaciones. Al comenzar la experiencia la empresa privada proveedora de ACB aseguraba la disponibilidad de productos de uso permitido en un comercio de agroquímicos. A medida que se hacía conocido el sistema de manejo, otros proveedores comenzaron a incluir algunos productos específicos cuyo uso se volvía más frecuente.

Rol de los participantes. Cada grupo actuó según su objetivo e interés: la comercialización de los productos biológicos y químicos de menor riesgo (la empresa); la financiación de insumos a productores porque el proyecto cumplía con los propósitos de producción de alimento seguro y uso de buenas prácticas agrícolas (Ministerio de la Producción de Corrientes) y la oportunidad de evaluar nuevas situaciones en áreas más extensas (INTA). La financiación del Ministerio a los productores bajó gradualmente hasta su finalización como estaba previsto; las decisiones sobre la continuidad se tomaban anualmente en reuniones de la Comisión Provincial de Sanidad Vegetal (COPROSAVE). El objetivo común de las partes fue contribuir a la disminución del uso de agroquímicos y dar a conocer otras formas de manejo.

Importancia del Monitoreo. El monitoreo es considerado una actividad especializada clave para la toma de decisiones. La sobrevivencia de los EN liberados depende del manejo y se basa en evitar determinados productos químicos según protocolo establecido. Los fitófagos sin solución biológica se controlan en focos específicos; característica que hace imprescindible el monitoreo estricto para ubicarlos y marcarlos. Interesa proteger los ACB liberados y conocer la fluctuación semanal de los fitófagos que pueden dañar el cultivo. Los cursos de capacitaciones destinados a personas que realizan el monitoreo se efectúan desde el 2009 (11 años). El trabajo de monitoreo es exclusivo y valorado; se puede adquirir especialización alta en la habilidad para la detección temprana de los focos como en la evaluación de la marcha de la regulación de los fitófagos después de las liberaciones o por efecto de los EN espontáneos que permanecen en el invernadero. Los cursos de dos días son cerrados y específicos para trabajadores que realizan el monitoreo: un porcentaje toma el curso por primera vez y otros asisten repetidas veces con la expectativa de conocer nuevos artrópodos (la situación siempre es variable), para interactuar con otros participantes o compartir sus conocimientos. El responsable de producción (productor o encargado) adquiere destreza para determinar si un aspirante tiene la habilidad y dedicación para realizar el monitoreo, dada la importancia del trabajo para la buena marcha del manejo. Algunos insectos benéficos fueron especialmente útiles para mostrar el CB; en laboratorio: a) los estados inmaduros de las especies más comunes de la familia Chrysopidae para mostrar depredación en pulgones y moscas blancas y b) las ninfas de *B. tabaci* parasitadas por *E. mundus* para diferenciarlas de las no parasitadas; en invernadero: la mosca tigre *Coenosia attenuata* Stein cazando moscas blancas en vuelo (Téllez y Tapia Pérez, 2006) y la chinche *Zelus* sp. que depreda *D. speciosa* con su estilete a modo de sorbete (ambos de presencia común en invernaderos sin residuos).

Fitófagos que cobraron importancia en 11 años de manejo. Los insectos fitófagos presentes en invernaderos de pimiento con pulverizaciones sistemáticas de productos de amplio espectro son pocos: predominan trips y moscas blancas. Con este nuevo manejo sin residuos el ambiente permite la sobrevivencia de los ACB liberados y la conservación de *E. mundus* pero también la de ciertos fitó-

fagos que deben ser regulados sin afectar a los primeros. Los principales problemas superados total o parcialmente se relacionaron con: *Spodoptera* spp.; polilla del pimiento; pincha flor y moscas de los frutos.

Especies del género *Spodoptera*. En cultivo con manejo tradicional, *Spodoptera frugiperda* (Smith) atacaba esporádicamente frutos verdes en otoño, problema que se resolvía con piretroides. Con el sistema MIP se permitió el uso de Tebufenocide (discontinuo actualmente) y *Bacillus thuringiensis* pero ante una falta de disponibilidad del primero los frutos afectados aumentaron hasta el 42 % durante 7 - 8 semanas lo que determinó que algunos abandonaran la práctica. La abundancia de muestra (2009-2011) permitió determinar el complejo de especies, realizar observaciones biológicas y evaluar otros productos. Finalmente, la disponibilidad de los formulados permitidos el mayor conocimiento de los productores sobre las tres especies determinadas: *S. frugiperda*, *Spodoptera cosmiodes* (Walker) y *Spodoptera eridania* (Cramer); la detección temprana (masas de huevos, larvas recién nacidas) y el uso de mallas permitieron mejorar el control (Cáceres *et al.*, 2011b).

Chinche *Edessa meditabunda* (F). Los primeros ingresos a los invernaderos de esta chinche (Hemiptera: Pentatomidae) fueron sorprendidos y notables y sucedieron en primavera-verano-otoño finalizando o iniciando la campaña (2010, 2011, 2012). Posteriormente se encontraban en cualquier época: en 2017 se registró una invasión en masa o mangas en julio e ingresos semanales posteriores en horas de la siesta; se observó también la chinche *Arvelius albopunctatus* (De Geer) en menor número. El ciclo de *E. meditabunda* se cumplió en dos meses en enero-febrero; se determinaron dos parasitoides de huevos: *Trissolcus bassalis* (Wollaston) y *Telenomus mormideae* (Costa Lima) (Hymenoptera: Scelionidae), con leve predominancia del segundo que completó su ciclo en el huevo de *E. meditabunda* en 7-8 días (primera quincena de marzo). La chinche y los parasitoides fueron determinados por Esteban Saini (IMYZA, CNIA, INTA). Los grupos de huevos de chinche expuestos a *T. mormideae* (24 h) en laboratorio fueron parasitados (85-100 % de huevos de cada grupo) pero en grandes invasiones solamente las mallas fueron efectivas como barrera.

Polilla del pimiento (*Symmetrischema borsaniella*). Provoca daño en botones florales y frutos pequeños; se observó al final de la campaña 2011 y comien-

zos de 2012 ocasionando aborto de flores y pudrición de frutos. Los cultivos nuevos expuestos a plantaciones viejas de la temporada anterior fueron los más dañados. Las muestras analizadas en abril-mayo procedentes de Mburucuyá y Santa Lucía permitieron observar los distintos estados. Se propuso la eliminación de órganos afectados y el uso de productos compatibles con los ACB para detener el daño y se reafirmó la recomendación de eliminar los cultivos viejos antes de iniciar los nuevos. En años posteriores el registro fue variable. En 2017 se aprovechó presencia antes de la primavera para mostrar daño y fases de insecto en capacitaciones y días de campo. *S. borsaniella* se había observado previamente en Bella Vista en cultivo finalizado (1997-1998) año en que fue determinada por S. Lanati según descripción de Mallea *et al.*, (1973). En Mburucuyá en las primeras apariciones se colectó un parasitoide no determinado.

Pincha flor (*Asphondylia websteri*). Provoca daño en flores de pimiento, se observa desde abril 2012 en plantación del noroeste de Corrientes donde continúa apareciendo con mayor frecuencia que en las demás regiones. Las flores afectadas presentan áreas secas y en botones florales cerrados se ven sectores oscuros en descomposición o con orificios de bordes necrosados cerca del ápice. El daño nuevo es difícil de detectar, muchos botones cerrados de apariencia normal pueden tener la larva en su interior en el momento de mayor daño (mayo); también se observa daño en frutos que se deforman y dejan de crecer. El huevo se encuentra en el interior del botón donde se observa luego la larva apoda y blanquecina; la pupa se encuentra en el interior del botón cerrado o adherido a la parte externa del botón. Se observa con frecuencia los restos de la pupa (vacía) con la mitad adentro del botón floral y la otra mitad afuera. La especie responsable *A. websteri*, considerada polífaga, fue determinada por Valéria Cid Maia (Museo de Rio de Janeiro, Brasil). Se adoptó el nombre “pincha flor” como se denomina en Jujuy a un cecidómido con las mismas características. Se colectaron parasitoides del género *Torymus* (Chalcidoidea: Torymidae) y del género *Galeopsomya* (Hymenoptera: Eulophidae) (Det. D. Aquino).

Mosca de los frutos (*Ceratitis capitata*). Se observaba anteriormente en otoño en plantas viejas que se dejaban en pie para seguir comercializando frutos durante el verano. Desde 2012 se comenzó a observar en plantas nuevas de pimiento bajo MIP en otoño y primavera. De larvas y pupas siempre se obtuvo la especie *C. capitata*. Los primeros productores con el problema fueron los más

afectados ya que los frutos salían con buen aspecto y el daño se detectaba en el mercado; se atribuyó el daño a “*bacteriosis*” hasta que se amplió la difusión. Evaluado el problema se avanzó en el manejo con detección temprana, trapeo masivo, aplicación parcial de cebos a base de Spinosad y saneamiento con eliminación de frutos afectados. El ataque se repite en plantaciones específicas (probablemente en relación a hospederos circundantes) donde se intensifican los recaudos para la detección temprana y el manejo oportuno.

Vaquita de San Antonio (*Diabrotica speciosa*). Los adultos pueden ingresar en altas cantidades en otoño-invierno llegando a dañar frutos. Se observó una chinche asesina del género *Zelus* (Hemiptera: Reduviidae) fácilmente detectable sobre la hoja cuando succiona a la vaquita. Se conocen los huevos y las ninfas de la chinche benéfica que aparece entre abril y junio (material en poder de M. C. Coscarón, FCNyM-UNLP). Se observaron también vaquitas muy afectadas por hongos entomopatógenos no determinados en otoños húmedos y lluviosos.

Difusión. La experiencia se difundió a productores locales, técnicos de la provincia de Corrientes y otras regiones del país por medio de visitas grupales al INTA, notas periodísticas, presentaciones, conferencias, etc. (Cáceres, 2011; Cáceres, 2014; Cáceres *et al.*, 2011a). También se realizó un trabajo similar en pimiento de la zona productora de Salto Grande (Uruguay) (Buenahora y Basso, 2012; Buenahora, 2014).

PRINCIPALES PROBLEMAS DEL CONTROL BIOLÓGICO EN LA ARGENTINA

Los principales inconvenientes que enfrenta la lucha biológica de acuerdo a esta experiencia podrían englobarse en varios grupos:

Inconvenientes comerciales. No hay una clara diferenciación entre una hortaliza producida bajo MIP con CB y otra producida en los sistemas con agroquímicos. La atomización de las empresas hortícolas hace difícil que esta idea se concrete. La percepción del consumidor sobre la existencia y beneficios de las frutas y hortalizas producidas bajo MIP y CB todavía es débil e incompleta. Esta falta de conocimiento no ayuda a una demanda sostenida.

Carencia de invernaderos adecuados. Los invernaderos comunes o clásicos son insuficientes como para dar un salto mayor en la implementación del CB. Se deberá definir el invernadero tipo que sea realmente eficiente para las zonas productoras de Corrientes. A partir de esa definición, se podrá enfatizar en metas más ambiciosas dentro de un programa de reducción del uso de fitosanitarios de síntesis.

Falta de una política clara de fiscalización de la calidad de las frutas y hortalizas. Hay una falencia de varias décadas en el control de la sanidad vegetal y en los análisis de residuos de fitosanitarios sobre las hortalizas. Si no se modifica esta falta de una política clara de SENASA sobre este punto, la supervivencia de los sistemas clásicos con agroquímicos continuará por tiempo indefinido.

Inconvenientes en el registro de bioinsumos. La paleta de bioinsumos con que cuenta el agricultor es estrecha. No hay muchos productos disponibles y estos pueden estar registrados bajo categorías engañosas: ej. fitoestimulante en lugar de biocontrolador. Eso se debe a que el proceso de registro de los fitosanitarios está pensado en base a fitosanitarios de síntesis y los bioinsumos requieren otras consideraciones: así la definición de materia activa es sencilla para un agroquímico, pero es más compleja para un producto de origen botánico. Lo mismo sucede con el registro de feromonas que es caro y engorroso cuando debería ser sencillo y rápido. Mientras tanto, los artrópodos no necesitan registro en la Argentina. El uso y producción de los EN artrópodos dependen de las Direcciones de Fauna de cada provincia y no está bajo la jurisdicción de SENASA. Este factor limita la expansión de los EN ya que son necesarios múltiples trámites de “registros” provinciales en lugar de uno solo nacional como tienen Uruguay y Brasil. Por otra parte, el registro de uso por plaga y por cultivo, limita la posibilidad de incorporar bioinsumos a la gestión sanitaria de los cultivos; la mejor opción es un registro por plaga como sucede en Brasil con los productos de base biológica.

AVANCES EN EL CONOCIMIENTO DE LAS ESPECIES

La renovación de fitófagos problema es predecible porque los invernaderos no son herméticos y el uso de agroquímicos es mínimo o nulo por largas temporadas. Los avances en el conocimiento de la diversidad fueron importantes. La superficie de estudio antes limitada a parcelas experimentales se amplió a invernaderos productivos con menos residuos en varios departamentos de la provincia y en áreas relativamente grandes (hasta 10 ha), disponibilidad que permitió avanzar en el conocimiento de algunas especies y de sus relaciones más simples. Se describió el daño del trips de los anillos *Leucothrips piercei* (Morgan) (Thysanoptera: Thripidae) (Zamar *et al.*, 2014); se estudiaron los pulgones (Aphididae) y sus parasitoides (Andorno *et al.*, 2016); se obtuvo información básica sobre los fitófagos que pusieron en peligro el sistema de producción como pincha flor, polilla del pimiento y especies del género *Spodoptera* ya mencionados. Entre los EN de moscas blancas, además del parasitoide eficiente *E. mundus* se identificaron otros Aphelinidae como *Encarsia tabacivora* Viggiani y *Encarsia nigricephala* Dozier; coccinélidos generalistas conocidos y fue determinada una especie específica de moscas blancas: *Delphastus argentinus* Nunenmacher. (Det. Natalia J. Vandenberg y Mercedes Dode). También se avanzó en el conocimiento de las especies de la familia Chrysopidae que ingresaron a los invernaderos de pimiento: *Ceraeochrysa tucumana* (Navás), *Ceraeochrysa cubana* (Hagen), *Ceraeochrysa paraguaia* (Navás) y *Ceraeochrysa externa* (Hagen) determinados por E. González Olazo. Es frecuente la aparición del hongo entomopatógeno *Paecylomyces fumosoroseus* (Wize) Brown & Smith (Scorsetti *et al.*, 2006). Algunos insectos benéficos identificados como *Franklinothrips vespiformis* Crawford DL (Thysanoptera: Aeolothripidae), depredador de estados ninfales de *B. tabaci* y de arañuelas requieren estudios específicos ya que también se alimenta de larvas de la misma especie (canibalismo) y del ácaro benéfico más frecuente: *Euseius concordis* (Chant) (Acari: Phytoseiidae). Aunque el rol de las especies y sus interacciones en el invernadero es incompleto, el conocimiento es mayor que en la época con manejo clásico basado en pulverizaciones sistemáticas.

CONSIDERACIONES FINALES

Un grupo de productores de pimiento que cultivan 0,3 a 10 ha en invernadero utilizan menos productos químicos o lo hacen en focos y con productos permitidos. El control químico que se evitó para proteger los EN liberados que tenían un costo, continuó como práctica y se comenzó a tolerar cierto nivel de daño para conservar insectos benéficos espontáneos cuyo rol se iba conociendo gradualmente. El MIP con liberaciones descrito se limitó a un sector de la explotación, pero se observó la transferencia de lo aprendido al resto del cultivo. Se podría pensar en un crecimiento sostenido de este sistema de manejo a futuro o imaginar que no se volverá al manejo químico clásico; sin embargo, el comportamiento observado fue variable y el sistema propuesto no está firmemente instalado. La financiación parcial de insumos biológicos durante un tiempo fue importante para la difusión, pero se debería analizar otras vías de financiación para aumentar la difusión generada. Pequeños productores en contacto con adoptantes formales manifestaron *hacer el mismo manejo sin sueltas de insectos benéficos* dejando expuesto su deseo de participar. En presentaciones de insecticidas, frecuentes en Corrientes como lugar importante de ventas, surgía la pregunta acerca del efecto del producto presentado sobre *Eretmocerus* y *Orius*. Los presentadores después de la sorpresa inicial, rápidamente se informaron y comenzaron a hablar con soltura del tema. Un sistema sin residuos es altamente complejo y requiere mayor conocimiento para entender algunas relaciones básicas entre las especies. Esta debilidad se trata de resolver con intercambios informales, contacto permanente entre usuarios y capacitaciones continuas. A nivel productivo interesan políticas de acompañamiento para asegurar la continuidad de los programas y para evitar volver al punto inicial. El tiempo de trabajo ininterrumpido fue enriquecedor por la variedad de situaciones y dificultades a resolver. Para el aprendizaje rápido en nuevas situaciones fueron útiles los intercambios, experiencias previas, recorridas conjuntas y la colaboración de los especialistas mencionados en este capítulo.

BIBLIOGRAFÍA

- Andorno, A.V. & López, S.N. (2014). Biological control of *Myzus persicae* (Hemiptera: Aphididae) through banker plant system in protected crops. *Biological Control*, 78, 9-14.
- Andorno, A.V., Cáceres, S., Aguirre, M.R.A., Cagnotti, C.L. & López, S.N. (2016). Mapeo estacional de Aphidiinae (Hymenoptera: Braconidae) parasitoides de áfidos (Hemiptera: Aphididae) en las principales zonas productoras de pimiento de la provincia de Corrientes, Argentina. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*, 75(3-4), 147-152.
- Andorno, A.V., Riquelme, M.B. & López, S.N. (2014). Compatibilidad de algunos insecticidas con enemigos naturales en cultivos hortícolas. 28 p. Buenos Aires, Argentina: Ediciones INTA.
- Brometan. (2013). Protocolo Biocontrol para pimiento, cultivo estival. 19 p. Recuperado de <http://www.brometan.com.ar/NewSite/uploads/docs/Protocolo%20Bio%20Control%20%20Pimiento.pdf>
- Buenahora, J. & Basso, C. (2012). Utilización de agentes de control biológico en el cultivo de morrón en invernadero. *En: Resultados experimentales en sanidad en tomate y morrón*. Programa Nacional de Investigación Producción Hortícola (pp. 23-26). Canelones, Uruguay: INIA Las Brujas.
- Buenahora, J.H. (2014). Utilización de *Amblyseius swirskii* Athias-Henriot (Acari: Phytoseiidae), un enemigo natural clave para el manejo integrado de plagas en el cultivo de pimiento en invernadero (Tesis de maestría). Universidad de la República, Montevideo, Uruguay.
- Cáceres, S. (2011). Manejo integrado de plagas en cultivos protegidos de Corrientes. III Jornadas de Enfermedades y Plagas en Cultivos Bajo Cubierta. La Plata, Buenos Aires, Argentina.
- Cáceres, S. (2013a). Manejo integrado de plagas en la provincia de Corrientes. *En: Sanidad de Cultivos intensivos. Módulo 2: Tomate y pimiento*. Cómo mantener la sanidad de manera responsable (pp. 60-63). Buenos Aires, Argentina: Ediciones INTA. Recuperado de <http://inta.gob.ar/documentos/sanidad-en-cultivos-intensivos-modulo-2>
- Cáceres, S. (2013b). Pimiento correntino. 2º Congreso de Valor Agregado en Origen. Buenos Aires, Argentina. Recuperado de http://inta.gob.ar/sites/default/files/script-tmp-inta_-_2-congreso_de_valor_agregado_en_origen_-_libro_1.pdf
- Cáceres, S. (2014). Pimientos con sello distintivo. El territorio Misiones. Recuperado de <https://www.eltterritorio.com.ar/pimientos-con-sello-distintivo-1813320467309961-et>
- Cáceres, S., Aguirre, M.R.A., Miño, V.S., Almonacid, R. & Almirón, L. (2011a). Manejo integrado de plagas en pimiento correntino. *Amanecer Rural FrutiHortícola*, 1(1), 27-29. Recuperado de http://amanecerrural.com.ar/es/nota_tecnica/2376-manejo-integrado-de-plagas-en-pimiento
- Cáceres, S., Lenscak, M.P. y Colombo, M.H. (2004). Efecto de diferentes invernaderos (con plástico antiviral, con malla antiafidos y con plástico común) sobre las poblaciones de moscas blancas del complejo *Bemisia tabaci* y del trips *Frankliniella occidentalis* en pimiento de Corrientes. XXVII Congreso Argentino de Horticultura. Villa de Merlo, San Luis, Argentina.
- Cáceres, S., Miño, V.S. & Aguirre, M.R.A. (2011b). Guía Práctica para la Identificación y el manejo de las plagas del pimiento. 79 p. Buenos Aires, Argentina: Ediciones INTA.

- Carrizo, B.N., Jaime, A.P. & Macián, A.J. (2017). Primer registro de *Amblyseius swirskii* (Acari: Phytoseiidae) en cultivo de pimiento (*Capsicum annuum* Linneo) en Corrientes, Argentina. *Revista Agronómica del Noroeste Argentino*, 37(2), 107-110.
- Cédola, C. & Polack, L.A. (2011). Primer registro de *Amblyseius swirskii* (Acari: Phytoseiidae) en Argentina. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*, 70(3-4), 375-378.
- Chacón Castro, Y. & López, S.N. (2010). Biología de *Eretmocerus mundus* (Hymenoptera: Aphelinidae), parasitoide del complejo *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae), en condiciones de laboratorio. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*, 69(1-2), 45-56.
- Colombo, M.H., Mollinedo, V. & Tapia, A.C. (2009). Solarización. Antecedentes y experiencias en la Argentina. Proyecto Tierra Sana MP/ARG/033. INTA-UNIDO. 42 p.
- Gerson, U. (1992). Biology and control of the broad mite, *Polyphagotarsonemus latus* (Banks) (Acari: Tarsonemidae). *Experimental and Applied Acarology*, 13(3), 163-178.
- Ishikawa, A. (2003). El cultivo de pimiento en invernadero plástico en Corrientes. *IDIA*, 21(4), 112-113.
- Lenscak, M.P., Galmarini, C., Santos, S., Pacheco, R.M., Obregón, V., Cáceres S. & Ojeda, N. (2011). *Protocolo de Calidad para Pimiento en Fresco*. 14 p. MAGyP. SAGyP. Res. 374/2013. Buenos Aires, Argentina. Recuperado de http://www.alimentosargentinos.gob.ar/HomeAlimentos/Sello/sistema_protocolos/SAA040_%20ProtocoloPimientofresco_V3.pdf
- Mallea, A.R., Mácola, G.S., García, J.C., Bahamondes, L.A. & Juárez, J.H. (1973). *Symmetrischema borsaniella* (Köhler 1939) n. comb. Gnorimoschemini (Lepidoptera-Gelechiidae). *Revista de la Facultad de Ciencias Agrarias*, 29(1-2), 11-16.
- Molina, N., Pacheco, R., Aguirre, M.R.A., Verón, R. & Piaggio, F. (2018). Análisis económico del Pimiento (*Capsicum annuum* L.) bajo invernadero en la Provincia de Corrientes en la campaña 2018. 38 p. S.T. 62. EEA Bella Vista, Argentina: Ediciones INTA. Recuperado de https://inta.gob.ar/sites/default/files/inta_st62_analisis_economico_pimiento_corrientes.pdf
- Palevsky, E., Soroker, V., Weintraub, P., Mansour, F., Abo-Moch, F. & Gerson, U. (2001). How species-specific is the phoretic relationship between the broad mite, *Polyphagotarsonemus latus* (Acari: Tarsonemidae), and its insects hosts? *Experimental and Applied Acarology*, 25(3), 217-224.
- Scorsetti, A.C., De Gregorio, C., Cedola, C., Cáceres S. & López Lastra, C.C. (2006). Nuevos registros de hongos entomopatógenos (Ascomycota: Hypocreales) presentes en *Bemisia tabaci* (Gennadius) y *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) (Hemiptera: Aleyrodidae), plagas de cultivos hortícolas de Argentina. XXIX Congreso Argentino de Horticultura. Catamarca, Argentina. *Horticultura Argentina*, 25(59), 50(105).
- Téllez, M. & Tapia Pérez, G. (2006). Acción depredadora de *Coenosia attenuata* Stein (Diptera: Muscidae) sobre los otros enemigos naturales en condiciones de laboratorio. *Bol. San. Veg. Plagas*, 32, 491-498.
- Zamar, M.I, de Borbón, C.M., Aguirre, A., Miño, V. & Cáceres, S. (2014). Primer registro del daño de *Leucothrips piercei* (Morgan) (Thysanoptera: Thripidae) en cultivos de pimiento (*Capsicum annuum* L.) (Solanaeae) en la Argentina. *Revista de la Facultad de Ciencias Agrarias UNCuyo*, 46(1), 213-219.

Los cambios tecnológicos que acompañaron a la producción hortícola y las consecuencias de ese manejo impactaron negativamente en diversos niveles de la producción. Uno de los problemas a resolver es el de las plagas y enfermedades. Para diseñar sistemas hortícolas sustentables, el control biológico es una alternativa viable que se presenta como un desafío en nuestro país.

Este libro compila escritos y trabajos específicos de destacados especialistas argentinos relacionados con alternativas biológicas para el control de plagas en cultivos hortícolas.

Creemos que estas páginas son un aporte para el perfeccionamiento en técnicas de manejo más sustentables con ejemplos concretos para el control de las plagas agrícolas en la producción hortícola.

ISBN 978-987-8333-43-4



Ministerio de Agricultura,
Ganadería y Pesca
Argentina