

“Efectividad de las trampas adhesivas amarillas para el control de la mosca blanca *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) (Hemiptera: Aleyrodidae) en el cultivo de tomate *Lycopersicum esculentum* (Miller) (Solanaceae) en el norte de la Provincia de Entre Ríos”.

Tesis presentada para optar al título de Magister Scientiae de la Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales. Universidad Nacional de La Plata

Jorge Eduardo Castresana

Ingeniero Agrónomo



Universidad Nacional de La Plata
Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales



Comité Consejero

Director de Tesis

Andrés Luís Polack

Ingeniero Agrónomo (Universidad de Buenos Aires)

Doctor en Ciencias Naturales (Universidad Nacional de La Plata)

Codirector de Tesis

Mariana Edith Marasas

Ingeniera Agrónoma (Universidad Nacional de La Plata)

Doctora en Ciencias Naturales (Universidad Nacional de La Plata)

Jurado de Tesis

Luís Eduardo Castro

Licenciado en Biología (Universidad Nacional de La Plata)

Doctor en Ciencias Naturales (Universidad Nacional de La Plata)

Sara Cáceres

Ingeniera Agrónoma (Universidad Nacional de Nordeste)

Master of Science (University of Florida - EEUU)

Nancy Mabel Greco

Licenciada en Biología (Universidad Nacional de La Plata)

Doctora en Ciencias Naturales (Universidad Nacional de La Plata)

Fecha de defensa de la tesis: 11 de abril de 2016

DEDICATORIA

A mi pareja: Mariel

A mi madre: Sonia

A mi hermana: Moni

AGRADECIMIENTOS

Al Dr. Ing. Agr. Andrés Luis Polack, director de la tesis, por sus aportes, observaciones y correcciones.

A la Dra. Mariana Edith Marasas por su predisposición, apoyo, paciencia y confianza brindada durante su realización.

A la Dra. Nancy Greco y Dra. Claudia Cédola por sus enseñanzas, colaboración y buena disposición durante mi estadía como pasante en el Centro de Estudios Parasitología y Vectores (CEPAVE) de la Universidad de La Plata.

A la Dra. Ing. Agr. Laura Puhl, por su colaboración en la interpretación y análisis estadísticos de los datos y por su paciencia.

A la Dra. Ing. Agr. Rosana Paz por su cooperación con la identificación de los parasitoides y de las moscas blancas.

A la Dra. Ing. Agr. Beatriz, Díaz por su colaboración en la redacción.

A la Dra. Silvia López por su colaboración en la redacción.

A mi pareja, que en todo momento me acompañó y apoyó, por la paciencia y por los momentos que no pude compartir.

A mi madre, porque gracias a ella estoy aquí cada día, realizándome como persona y como profesional.

A mi hermana, Mónica, que siempre me apoyó y alentó para seguir adelante.

A la EEA INTA Concordia, por brindarme un lugar de trabajo.

Al productor, que siempre me recibió con buena disposición, durante los muestreos.

A mi viejo, que a pesar de no tenerte junto a mí, fuiste quien me dio fuerza para seguir creciendo como persona.

A todas aquellas personas que de una u otra manera aportaron su ayuda en la realización de esta tesis.

ÍNDICE GENERAL

Dedicatoria.....	i
Agradecimientos.....	ii
ÍNDICE GENERAL.....	iii
ÍNDICE DE TABLAS	v
ÍNDICE DE FIGURAS.....	vi
Abreviaturas	vii
RESUMEN.....	viii
ABSTRACT.....	ix
1. INTRODUCCIÓN.	1
1.1. Los problemas de la horticultura moderna.....	1
1.2. Horticultura sustentable: la necesidad de un nuevo paradigma	1
1.3. Las plagas en la horticultura	2
1.3.1. Desarrollo del concepto del manejo integrado de plagas.....	3
1.4. Control de plagas.....	4
1.4.1. Control químico	5
1.4.2. Control biológico	6
1.4.3. Otras alternativas al uso de plaguicidas	9
1.4.4. Trampeo masivo.....	9
1.4.5. Confusión sexual.....	9
1.4.6. Método físico	10
1.5. La importancia de la actividad hortícola en la República Argentina.....	11
1.6. Horticultura en Entre Ríos	12
1.6.1. El manejo tradicional de plagas y sus consecuencias	13
1.6.2. Situación del cultivo de tomate en el mundo, Argentina y Entre Ríos	13
1.6.3. Las plagas del tomate	15
1.6.4. Métodos de control de la mosca blanca	17
1.6.5. Enemigos naturales de la mosca blanca	18
1.6.6. Alternativas de control de la mosca blanca.....	20
1.7. Hipótesis y Objetivos	22

1.7.1	Hipótesis general.....	22
1.7.2.	Objetivo general.....	22
1.7.3.	Objetivos específicos.....	22
2.	MATERIALES Y MÉTODOS.....	22
2.1.	Manejo de los invernaderos y del cultivo de tomate.....	22
2.2.	Evaluación de las bandas cromotrópicas adhesivas amarillas.....	25
2.3.	Monitoreo de ninfas y adultos de mosca blanca en plantas.....	26
2.4.	Parasitismo.....	27
2.5.	Monitoreo de mosca blanca y sus parasitoides en tarjetas adhesivas amarillas.....	27
2.6.	Análisis estadístico.....	28
3.	RESULTADOS.....	29
3.1.	Condiciones climáticas de la zona de muestreo.....	29
3.2.	Captura de adultos de <i>Trialeurodes vaporariorum</i> en tarjetas de monitoreo.....	29
3.3.	Adultos de <i>Trialeurodes vaporariorum</i> en hojas.....	31
3.4.	Ninfas de <i>Trialeurodes vaporariorum</i> en folíolos.....	32
3.5.	Captura de parasitoides de <i>Trialeurodes vaporariorum</i> en tarjetas de monitoreo.....	33
3.6.	Pupas parasitadas de <i>Trialeurodes vaporariorum</i> en folíolos.....	34
3.7.	Pupas parasitadas por <i>Encarsia formosa</i> y <i>Encarsia pergandiella</i> en folíolos.....	35
4.	DISCUSIÓN.....	37
5.	CONCLUSIONES Y PERSPECTIVAS.....	44
5.1.	Conclusiones generales.....	44
5.2.	Recomendaciones.....	45
5.3.	Propuesta de proyectos futuros.....	46
6.	BIBLIOGRAFÍA.....	47

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Clasificación de las principales clases de insecticidas sintetizados para el control de plagas con acción en el sistema nervioso o muscular.....	5
Tabla 2. Regiones representativas de la horticultura en Argentina.....	11
Tabla 3. Distintos estados fenológicos del cultivo de tomate en el periodo que se realizó el ensayo.....	23
Tabla 4. Tratamientos con productos biorracionales para el control de plagas	24
Tabla 5. Datos meteorológicos registrados por el <i>data logger</i> en el periodo del ensayo de octubre de 2012 hasta marzo 2013	29
Tabla 6. Prueba T muestras apareadas de pupas parasitadas de mosca blanca por <i>E. pergandiella</i> y la <i>E. formosa</i> en folíolos sobre tratamientos (Con Bandas y Sin Bandas).....	36

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Mosca blanca, <i>Trialeurodes vaporariorum</i> : (a) daño de virus en fruto, (b) adulto, (c) ninfa de 1 ^{er} estadio y (d) adultos y ninfas en folíolo de tomate.....	17
Figura 2. Principales controladores biológicos de mosca blanca, <i>Trialeurodes vaporariorum</i> : (a) adulto de <i>Encarsia formosa</i> , (b) adulto de <i>Eretmocerus mundus</i> , (c) adulto y ninfa de <i>Tupiocoris chlorogaster</i> y (d) hongo entomopatógeno <i>Lecanicillium lecanii</i>	20
Figura 3. Croquis de la disposición de diferentes tratamientos dentro del invernadero.....	26
Figura 4. Folíolos con pupas parasitadas de mosca blanca.....	27
Figura 5. Tarjeta de monitoreo colocada en parcelas Sin Bandas (a) y (b).....	28
Figura 6. Tarjeta de monitoreo colocada en parcelas Con Bandas (c) y (d).....	28
Figura 7. Captura de adultos de mosca blanca por tarjeta de monitoreo a lo largo del periodo del ensayo.....	30
Figura 8. Evolución de los adultos de moscas blancas <i>T. vaporariorum</i> por hoja de tomate a lo largo del periodo del ensayo.....	31
Figura 9. Evolución de las ninfas de mosca blanca <i>T. vaporariorum</i> por hoja de tomate a lo largo del periodo del ensayo.....	32
Figura 10. Evolución de las capturas de parasitoides de mosca blanca <i>T. vaporariorum</i> por tarjeta de monitoreo a lo largo del periodo del ensayo.....	34
Figura 11. Evolución del porcentaje de pupas de mosca blanca <i>T. vaporariorum</i> , sanas, parasitadas por <i>E. formosa</i> y <i>E. pergandiella</i> en folíolos de tomate.....	35

Abreviaturas

ANOVA	análisis de varianza
Bandas	Bandas cromotrópicas adhesivas amarillas
CASAFE	Cámara de Sanidad Agropecuaria y Fertilizantes
CEPAVE	Centro de Estudios Parasitológicos y de Vectores
cm	centímetro
c.v.	cultivar
D.E.	desviación Estándar
dif.	diferencia
FAOSTAT	Estadísticas de la Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura
ha	héctarea
INDEC	Instituto Nacional de Estadística y Censos
INTA	Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria
IRAC	Comité de Accion sobre la Resistencia a los Insecticidas
m	metro
m ²	metro cuadrado
MCBA	Corporación Mercado Central de Buenos Aires
MIP	Manejo Integrado de Plagas
Obs.	observación
PROINDER	Proyecto de Desarrollo de Pequeños Productores Agropecuarios
RAPD-PCR	amplificación aleatoria de ADN polimórfico
rADN	ADN recombinante
tarjetas	Tarjetas cromotrópicas adhesivas amarillas
ton	tonelada
UNEP	Programa de las Naciones Unidas para el Medio Ambiente
UNT	Universidad Nacional de Tucumá
°C	grado Celsius
%	porcentaje

Efectividad de las trampas adhesivas amarillas para el control de la mosca blanca *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) (Hemiptera: Aleyrodidae) en el cultivo de tomate *Lycopersicon esculentum* (Miller) (Solanaceae) en el norte de la Provincia de Entre Ríos.

RESUMEN

Dado que algunos insectos adultos muestran preferencia a ciertas longitudes de onda, este comportamiento fue considerado para desarrollar estrategias de control de insectos plaga. Esta investigación tuvo como objetivo determinar el efecto directo de las bandas cromotrópicas adhesivas amarillas sobre la población de la mosca blanca en invernaderos *Trialeurodes vaporariorum* West. (Hemiptera: Aleyrodidae) y el efecto indirecto del trapeo sobre el parasitismo por parasitoides *Encarsia formosa* y *Encarsia pergandiella* (Hymenoptera: Aphelinidae). Este estudio fue realizado en cultivo de tomate bajo cubierta de un productor de Chajarí (Provincia de Entre Ríos, Argentina). En invernaderos comerciales de producción ecológica, se colocaron parcelas con bandas cromotrópicas adhesivas amarillas (Con Bandas) y parcelas sin dichas bandas (Sin Bandas o Control). Las parcelas Con Bandas fueron revisadas quincenalmente para registrar capturas de adultos de mosca blanca y de parasitoide. En dichos periodos de muestreo se extrajeron sub-muestras que consistían en tarjetas cromotrópicas adhesivas amarillas de las bandas que fueron analizadas en el laboratorio. Sin embargo, en el caso del tratamiento Sin Bandas, dichas tarjetas - elaboradas con el mismo material de las bandas - fueron colocadas bajo un diseño preestablecido. Además, se monitoreó la plaga por inspección directa del cultivo y se recogieron folíolos de tomate con pupas de mosca blanca para estimar el porcentaje de parasitismo. Los resultados generales corroboraron la hipótesis que el tratamiento Con Bandas disminuyó significativamente el número de adultos y ninfas de mosca blanca con respecto al tratamiento Sin Bandas. Sin embargo, no hubo diferencias significativas en el número de pupas parasitadas de mosca blanca por ambos parasitoides. Por lo tanto, el uso de las bandas resulta efectiva sin consecuencias relevantes para el parasitismo, convirtiéndose en una alternativa para el control de la mosca blanca que disminuiría el uso de insecticidas en dicho cultivo.

Palabras clave: Banda cromotrópica adhesiva amarilla, mosca blanca, parasitismo, tomate

Effectiveness of yellow sticky traps for control of whiteflies *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) (Hemiptera: Aleyrodidae) in tomato crops *Lycopersicon esculentum* (Miller) (Solanaceae) in the northern Province of Entre Ríos.

ABSTRACT

Since some adult insects respond to particular wavelengths, this selective behaviour has been considered to develop strategies for pest control. The objective of this research was to determine the direct effect of yellow chromotropic roller traps on whiteflies population *Trialeurodes vaporariorum* West. (Hemiptera: Aleyrodidae) in greenhouse crops and their indirect effect on parasitism caused by the parasitoid species *Encarsia formosa* and *Encarsia pergandiella* (Hymenoptera: Aphelinidae). This study has taken place in a greenhouse tomato crop produced by a grower located in Chajarí (Province of Entre Ríos, Argentina). Plots with yellow roller traps (Treated Plots) and without yellow roller traps (Control Treatment) were arranged in commercial greenhouse with ecological production. The Treated Plots were monitored every 15 days to register the capture of adult whitefly and adult parasitoid. In such time periods, subsamples that involve yellow chromotropic sticky cards (monitoring cards) were removed from the roller traps and further analyzed in laboratory. However, in the case of Control Treatment, such cards - made of the same material as the roller traps - were placed according to a specific design. Pest monitoring was also accomplished by a direct crop inspection and tomato leaflets infested with whitefly pupae were collected to assess the parasitism rate. The results confirmed the hypothesis that Treated Plots significantly decreased the number of adult whitefly and pupae compared to Control Treatment. Nevertheless, no significant differences were observed in relation to the number of whitefly pupae parasitized by both parasitoids. Therefore, the use of these roller traps is effective without relevant negative consequences for parasitism resulting in an alternative for whiteflies pest management, which would reduce the application of insecticides required in tomato crops.

Key words: Yellow chromotropic roller trap, whitefly, parasitism, tomato.

1. INTRODUCCIÓN

1.1. Los problemas de la horticultura moderna

Los agroecosistemas anuales modernos son ecosistemas simplificados diseñados para producir altos rindes. Los cultivos crecen en amplias unidades de monocultivos que dependen de insumos externos de agroquímicos como son los insecticidas sintéticos y los fertilizantes. En conjunto, estos insumos contribuyen a incrementar la producción, pero también a una notable disminución de la biodiversidad (Chamberlain *et al.*, 2000; Benton *et al.*, 2003).

Uno de estos ecosistemas simplificados es la producción bajo cubierta, la cual se incrementó durante el siglo XX. (Witter & Castilla, 1995). Este tipo de producción ha permitido obtener productos fuera de estación, un incremento en la eficiencia del uso del agua y de la tierra, el mejoramiento del control de plagas y enfermedades, una mejor calidad del producto y alto rendimiento, debido a la optimización de factores de crecimiento como la temperatura y la concentración de dióxido de carbono, con lo cual resulta valorada la producción en invernadero (Witter & Castilla, 1995). Sin embargo, este sistema de producción ha sido muy cuestionado por su alta demanda de recursos, entre ellos, el uso indiscriminado de insecticidas de amplio espectro y la emisión de dióxido de carbono (Carlsson Kanyama, 1998). Todo lo mencionado ha traído aparejado graves problemas de contaminación del suelo, agua y de la atmósfera (Kreuger *et al.*, 2010; Teunissen, 2005) así como también la liberación de nutrientes a las napas freáticas derivada del uso de fertilizantes (Bres, 2009; Hansson, 2003; Van Os, 1994).

1.2. Horticultura sustentable: la necesidad de un nuevo paradigma

El desarrollo sustentable se ha propuesto como un paradigma que requiere transformaciones sociales, económicas y ambientales profundas de tal manera que conserve el recurso natural para el usufructo y bienestar de las generaciones presentes y futuras. A nivel mundial, se está generando un consenso en cuanto a la necesidad de nuevas estrategias de desarrollo agrícola sustentable (Adams, 2006; Parris, 2003). Este nuevo paradigma reconoce

a los paisajes rurales como el nexo donde convergen los desafíos vinculados a la seguridad alimentaria, la producción energética, el desarrollo económico, la conservación de los ecosistemas y el cambio climático (UNEP, 2011). Por lo tanto, la consideración de la sustentabilidad como paradigma permite aceptarlo como una eficiente interpretación de un proceso complejo (Casas & Velasquez, 1995) para desarrollar un marco teórico que reconoce las tendencias sociales, económicas y ambientales de un sistema.

1.3. Las plagas en la horticultura

Una plaga en agricultura, se define como una población de animales que se alimentan de los tejidos de las plantas del cultivo, denominados fitófagos que producen un daño económico (Camacho *et al.*, 2009). A nivel mundial existe una gran diversidad de artrópodos (insectos y ácaros) plaga que causan daños en cultivos hortícolas (Van Lenteren & Woetts, 1988).

En función de la manera en la que se alimentan las plagas de las plantas se pueden distinguir tres grupos:

1) Plagas que se alimentan de jugos celulares: Insectos y ácaros que se alimentan de células vegetales, principalmente encontradas en el envés de las hojas, en los tejidos superficiales de hojas, tallos y frutos, que provoca manchas amarillentas y decoloraciones por células muertas en los tejidos afectados. En ataques más avanzados, se produce desecación de las hojas. Estas plagas también afectan a los puntos de crecimiento de la planta, lo que da como resultado deformaciones de las hojas y de los frutos. A este grupo pertenecen los ácaros plaga (Viñuela & Jacas, 1998) y también los trips (Lacasa & Llorens, 1996).

2) Plagas que se alimentan de jugos floemáticos: Insectos que fijan sus piezas bucales en el tejido de la planta utilizando el estilete para alcanzar un conductor y alimentarse de los jugos floemáticos que le permiten satisfacer los requerimientos de proteínas. Este modo de alimentación ocasiona síntomas de amarillamiento y debilitamiento de las plantas, así como otros daños indirectos cada vez que estos insectos excretan grandes cantidades de azúcar o

“melaza” que queda depositada sobre la superficie de la hoja, lo cual favorece la colonización de hongos que se nutren de esta melaza y ocasionan la fumagina (*Cladosporium sphaerosporum*). El desarrollo de la fumagina interfiere la capacidad fotosintética, lo cual provoca el debilitamiento y la reducción del crecimiento de la planta con pérdidas de rendimiento y defoliación (Cohen, 1990; Polack, 2005). A este grupo pertenecen insectos como las moscas blancas, los pulgones (Nieto *et al.*, 2005; Quisenbery & Xinzhi, 2007; Belliure *et al.*, 2008) y las cochinillas.

3) Plagas que se alimentan de tejido vegetal: Insectos que causan daño sobre las hojas, brotes tiernos y además se alimentan de los frutos penetrando por el extremo del pedúnculo (Bogoni *et al.*, 2003). A este grupo pertenecen insectos como las orugas defoliadoras y larvas de minadores.

Ciertas plagas pueden producir daños indirectos en las plantas al favorecer la aparición de enfermedades. Algunas especies que se alimentan de jugos floemáticos son más transmisoras de virus de las plantas que las especies que se alimentan de los jugos celulares. Además, las heridas provocadas por insectos masticadores cuando se alimentan de tejido vegetal pueden ser la vía de entrada de hongos y bacterias.

1.3.1. Desarrollo del concepto de manejo integrado de plagas (MIP)

Dentro del marco de una agricultura sustentable, el manejo integrado de plagas (MIP) se basa en la aplicación racional de insecticidas químicos (Kogan, 1998; Maredia, 2003), el uso de diversas técnicas, principalmente, biológicas, biotecnológicas, culturales y de mejora genética, de modo tal que el uso de plaguicidas se limite a lo estrictamente necesario. Kogan (1998) definió: “MIP es un apoyo a las decisiones de un sistema de selección y de uso de tácticas de control de plagas, por separado o coordinados dentro de una estrategia de gestión, basado en el análisis de costo/beneficio que debe tener en cuenta los intereses de los productores y los impactos en la sociedad y el ambiente”.

El MIP representa un sistema de manejo con un enfoque ecológico y multidisciplinario (Frisbie, 1985) que reconoce dos niveles de integración: (a) una “integración vertical” referida

a varias técnicas compatibles para el control de una plaga en particular y (b) una “integración horizontal” que implica la utilización de prácticas compatibles para el manejo simultáneo de todos los agentes perjudiciales en el cultivo (Prokopy & Kogan, 2003; Ehler, 2006). Por lo tanto, si hablamos de horticultura sustentable en este contexto, el manejo integrado de plagas es el paradigma apropiado, el cual debe aplicarse desde un punto de vista social, ecológico y geográfico, para evitar el deterioro del agroecosistema y prevenir la propagación de las plagas a otras áreas geográficas. El logro de dichos propósitos será el resultado de los programas de muestreo y manejo sostenible del agroecosistema (Armitage, 2003). Sin embargo, es necesario mencionar la presencia de algunas dificultades para la implementación de programas MIP que se hallan íntimamente relacionadas con las presiones ejercidas por las compañías multinacionales de producción de insecticidas de síntesis química, ya que las técnicas de MIP reducen considerablemente el mercado de estos insumos (Kogan, 1998).

1.4. Control de plagas

El beneficio de realizar un control de las plagas en la agricultura consiste en evitar pérdidas de rendimiento de los cultivos, lo cual implica el uso continuo de insecticidas de síntesis química que generan disturbios en el agroecosistema y mayores problemas de plagas. Este tipo de producción requiere de una constante intervención humana, la cual genera inestabilidad en los agroecosistemas y empeora los problemas de plagas (Franco, 2011). Las prácticas agrícolas convencionales y modernas comenzaron al final de la Segunda Guerra Mundial, en cuyo momento se comenzaron a desarrollar herbicidas e insecticidas de síntesis química efectivos que actualmente se encuentran fácilmente disponibles para su uso (Johansen, 1977). Los herbicidas usualmente se aplican en el suelo para preparar la cama de siembra antes de sembrar un cultivo, lo que reduce la flora nativa. En este contexto no sólo se continuó el uso de estos herbicidas, sino que se ha incrementado la producción de insecticidas de síntesis química que, al obtenerse fácilmente en el mercado, generó una aplicación frecuente en grandes extensiones de cultivos, pastizales y bosques (Johansen, 1977).

1.4.1. Control químico

Está fundamentado en el uso de insecticidas de síntesis química, (Tabla 1).

Tabla 1.- Clasificación de las principales clases de insecticidas sintetizados para el control de plagas con acción en el sistema nervioso o muscular (Fuente: IRAC 2015 (Insecticide Resistance Action Committee)).

Grupo principal/Modo de acción	Subgrupo químico a materia activa representativa	Materias activas con registro
1 Inhibidores de la acetilcolinesterasa (AChE) Acción nerviosa	1A Carbamatos	Formetanato, metiocarb, oxamilo, pirimicarb
	2A Organofosforados	Clorpirifos, dimetoato, etotrofós, malatión,
3 Modulares del canal de Sodio Acción nerviosa	3A Piretroides, Piretrinas	Alfa cipermetrín, ciflutrín, cipermetrín, deltametrín, esfenvalerato, lambda cihalotrín, Piretrinas
4 Antagonistas del receptor nicotínico de la acetilcolina Acción nerviosa	4A Neocotinoideos	Acetamiprid, imidacloprid, clotianidina, tialcloprid, thiametoxan
5 Activadores del receptor alósterico nicotínico de la acetilcolina Acción nerviosa	Spinosines	Spinosad

6 Activadores del canal de cloro Acción nerviosa y muscular	Avermectinas	Abamectina, emamectina, milbemectina.
7 Miméticos de la hormona juvenil Regulación de crecimiento	7B Fenoxicarb, 7C Piriproxifén	Fenoxicarb. Piriproxifén
9 Bloqueadores selectivos de la alimentación de los homópteros	9B Pimetrocina	Pimetrocina
15 Inhibidores de la biosíntesis de quitina, tipo 0, lepidópteros Regulación de crecimiento	Benzoilureas	Diflubenzurón, flufenoxurón, lufenurón, teflubenzurón, triflumurón
16 Inhibidores de la biosíntesis de quitina, tipo 1, homópteros Regulación de crecimiento	Buprofezin	Buprofezin
17 Disruptores de la muda, dípteros. Regulación de crecimiento	Ciromazina	Ciromazina

1.4.2. Control biológico

Dentro del MIP, una de las herramientas es el “control biológico” definido como la reducción de las poblaciones de las plagas por enemigos naturales (depredadores, parasitoides

y entomopatógenos) (Moschetti, 2003). Se trata de una herramienta de manejo muy utilizada en invernáculos en Europa, Norteamérica y algunos países de América Latina (Bellows & Fisher, 1999; Pilkington *et al.*, 2010; Van Lenteren & Bueno, 2003; Van Lenteren, 2011). El control biológico se ha incrementado a lo largo de la segunda mitad del siglo XX. Actualmente está muy difundido en diferentes cultivos (Jacas & Urbaneja, 2008). Eliengber *et al.* (2001) en uno de sus artículos trata de unificar el término control biológico determinando cuatro estrategias: (1) control biológico clásico, que se define como “la introducción intencionada de un agente de control biológico exótico que ha coevolucionado con la plaga (exótica) con el objetivo de que se establezca en la nueva región y controle a la plaga a largo plazo”, (2) control biológico por inoculación, cuya definición se apoya en aquella propuesta por (Crump, 1999) y se refiere a “la liberación intencionada de un organismo vivo como agente de control biológico con el objetivo de que se multiplique y controle la plaga durante un periodo determinado, pero no de una manera permanente”, (3) control biológico por inundación, cuya definición se inspira en aquella de Van Driesche & Bellows Jr (1996) y se refiere a “ las liberaciones de un número muy elevado de organismos vivos, nativos o introducidos, como agentes de control biológico para reducir la población de la plaga a corto plazo cuando la densidad alcanza niveles de daño económico”, siendo esta estrategia muy similar a la de la aplicación de productos fitosanitarios, tanto en sus objetivos como en su formulación y aplicación; y (4) control biológico por conservación, el cual “se basa en la modificación del medioambiente o de las prácticas existentes para proteger y aumentar los enemigos naturales específicos u otros organismos con la finalidad de reducir el efecto de las plagas” (DeBach, 1964). Los agentes entomófagos para el control biológico de plagas son artrópodos depredadores e insectos parasitoides a saber: a) *Depredadores*: comprenden aquellos organismos que pueden reducir las poblaciones de plagas a un nivel inferior aceptable para evitar un daño y perjuicio económico a los cultivos (Symondson *et al.*, 2002). A diferencia de los parasitoides, los insectos depredadores son más grandes que sus presas y requieren más de una presa individual para completar su desarrollo. La mayoría de los depredadores no pueden completar su ciclo de vida con una sola presa, sino que deben encontrar, someter y consumir numerosos individuos para madurar y reproducirse. En consecuencia, la mayoría de estos depredadores requiere de altas densidades de población de su presa y deben tener actividad de búsqueda altamente eficiente para localizarlas (Van Driesche *et al.*, 2007). Dentro del grupo

de depredadores potenciales de plagas se encuentran los órdenes: Coleoptera, Dermaptera, Mantodea, Odonata, Neuroptera, Hymenoptera, Araneae, Diptera y Hemiptera (Johnson *et al.*, 2005). La mayoría de los artrópodos depredadores se alimentan de un gran número de insectos plaga durante su desarrollo, pero algunos resultan más eficaces que otros en el momento de controlar a las plagas. Los estadios juveniles usan a la presa para su desarrollo y crecimiento, mientras que los adultos las usan para su mantenimiento y reproducción. Los insectos depredadores se alimentan de todos los estadios de desarrollo de las presas: huevos, larvas (o ninfas), pupas y adultos; b) *Parasitoides*: comprenden los principales grupos de parasitoides utilizados en el control biológico de plagas que pertenecen a los órdenes: Hymenoptera (la mayoría son avispas de las superfamilias Chalcidoidea, Ichneumonoidea y Proctotrupoidea) y Diptera (moscas, especialmente de la familia Tachinidae). Con respecto a los insectos parasitoides, éstos son parásitos en sus estadios inmaduros, pero en el estadio de adulto son libres. A diferencia de los parásitos, los parasitoides siempre matan a sus hospedadores; sin embargo, el hospedador puede completar la mayor parte de su ciclo de vida antes de morir (Van Driesche *et al.*, 2007). Todos los estados de los insectos pueden ser parasitados, los que se clasifican en: parasitoides de huevos, de larvas, pupas y adultos. Los insectos parasitoides tienen un ciclo de vida inmaduro que se desarrolla dentro del hospedador (endoparasitoides) o fuera de su hospedador (ectoparasitoides), en cuyos casos el hospedador finalmente muere, de ahí el valor de los parasitoides como enemigos naturales. Independiente del orden, la puesta del huevo puede ser en forma individual o múltiple. Los parasitoides que se alimentan y desarrollan de manera individual sobre un hospedador se denominan “parasitoides solitarios” mientras que aquellos que lo hacen de manera gregaria (desde dos hasta varios miles de individuos) sobre un único hospedador reciben el nombre de “parasitoides gregarios” (Jacas & Urbaneja, 2008). A veces suele ocurrir que varias hembras de la misma especie oviponen en el mismo individuo hospedador o que una hembra pone más de un huevo en un individuo hospedador, con lo cual las larvas compiten dentro del hospedador y sólo emerge un parasitoide adulto, en ambos estos casos se los denomina “superparasitismo” (Nancy Greco, CEPAVE, com. pers.).

1.4.3. Otras alternativas al uso de plaguicidas

1.4.4. Trampeo masivo

La técnica del trampeo masivo (“mass trapping”) radica en el uso de una cantidad de trampas por hectárea que permite disminuir la densidad de una plaga por medio de la atracción y muerte (“attract and kill”) de una alta proporción de individuos de esta plaga (El-Sayed *et al.*, 2006). Sin embargo, este tipo de técnica conlleva algunas desventajas para su utilización, a saber: (a) un elevado costo por requerir un gran número de trampas con un diseño eficaz, (b) la posibilidad de saturación de estas trampas en casos de poblaciones con alta densidad; y (c) la captura únicamente de machos (en el caso del uso de feromonas sexuales).

1.4.5. Confusión sexual

Esta técnica se basa en interrumpir la comunicación entre los insectos macho y hembra, por medio de la saturación del medio con feromona sexual para disminuir o impedir las cópulas y, por lo tanto, evitar la puesta de las hembras y que no haya descendencia de la especie. Existen tres mecanismos diferentes mediante los cuales se puede conseguir la desorientación de los machos (Weatherston, 1990): (1) adaptación/habituación, (2) pistas falsas y (3) camuflaje. El primer mecanismo tendría efectos neurofisiológicos directos sobre el insecto por la exposición constante a elevadas dosis de feromona, lo cual provoca una adaptación de los receptores antenales y/o la habituación del sistema nervioso central del insecto, lo cual impide al macho responder a los niveles normales del estímulo de la feromona natural. El segundo mecanismo tiene lugar en el momento que el macho recibe estímulo desde muchos puntos emisores de feromona que compiten con las señales de las hembras en pauta de llamada y el tercero de estos mecanismos tiene lugar si la concentración de feromona en el ambiente es tal que la estela natural de feromona queda enmascarada o camuflada por la sintética.

1.4.6. Método físico

Existen también otros métodos de control basados en la atracción, como las trampas de color para ciertas plagas. Estas se basan en la atracción cromotrópica que diversos colores ejercen sobre determinadas especies de insectos. Este tipo de trampas ya se han considerado como instrumento para el monitoreo de ciertas plagas, por ejemplo, las amarillas para áfidos (pulgones) y aleuródidos (moscas blancas) (Shen & Ren, 2003; Zhou *et al.*, 2003; Qiu & Ren, 2006; Gu *et al.*, 2008) o las azules para el trampeo masivo de ciertos trips (Brodsgaard, 1989; Brodsgaard, 1993). Si se colocan placas adhesivas en suficiente densidad en determinado recinto pueden servir también para la captura masiva. De esta manera en aquellos invernaderos hortícolas, donde quieren evitarse tratamientos químicos se han utilizado trampas adhesivas amarillas para el control por captura masiva de adultos de moscas blancas y minadoras de hojas. En referencia a las moscas blancas, varios autores han señalado la efectividad de usar trampas adhesivas amarillas en el monitoreo de sus poblaciones (Berlinger, 1980; Gerling & Horowitz, 1984; Musuna, 1986; Roa *et al.*, 1991). En el caso de esta plaga, su eficacia dependerá de la fenología del cultivo, de la altura donde son colocadas, etc. (Webb & Smith, 1980; Byrne *et al.*, 1986). Asimismo, las trampas se han utilizado para estudiar la presencia y la abundancia relativa de los parasitoides y depredadores de moscas blancas (Udayagiri *et al.*, 1997). Los parasitoides de *B. tabaci*, de los géneros *Encarsia* y *Eretmocerus* se capturan mediante trampas adhesivas amarillas colocadas en cultivos a campo (Simmons & Jackson, 2000). Si bien se conoce el efecto de la atracción de *Trialeurodes vaporariorum* Westwood (Hemiptera; Aleyrodidae) y *Bemisia spp.* hacia el color amarillo desde hace más de 50 años (Lloyd, 1921; Mound, 1962; Gillespie & Qiring, 1987; Gillespie & Qiring, 1992; Antignus *et al.*, 2001), no fue hasta la década de los años noventa que se desarrollaron trampas adhesivas comerciales para la protección de plantas en invernaderos con cultivos comerciales, las cuales resultan más económicas en relación a las aplicaciones de insecticidas de síntesis química y seguras para el medio ambiente (Premalatha & Rajangam, 2011).

1.5. La importancia de la actividad hortícola en la República Argentina

La horticultura argentina se caracteriza por su amplia distribución geográfica y por la diversidad de especies que produce. Podemos encontrar horticultores en todas las provincias y sus sistemas de producción son en su mayoría de origen familiar. La horticultura ocupa una superficie de 600.000 has. distribuidas en todas las provincias del país, las que generan una producción aproximada de 10.500.000 ton., en su mayoría provenientes de sistemas de producción familiar y ocupa a 350.000 personas sólo en el eslabón primario de la cadena (Colamarino *et al.*, 2006). De esta superficie, 17.000 has. son cultivadas con tomate, cuya producción alcanza aproximadamente 1.000.000 ton. Esta hortaliza es la segunda más consumida después de la papa, con un valor de 800.000 millones de pesos sólo de la producción primaria (C. Argerich, INTA La Consulta, com. pers.). Teniendo en cuenta la interacción de factores ecológicos, económicos, políticos, sociales y sus variaciones en el marco de la amplia y variada geografía del país, se ha elaborado una tipología de ocho regiones representativas de la horticultura argentina (Colamarino *et al.*, 2006) como se observa en la (Tabla 2).

Tabla 2.- Regiones representativas de la horticultura en Argentina. (Fuente: Dirección de Industria Alimentaria, sobre la base de datos del INDEC.)

Regiones	Provincias y Subregiones	Principales especies
Noroeste	Salta, Jujuy y Tucumán	Tomate, pimiento, poroto, chaucha, zapallito, berenjena, pepino, papa y maíz dulce.
Noreste	Sudeste de Formosa, este de Chaco, Corrientes y Misiones	Zapallo, tomate, maíz dulce, ajo, mandioca, pimiento, batata y chaucha.
Central	Córdoba, San Luis y Santiago del Estero	Papa, ajo, zanahoria, batata, tomate, pimiento, cebolla de verdeo, remolacha, zapallito y apio.

Andina	Catamarca, La Rioja, Mendoza y San Juan	Ajo, alcaucil, espárrago, cebolla, zapallo anco, lechuga, zanahoria, chaucha, papa, tomate y pimiento.
Valles del Río Negro y Neuquén	Río Negro y Neuquén	Papa, tomate, cebolla y zapallo.
Litoral	Santa Fe y Entre Ríos	Batata, tomate, zapallito, lechuga, zanahoria, chaucha, arveja, maíz dulce, papa, acelga, espinaca, alcaucil.
Patagonia Sur	Chubut, Santa Cruz y Tierra del Fuego	Papa y ajo para semilla, lechuga y otras hortalizas de hoja.
Buenos Aires	Norte de Buenos Aires, Cinturón Hortícola de Buenos Aires, área Central de Buenos Aires, sudeste bonaerense y Cinturón Hortícola de Bahía Blanca	Batata, arveja, tomate, apio, lechuga, espinaca, pepino, papa, chaucha, albahaca, alcaucil, zapallito de tronco, repollo, remolacha, hinojo y apio.

1.6. Horticultura en Entre Ríos

En la horticultura de Entre Ríos existen unos 550 establecimientos productores ocupando un área productiva de 1.300 has., de las cuales 80 has. se destinan al cultivo en invernadero. Algunos productores de frutas cítricas ubicados cerca del Río Uruguay han comenzado a diversificar su actividad agrícola con la producción de pequeñas superficies de hortalizas bajo cubierta (especialmente tomate, pimiento y melón) y comercializan esos productos en forma conjunta con los cítricos en los mercados mayoristas. En la producción de hortalizas, la venta de esos productos es generalmente local. Las principales localidades son Chajarí, Federación, Concordia, Gualeguay, Colón, San José, Feliciano, La Paz y Paraná (esta última en el oeste de la provincia, sobre la costa del río Paraná). Se cultivan hortalizas de hoja, de fruto, batata, cebolla y zapallo (MCBA, 2011). El sector hortícola provincial produce el 14% del consumo del territorio. Este dato pone en evidencia un déficit, que abastece principalmente Buenos Aires, Santa Fe, Cuyo y Corrientes. Dada la importancia de la

actividad hortícola en la provincia y su escaso desarrollo en comparación con otras regiones del país, debido a la escasez de inversión en invernaderos y de un inapropiado paquete tecnológico que incluya insumos, tales como, las semillas de última generación y técnicas de manejo cultural de cultivo, a determinados insecticidas y fungicidas biorracionales para el control fitosanitario bajo cubierta - producto del desinterés por la inocuidad biológica y química de los productos etcétera-, a la falta de capacitación de profesionales especializados en el manejo de dichas tecnologías necesarias para la posterior formación de productores y empleados, resulta beneficioso impulsar la producción de tomate bajo cubierta a través de alternativas de bajo impacto ambiental con el objetivo de mejorar la competitividad.

1.6.1. El manejo tradicional de plagas y sus consecuencias

En cultivos hortícolas de Entre Ríos, el control de plagas se efectúa únicamente a través del control químico, mediante el uso de insecticidas de síntesis química, predominando la utilización de los convencionales de amplio espectro (organoclorados, organofosforados, carbamatos y piretroides) (CASAFE, 2013). La repetición de los tratamientos depende del tipo de cultivo y sistema de cultivo (bajo cubierta o a campo) aunque habitualmente no se efectúan rotaciones entre grupos de plaguicidas. A consecuencia de esto, dentro de los ambientes agrícolas, los sistemas hortícolas, principalmente los “protegidos” presentan un alto disturbio ecológico (Botto *et al.*, 2000; Gabarra, 2002).

1.6.2. Situación del cultivo de tomate en el mundo, Argentina y Entre Ríos.

El cultivo de tomate, *Lycopersicon esculentum* L. (Solanaceae), es el producto hortícola de mayor importancia económica con una producción mundial en el año 2012 de 211 millones de ton. (FAOSTAT, 2012). Si bien el tomate se cultiva en más de cien países, los principales productores son: la República Popular China, con alrededor de 50 millones de ton. en el año 2012, equivalentes al 23,75% de la producción mundial; la India con 17,5 millones de ton., equivalentes al 8,29% de la producción mundial (FAOSTAT, 2012), Estados Unidos de Norteamérica, Turquía y Egipto, con participaciones que oscilan en el año 2012 entre el 8,29% y el 4,09% de la producción mundial y superan, en todos los casos, los 8

millones de ton. Cabe señalar, para fines comparativos, que la producción Argentina anual de tomate alcanzó alrededor de 700 mil ton. en 2008 (en peso equivalente de producto fresco) y el volumen promedio del período 1999-2008 fue de 660 mil ton. De este total, se destinaron a consumo en fresco alrededor de 250 mil ton. (valores medios del decenio considerado) mientras que se procesan aproximadamente 450 mil ton. (Corvo-Dolcet, 2005; MCBA/INTA 2006 a 2009). Las técnicas productivas, en cuanto a la combinación de insumos y al acervo genético y otros factores, difieren entre zonas productivas y productores individuales (Corvo-Dolcet, 2005). Sin embargo, en Argentina la mayor diferencia radica en la infraestructura en relación a la cual coexisten dos modalidades de producción: a campo y bajo cubierta. La superficie total cultivada con tomate ascendió en Argentina a 16.400 has. en el año 2008 y de este total se cultivaron 14.800 has. (a campo) y 1.400 (bajo cubierta). El tomate para consumo fresco se cultiva a campo y bajo cubierta. La superficie total destinada a la producción de tomate para consumo en fresco fue de aproximadamente 8.074 has. en el año 2002 (INDEC, 2002), de las cuales 6.890 has. son destinadas para cultivo a campo y 1.185 has. para cultivo bajo cubierta. La superficie bajo cubierta se destina exclusivamente al consumo "en fresco" y tiene la particularidad de ingresar al mercado en momentos en que se produce una merma en la oferta del producto, incrementándose su precio. En cuanto a la producción de tomate bajo cubierta, se observa que estas superficies resultan ser considerablemente menores que las superficies a campo para consumo en fresco y además presenta una fuerte concentración de la actividad - el 87,7% de la superficie nacional bajo esta modalidad de cultivo (aproximadamente 1.040 has.) se concentra en las provincias de Corrientes y Buenos Aires -. La Provincia de Corrientes con 632 has. en el año 2002 (alrededor del 53,3% del área nacional con tomate bajo cubierta) ha sido y continúa siendo la provincia que presenta mayor concentración de invernáculos destinados al cultivo del tomate. Esta producción se concentra en tres departamentos (Lavalle, Goya y Bella Vista) que, en conjunto, producen más de un 90% de la producción provincial. La Provincia de Buenos Aires destinó en el 2002 una superficie aproximada de 407 has., equivalentes al 34,3% del área nacional con tomate bajo cubierta. Esta producción se concentra en dos zonas, por un lado, los municipios de La Plata y Florencio Varela, y por el otro, el Municipio de General Pueyrredón, cinturón verde de Mar del Plata. Este panorama se completa con la Provincia de Salta, con 34 has. en el año 2002, Provincia de Entre Ríos, con 31 has., Provincia de Santa Fe, con 12 has.; Provincia de

Córdoba, con 10 has. en el mismo año. (INDEC, 2002; Corvo Dolcet, 2005). La Provincia de Entre Ríos es la sexta productora de tomate a nivel nacional (MCBA, 2011). La producción se concentra en los departamentos de Paraná, Colón, Federación y Concordia (según orden de importancia), con un 83% del total provincial (PROINDER, 2011).

1.6.3. Las plagas del tomate

Las principales plagas de tomate en el noreste de la Provincia de Entre Ríos son las moscas blancas *Trialeurodes vaporariorum* y *Bemisia tabaci* (Hemiptera; Aleyrodidae); la polilla del tomate, *Tuta absoluta* (Lepidoptera: Gelechiidae); los trips, *Frankliniella occidentalis* (Pergande), *F. schultzei* (Trybom) (Thysanoptera: Thripidae); la arañuela roja, *Tetranychus urticae* (Koch) (Acari: Tetranychidae) y el ácaro del bronceado, *Aculops lycopersici* (Masee) (Acari: Eriophyidae) (Cédola *et al.*, 2001; Polack & Mitidieri, 2005). Podemos encontrar en invernadero, principalmente, a las moscas blancas *Bemisia tabaci* Gennadius y *Trialeurodes vaporariorum* Westwood (Hemiptera: Aleyrodidae) (Viscarret, 2000; 2001; Cáceres, 2004; 2005). Las moscas blancas, *T. vaporariorum* y *B. tabaci*, son consideradas las principales plagas a nivel mundial (Hodges & Evans, 2005) tanto en cultivos hortícolas como en ornamentales (Oliveira *et al.*, 2001), aunque su distribución actual es cosmopolita (Martín & Mound, 2007). El origen de *T. vaporariorum* parece situarse en áreas tropicales de Centroamérica (Mosti & Benuzzi, 1992) y en cuanto al de *B. tabaci*, algunos científicos sugieren que puede ser originaria de África tropical, desde cuya zona se dispersó a Europa y Asia, y fue posteriormente introducida al Neotrópico, principalmente por transporte de material de plantas (Brown & Bird, 1992; Campbell *et al.*, 1995). Sin embargo, otros científicos sugieren que esta especie puede ser nativa de India o Pakistán, donde se ha encontrado la mayor diversidad de especies de sus enemigos naturales (Brown *et al.*, 1995). Para esta especie de mosca blanca, se han utilizado diversas técnicas, especialmente, electroforesis de esterases no específicas, técnicas moleculares como RAPD-PCR y análisis de genes específicos (18S rARN, 16S rADN) con el objeto de estudiar 41 poblaciones de *B. tabaci*. Con posterioridad a la utilización de estas técnicas, se ha determinado que en estas poblaciones, 24 han recibido la designación de biotipos (Perring, 2001). Una de las características de sus miembros es que los adultos poseen el cuerpo y las alas cubiertas por

secreciones cerosas que les confieren un aspecto pulverulento (Gill, 1990). Se reproducen por arrenotoquia, los machos proceden de huevos haploides no fecundados y las hembras de huevos diploides fecundados por los machos. Los huevos son depositados en el envés de las hojas. El 1^{er} estadio ninfal es el único móvil. Posteriormente, pasa por otros 3 estadios ninfales sésiles (2^{do}, 3^{er} y 4^{to}). El 4^{to} estadio se denomina pupa, lo cual es incorrecto debido a que al inicio de dicho estadio la mosca se alimenta y no produce una muda pupal (Castañe *et al.*, 2008). Los adultos y las ninfas de *T. vaporariorum* y *B. tabaci* se alimentan succionando contenidos celulares y savia (Figura 1, b, c, d). Además de los daños directos producidos por la extracción de fluidos vegetales, con el consiguiente debilitamiento de la planta (Avilla *et al.*, 2004) produce daños indirectos, ya que las ninfas excretan sustancias de desecho azucaradas, mayormente depositadas en el haz de las hojas inferiores del cultivo. Las excretas azucaradas sirven de medio de desarrollo de un hongo, *Cladosporium sphaerosporum*, conocido como “fumagina” o “negrilla” (Castresana, 1986). La fumagina limita la fotosíntesis, reduce la respiración de las hojas y llega a producir en casos extremos la caída de las mismas por asfixia. En los frutos, la fumagina reduce su valor comercial y obliga a procesarlos previo a su venta. Otro daño indirecto muy importante que causan los aleyródidos es la capacidad de transmitir virus (Byrne & Miller, 1990; Perring, 2001) (Figura 1, d). Las virosis más importantes transmitidas a los cultivos hortícolas son, entre otras: *Cucumber vein yellowing (CVYV)*, *Bean golden mosaic (BYMV)*, *Tobacco leaf curl (TLCV)*, *Tomato golden mosaic (TGMV)*, *Tomato yellow leaf curl (TYLCV)*, *Squash leaf curl (SLCV)*, *Melon leaf curl (MLCV)*, *Tomato leaf curl (TLCV)* (Rodríguez 1994). La mayoría de estas virosis son transmitidas por distintos biotipos de *B. tabaci* (Gennadius) (Jones, 2003). Esta mosca blanca transmite virus pertenecientes a cuatro géneros como mínimo, de los cuales los begomovirus (Begomovirus: Geminiviridae) se constituyen en el grupo más importante de patógenos que están causando pérdidas significativas en cultivos alimenticios e industriales en agroecosistemas tropicales y subtropicales a nivel mundial (Hu *et al.*, 2011). En la actualidad, en Estados Unidos de Norteamérica, la estimación de las pérdidas causadas por geminivirus en tomate alcanzan a alrededor del 20% de la producción, pero en América Latina, República Dominicana, Cuba, México, Guatemala, Honduras, Nicaragua, Costa Rica, Venezuela y

Brasil, los daños son mayores, oscilando entre un 30-100% de pérdidas en el rendimiento, además de los costos de control de la mosca blanca (Czosnek, 2007).



Figura 1.- Mosca blanca, *Trialeurodes vaporariorum*: (a) daño de virus en fruto, (b) adulto, (c) ninfa de 1^{er} estadio y (d) adultos y ninfas en folíolo de tomate.

1.6.4. Métodos de control de la mosca blanca

Los aleyrodidos son una plaga que exhibe un alto potencial de multiplicación y dispersión y en Argentina su control se basa exclusivamente en el uso de insecticidas (López *et al.*, 2010). La alta densidad de población de mosca blanca en los cultivos requiere de la aplicación reiterada de tratamientos con insecticidas de síntesis química con resultados no satisfactorios (Grille *et al.*, 2001), fundamentalmente bajo cubierta, donde resulta necesario intensificar los tratamientos que inexorablemente conducen a un uso indiscriminado de estos productos químicos. Este uso ocasiona las siguientes desventajas: 1) destrucción del complejo de enemigos naturales (también denominados benéficos), 2) incremento de costos de producción, 3) aumento del desarrollo de resistencia de poblaciones de mosca blanca a insecticidas y 4) riesgos para la salud de productores, consumidores y contaminación ambiental (Dittrich *et al.*, 1990; Premalatha & Rajangam, 2011). Además, debido a que los individuos generalmente se ubican en la cara abaxial de las hojas y en forma agregada, protegidos con ceras y melazas que ellos mismos segregan, interfieren en forma negativa con la eficiencia del control con productos de síntesis química (Gerling, 1990; Byrne & Bellows, 1991).

En los cultivos de tomate bajo cubierta de la Provincia de Entre Ríos, la aplicación de insecticidas de síntesis química es la principal y casi exclusiva forma de control de la mosca blanca. La gama de materias activas utilizadas es bastante amplia, dado que este tipo de insecto se caracteriza por su alto nivel de resistencia a muchos derivados organofosforados y carbamatos (Bedford *et al.*, 1993). Uno de los problemas o dificultades que se presentan es que sólo algunos productores tienen acceso a utilizar insecticidas selectivos con principios activos para su control con bajo impacto, compatibles con la fauna auxiliar existente, por ejemplo, Buprofezin, Piriproxyfen. Otra problemática que se presenta con frecuencia en los productores es la falta de precaución en alternar el uso de las materias activas con diferentes formas de actuación, formulaciones y aplicaciones adecuadas.

Considerando la importancia de la mosca blanca en la horticultura entrerriana en los últimos años, se ha comenzado la búsqueda de alternativas al control de la plaga. Recientemente en la región se hallaron varias especies de parasitoides asociados a ambas moscas: *Encarsia porteri*, *E. formosa*, y *Eretmocerus mundus* (Hymenoptera: Aphelinidae) y *Amitus spp.* (Hymenoptera: Platygasteridae) (Castresana & Paz, 2007). Además, se ha registrado un depredador para *T. vaporariorum* y *B. tabaci*, la chinche *Tupiocoris chlorogaster* (Berg) (Hemiptera: Miridae) (Diego Carpintero, Museo Arg. Cs. Naturales, Ciudad Autónoma de Buenos Aires) y un ácaro depredador *Typhlodromus* (*Anthoseius*) *transvaalensis* (Acari: Phytoseiidae) (Cédola & Castresana, 2014). Finalmente, es importante señalar que en esta región se ha identificado el hongo entomopatógeno *Lecanicillium lecanii* (Ascomycota: Hypocreales) (Scorsetti *et al.*, 2010). Todos estos enemigos de presencia espontánea en los cultivos merecen ser estudiados para su posible manejo en programas de control biológico por conservación (Figura 2).

1.6.5. Enemigos naturales de la mosca blanca

Con la aparición de la mosca blanca en cultivo bajo cubierta se pueden observar ácaros, chinches depredadoras y parasitoides (Van Lenteren, 2012). La avispa parasitoide *Encarsia formosa* Gahan (Hymenoptera: Aphelinidae) es muy utilizada contra *T. vaporariorum* como enemigo natural en cultivos bajo cubierta, principalmente en tomate, pepino, berenjena, y

frutilla (Rodríguez, 1997). Se conocen al menos quince especies de moscas hospedadoras de *E. formosa*. Éste es un endoparásitoide solitario, es decir, se desarrolla un único individuo de la avispa por hospedador y deposita de 8 a 10 huevos por día. Las hembras adultas se alimentan de la melaza excretada por los hospedadores y también de su hemolinfa si estos no han sido parasitados (Rodríguez *et al.*, 1994). *E. formosa* fue introducido en Argentina en el año 1981 para el control biológico de la mosca blanca de los invernaderos *T. vaporariorum* en cultivos de tomate (De Santis, 1981). Estudios realizados en laboratorio sobre *T. vaporariorum* mostraron que la población local en el país de este parasitoide presenta una supervivencia prolongada y una actividad de oviposición variable, pero continúa hasta su muerte (López & Botto, 1995). Además de *E. formosa*, se encontró parasitando esta mosca blanca *Eretmocerus sp.* cercana a *Eretmocerus corni* Haldeman entre los años 2003 y 2006 en Argentina (en diferentes departamentos de las provincias de Buenos Aires y Santa Fe) (López & Evans, 2008).

La avispa parasitoide *Eretmocerus mundus* Mercet (Hymenoptera: Aphelinidae) ha sido citada en numerosas partes del mundo como agente de control de *B. tabaci* (Mound & Halsey, 1978; Foltyn & Gerling, 1985) y ha sido objeto de introducciones mediante control biológico clásico en áreas distintas a su zona de origen debido a su mayor potencial biótico sobre *B. tabaci* en comparación a otros parasitoides (Goolsby *et al.*, 1998). Si bien todos los estadios ninfales son parasitados por *E. mundus*, éste prefiere y mejora su reproducción sobre ninfas de estadio I y II (Urbaneja & Stansley, 2004). Sin embargo, cabe destacar que, además de la mortalidad inducida por el parasitismo en sí mismo, *E. mundus* es capaz de provocar la muerte a su huésped al realizar picaduras alimenticias (“host-feeding”) sobre las ninfas jóvenes de *B. tabaci* o por mutilación (“killing-capacity”): inserciones del ovipositor que no van seguidas de una puesta ni de una picadura alimenticia (Gerling *et al.*, 2000). En Argentina este parasitoide fue hallado en 2002 en la Provincia de Corrientes (Departamentos de Bella Vista, Lavalle, Corrientes, Concepción y Monte Caseros) atacando en forma natural el complejo de *Bemisia tabaci* (Cáceres *et al.*, 2005; Chacón Castro & López, 2010). Para proteger a estos enemigos naturales de las aplicaciones de los insecticidas de síntesis química, y conservarlos en los cultivos, es necesario evaluar otras alternativas de control de las moscas blancas bajo cubierta.



Figura 2.- Principales controladores biológicos de mosca blanca, *Trialeurodes vaporariorum*: (a) adulto de *Encarsia formosa*, (b) adulto de *Eretmocerus mundus*, (c) adulto y ninfa de *Tupiocoris chlorogaster* y (d) hongo entomopatógeno *Lecanicillium lecanii*.

1.6.6. Alternativas de control de la mosca blanca

En este trabajo se plantea el empleo de otro método basado en la atracción visual de la mosca blanca a los colores, el cual fue registrado y posteriormente desarrollado mediante trampas cromotrópicas adhesivas amarillas (Gillespie & Quiring, 1992). Estas trampas colocadas en la parte superior de las plantas reflejan y transmiten la luz en un rango comprendido entre 520 nm y 550 nm considerado el más efectivo como herramienta para el monitoreo de la mosca blanca, tanto la *T. vaporariorum* (Ekbom & Xu Rumei, 1990) como la *Bemisia spp.* (Gerling & Horowitz, 1984; Natwick *et al.*, 1995; Abdel-Megeed *et al.*, 1998; Shen & Ren, 2003; Qiu & Ren, 2006; Zhang *et al.*, 2006). Asimismo, este método de monitoreo se utiliza para estudiar la presencia y abundancia relativa de parasitoides y depredadores de moscas blancas (Dowell & Cherry, 1981; Udayagiri *et al.*, 1997). Sin embargo, en los últimos años, las trampas mencionadas se han utilizado además como un método de control de poblaciones de plagas, y han demostrado ser eficaces contra *B. tabaci* en varios sistemas de cultivos (Acosta *et al.*, 2006; Hou *et al.*, 2005).

La combinación de estas trampas y los parasitoides ha probado ser un efectivo método para el control de *B. tabaci* bajo cubierta (Shen & Ren, 2003; Gu *et al.*, 2008). Abdel-Megeed *et al.* (1998). Asimismo, con el propósito de control se demostró que dichas trampas pueden reducir significativamente la densidad de *B. tabaci* en el campo. Todos los estudios

mencionados acerca de su efecto sobre la mosca blanca fueron llevados a cabo en una parte del periodo del cultivo; por lo tanto, se desconoce si éstas resultan ser un método efectivo para el control de la mosca blanca a lo largo de todo un periodo completo de crecimiento del cultivo desde el trasplante hasta la cosecha.

En España, por ejemplo, la Norma Técnica Española para Producción Integrada en cultivos hortícolas recomienda el uso de trampas amarillas para el control de las moscas blancas (*T. vaporariorum* y *B. tabaci*). En Argentina, las bandas se comercializan a través de varias empresas, por ejemplo, las denominadas “El Floricultor” (Envasadora Caseros, 2012) “Rollertraps” (Koppert, 2012) y “Bug-Scan Roll Yellow” (Biobest, 2012), ambas destinadas a capturar diferentes grupos de plagas bajo cubierta, tales como, moscas blancas, minadores, pulgones, trips y moscas sciaridas, a lo largo de entradas y lugares con corrientes de aire. Estas bandas se colocan preferentemente en cultivos luego del primer trasplante o una semana previa a éste con el objetivo de eliminar los restos de plagas que hubieran quedado en el suelo. Otras bandas son las conocidas con el nombre de “Trapline Y” (Syngenta, 2012). En el cultivo de tomate, ambas bandas deben colocarse a 50 cm o menos de la planta y a unos 15-30 cm por debajo del nivel superior del cultivo y luego modificar su altura a medida que el cultivo se desarrolla (Shen & Ren, 2003; Qiu & Ren, 2006). Éstas se colocan en forma vertical y paralelas a las hileras de plantas (Zhang & Yu, 2009) para maximizar la captura de ambas moscas blancas *T. vaporarioum* y *B. tabaci*. Estas trampas construidas con plástico resistente están cubiertas en ambas caras con adhesivo seco de alta calidad, son repelentes al agua, resistentes a las altas temperaturas y no contienen sustancias tóxicas como las que se comercializan (Agrobio, 2012). El propósito de estos estudios básicos fue desarrollar un método de control físico de la mosca blanca sustentable y no contaminante que contemple el empleo de bandas para reducir las poblaciones de estas plagas.

1.7. Hipótesis y Objetivos

1.7.1. Hipótesis General

En el cultivo de tomate bajo cubierta las bandas cromotrópicas adhesivas amarillas son efectivas para reducir la población de las moscas blancas *T. vaporariorum* y *B. tabaci*, y no perjudican a las poblaciones de parasitoides presentes espontáneamente.

1.7.2. Objetivo General

Estudiar los efectos del uso de las bandas cromotrópicas adhesivas amarillas sobre el control de las moscas blancas *T. vaporariorum* y *B. tabaci* en el cultivo de tomate bajo cubierta en la Provincia de Entre Ríos.

1.7.3. Objetivos Específicos

1) Estudiar el efecto de las bandas cromotrópicas adhesivas amarillas sobre la población de adultos y ninfas de ambas especies de aleyrodidos (efecto directo).

2) Estudiar el efecto de las bandas cromotrópicas adhesivas amarillas sobre la población de parasitoides de moscas blancas (efecto indirecto).

2. MATERIALES Y MÉTODOS

2.1. Manejo de los invernaderos y del cultivo de tomate

Los estudios se realizaron en un establecimiento hortícola de producción comercial en la localidad de Chajarí, situado en las coordenadas GPS 30° 51' 11.71'' S; 57° 59' 24.35'' O; 67 (s.n.m), Departamento de Federación, Provincia de Entre Ríos, Argentina. Los muestreos de adultos, estadios ninfales y parasitoides de moscas blancas se realizaron en el periodo desde el 2 de octubre de 2012 hasta el 28 de marzo de 2013. Las condiciones medio

ambientales de temperatura y humedad relativa fueron registradas por medio de un data logger (modelo EL- USB - 1) colocado dentro de uno de los invernaderos bajo estudio. El ensayo se llevó a cabo en dos invernaderos con estructura de madera tipo a Dos Aguas (DA) con una superficie total de 800 m² cada uno, orientación este-oeste, con las siguientes dimensiones: 16 m de frente por 50 m de lateral, con una altura de 2,2 m en los laterales y 3,5 m en la parte central. En cada uno de ellos se dispusieron 9 canteros, colocándose en cada uno 1 hilera de plantas de tomate. La siembra se realizó con semillas de tomate (c.v., “ELPIDA”, Enza Zaden) (redondo híbrido indeterminado) en bandejas de siembra y se regó con *Trichoderma viride/harzianum* para el control del mal de los almácigos (“damping off”) hasta su trasplante el 2 de octubre de 2012 (Tabla 3). Para el trasplante se siguió un diseño en surcos apareados a 1 m entre si y 0,25 m entre plantas, logrando una densidad de plantas de 2 plantas/m². Las plantas se condujeron a un solo tallo y el tutorado se realizó con hilo plástico. Cuando las plantas alcanzaron la altura de 1,70 m se bajaron y se apoyó el tallo en el acolchado plástico del surco.

Tabla 3.- Distintos estados fenológicos del cultivo de tomate periodo en el que se realizó el ensayo.

	Siembra	Trasplante	Floración	Cosecha
Periodo	13/08/12	02/10/12	29/10/12	17/12/12

El riego y la fertilización se realizaron según las necesidades del cultivo. No se aplicaron hormonas para el cuaje de las flores. Para la fertirrigación se utilizó un equipo de un tanque de 150 litros de capacidad con fertilizante líquido a base de L- α - Aminoácidos, enriquecido con elementos menores quelatados, suministrados semanalmente con la finalidad de evitar deficiencias de nutrientes y favorecer la absorción de éstos en solución. Se decidió un tratamiento fitosanitario con productos biorracionales mediante monitoreos semanales de las distintas plagas como consecuencia de haberse observado que alguna de éstas había llegado a un umbral de intervención en alguna parcela. La mosca blanca *T. vaporariorum* llega a su umbral cuando alcanza un promedio de más de 10 adultos por hoja o más de 8 ninfas por folíolo (Polack & Mitidieri, 2005). Sin embargo, para evitar daños al cultivo ocasionados por

otras plagas, tales como la polilla del tomate, arañuela roja y ácaro del bronceado, que se presentaron y que pudieran interferir con los experimentos planteados se siguió la metodología de monitoreo propuesta por (Polack & Mitidieri, 2005). Los correspondientes tratamientos fitosanitarios (Tabla 4) y el modo de aplicación fueron efectuados por el productor para el control de plagas en todas las parcelas de ambos invernaderos en forma simultánea en los mismos días con el objetivo de homogeneizar el manejo. En el caso particular de la polilla del tomate, se colocaron para su trapeo masivo cuatro trampas de agua con feromonas por invernadero.

Tabla 4.- Tratamientos con productos biorracionales para el control de plagas.

Fecha de tratamiento	Producto	Plaga
07-12-2012	Aceite esencial de Cinnamomun verum (Euma S.A.) 0.06% + Coadyuvante Natural 112.5cc (Nu-Film®)	Arañuela roja/mosca blanca
04-01-2013	Aceite esencial de Cinnamomun verum (Euma S.A.) 0.06% + Coadyuvante Natural 112.5cc (Nu-Film®)	Arañuela roja/mosca blanca
24-01-2013	Oleato de potasio (Hydralene®) 2% + Azaradirachtina (NeemAzal- T/S®) 0.4%	Arañuela roja/mosca blanca
09-02-2013	Oleato de potasio (Hydralene®) 2% + Azaradirachtina (NeemAzal- T/S®) 0.4%	Ácaro del bronceado/mosca blanca
07-03-2013	Oleato de potasio (Hydralene®) 2% + Azaradirachtina (NeemAzal- T/S®) 0.4%	Ácaro del bronceado/mosca blanca

2.2. Evaluación de las bandas cromotrópicas adhesivas amarillas

Los estudios de capturas de la mosca blanca *T. vaporariorum* se realizaron durante todo el periodo del ensayo desde el trasplante hasta la cosecha. Con respecto al diseño experimental, se dispusieron 2 tratamientos para este ensayo (1) Con Bandas y (2) Sin Bandas o (Control) con 4 repeticiones ubicados en 2 invernaderos en el mismo predio del productor. La superficie total de cada experimento (invernadero) fue de 800 m². Cada invernadero se dividió en 4 parcelas con las siguientes dimensiones: 22,5 m de largo por 6,2 m de ancho cada una, compuestas por 3 camellones y delimitadas por zonas de transición con la finalidad de aislarlas (Figura 3). Dentro de cada invernadero se dispuso un Diseño Completamente al Azar. Las parcelas en las que no se colocaron las bandas y en las parcelas que se colocaron las bandas fueron distribuidas en 3 camellones similar a lo establecido por la empresa Koppert, líder mundial en manejo integrado de plagas, la cual propone la utilización de un rollo de bandas cromotrópicas adhesivas amarillas de 100 m x 30 cm cada 500 m² para trampeo masivo. Las bandas se instalaron entre 2 y 3 días previos al trasplante con el propósito de evitar la infestación de los plantines de tomate con mosca blanca. Es necesario aclarar que existen dos tipos de parcela considerando el efecto de borde: la parcela bruta y la parcela neta. En el caso de la primera, se considera la superficie total de la parcela en la que se aplica el tratamiento, en tanto la segunda, es aquella superficie en la que únicamente se evalúa el tratamiento aplicado. En este ensayo, la parcela bruta fue de 3 camellones de 22,5 m de largo por 6,2 m de ancho con una superficie de 139,5 m² y la parcela neta de 3 camellones de 13 m de largo por 4,4 m de ancho con una superficie de 57,2 m². Tanto las bandas de trampeo masivo como las tarjetas de 25 x 10 cm para monitoreo, sobre las que se hicieron los recuentos de adultos de la mosca blanca y los adultos de sus parasitoides, se colocaron a 30 cm por encima del canopeo del cultivo y se ajustaron verticalmente acompañando el cultivo. Estas bandas y tarjetas se cambiaron quincenalmente para evitar que su capacidad de atracción se viera disminuida por la adhesión de partículas de polvo y captura de otros insectos. La efectividad del control de la mosca blanca y sus parasitoides por medio de bandas fue evaluada sobre la base de lecturas realizadas por medio de monitoreos directos (hojas de tomate y sus folíolos) e indirectos (tarjetas de monitoreo) para obtener las siguientes variables: (a) número de adultos de mosca blanca monitoreados en las hojas de tomate, (b) número de los estados inmóviles de

mosca blanca monitoreados en los folíolos de las hojas de tomate, (c) número de pupas parasitadas de moscas blancas monitoreadas en los folíolos de las hojas de tomate; y (d) número de adultos de mosca blanca y parasitoides monitoreados con tarjetas adhesivas amarillas.

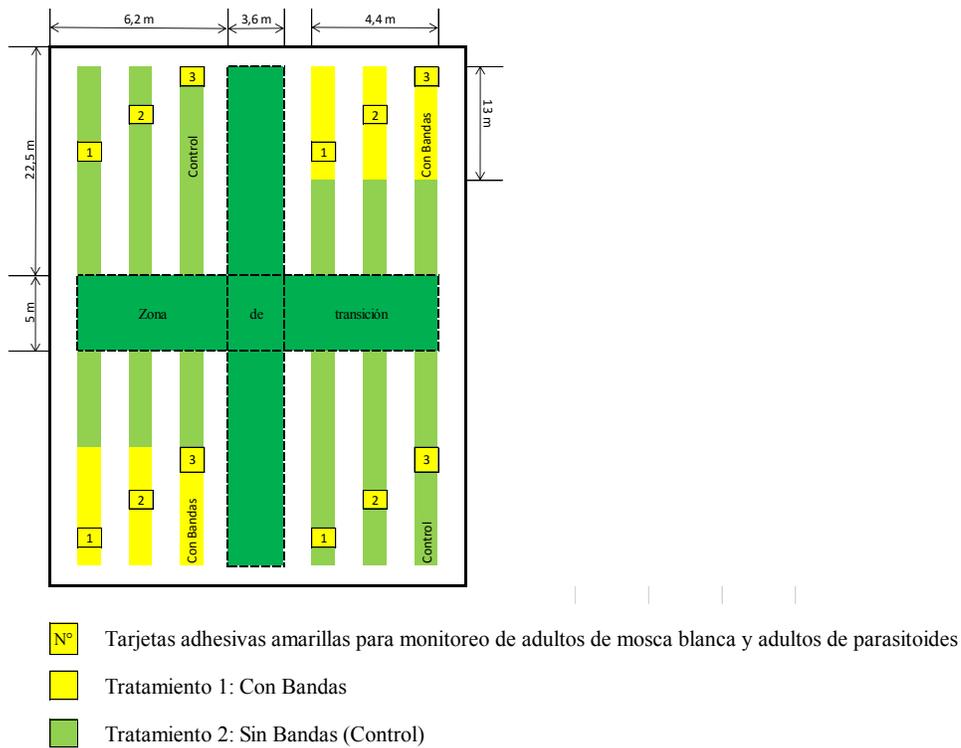


Figura 3.- Croquis de la disposición de diferentes tratamientos dentro del invernadero.

2.3. Monitoreo de ninfas y adultos de mosca blanca en plantas

Con el objetivo de determinar la fluctuación poblacional de *T. vaporariorum* en tomate, se registró el número de adultos en el envés de las dos hojas superiores completamente desarrolladas. En cada parcela se eligieron al azar 5 plantas para el monitoreo de estados inmaduros de mosca blanca, se procedió a elegir plantas del modo ya descrito y se registró el número de ninfa/s en 2 folíolos elegidos al azar en el estrato foliar de la 5ta - 6ta hoja completamente desarrollada contando desde el ápice.

2.4. Parasitismo

Dentro de cada parcela se recolectaron quincenalmente 20 folíolos con pupas de mosca blanca. Los folíolos fueron elegidos en el estrato foliar de la 5ta-6ta hoja completamente desarrollada contando desde el ápice, registrándose en laboratorio sobre cada folíolo el número de individuos sólo en el estadio (ninfa) IV, parasitadas y no parasitadas mediante la ayuda de una lupa estereoscópica de 10 a 40 x de magnificación, ya que las ninfas de estadios anteriores no brindan información de parasitismo a campo (Figura 4).



Figura 4.- Folíolos con pupas parasitadas de mosca blanca.

2.5. Monitoreo de mosca blanca y sus parasitoides en tarjetas adhesivas amarillas

En ambos invernaderos, las tarjetas de monitoreo fueron colocadas en las parcelas de ambos tratamientos Con Bandas y Sin Bandas para la captura de adultos y parasitoides de mosca blanca en el mismo momento que se instalaron las bandas. En las parcelas Sin Bandas se colocaron 3 tarjetas de monitoreo de 25 x 10 cm del material de las que se ubicaron de acuerdo con un diseño preestablecido y a una altura de 30 cm sobre el cultivo según lo recomendado por Koopert (una tarjeta de monitoreo de 25 x 10 cm cada 200 m² de cultivo) (Figura 5 y 6 a, b). En las parcelas Con Bandas se adhirieron 3 tarjetas de monitoreo, colocando la mitad de cada una de ellas en un lado de la banda y opuestas entre sí. En cada una de las bandas se colocó solo una tarjeta. (Figura 6 c, d). Estas tarjetas se cambiaron

quincenalmente y se contabilizaron sobre cada tarjeta adhesiva el número de adultos y parasitoide/s de mosca blanca en laboratorio mediante una lupa estereoscópica de 10 a 40 x de magnificación.



Figura 5.- Tarjeta de monitoreo colocada en parcelas Sin Bandas (a) y (b)



Figura 6.- Tarjeta de monitoreo colocada en parcelas Con Bandas (c) y (d)

2.6. Análisis estadístico

Las variables descritas en el apartado 2.2 fueron evaluadas mediante un Análisis de Varianza con Medidas Repetidas a lo largo de todo el ciclo del cultivo de tomate en el tiempo, ya que las hojas de tomate y sus folíolos como las tarjetas de monitoreo fueron observadas repetidas veces en el periodo de tiempo que abarcó el ensayo para las mismas parcelas. De este modo, las observaciones entre una fecha y la contigua no son independientes, con lo cual resultó necesario modelar una estructura de auto correlación temporal de los errores para cumplir los supuestos del ANOVA (independencia de las observaciones). Este modelo

permitió determinar si existen diferencias significativas entre los tratamientos (Con Bandas o Sin Bandas), en el tiempo y respecto de la interacción del tiempo–tratamiento en cada una de las variables respuesta medidas. El ajuste del modelo y las pruebas de hipótesis asociadas se realizaron con el programa InfoStat/Profesional versión 2014. En los casos en los que se detectaron efectos significativos, se realizaron las pruebas *a posteriori* con un test LSD Fisher para la comparación de medias. Se estableció un nivel de significación del 5% para todo el ensayo ($\alpha = 0.05$).

3. RESULTADOS

3.1. Condiciones climáticas de la zona de muestreo

En la Tabla 5 se observan los valores medios de temperatura y, humedad relativa en el periodo del ensayo.

Tabla 5.- Datos meteorológicos registrados por el *data logger* en el periodo del ensayo de octubre de 2012 hasta marzo 2013 (valores medios de temperatura máxima, mínima y media y de humedad relativa).

Periodo	Temperatura ° C			Humedad Relativa %
	Media	Max	Min	Media
02-10-2012 al 28-03-2013	25,5	46,5	12,5	72,2

El cultivo de tomate

Con respecto al cultivo de tomate es importante indicar cómo fue la fenología de las plantas durante el muestreo de datos en la (Tabla 3).

3.2. Captura de adultos de *Trialeurodes vaporariorum* en tarjetas de monitoreo

La única especie de mosca blanca registrada fue *T. vaporariorum*. La plaga apareció en ambos invernaderos a partir del 2 de noviembre de 2012. Al inicio del ensayo, el patrón de capturas de adultos de mosca blanca en tarjetas de monitoreo en ambos tratamientos, tuvo una

tendencia similar en el tiempo al observado en los muestreos directos de adultos de mosca blanca en hojas de tomate. Posteriormente, en las parcelas del tratamiento Sin Bandas se produjo un aumento de la densidad promedio de capturas de adultos de mosca blanca sobre las tarjetas observándose 2 picos en las fechas de muestreo 04/01 (476,3 adultos/tarjeta) y 16/2 (646,8 adultos/tarjeta). El número de capturas quincenal promedio fue superior en el tratamiento Sin Bandas ($F_{\text{tratamiento}}=128.99$; $df=1$; $p<0.0001$; $F_{\text{fecha}}=17.32$; $df=10$; $p<0.0001$; $F_{\text{tratamiento} \times \text{fecha}}=6.59$; $df=10$; $p<0.0001$) (Figura 7). Sin embargo, el número promedio de adultos de mosca blanca contabilizado en tarjetas de monitoreo, fue significativamente mayor en las siguientes fechas 21/12, 4/1, 19/1, 1/2, 16/2, 15/3 y 28/3. La prueba *a posteriori* LDS de Fisher mostró que las tarjetas de monitoreo dentro de las parcelas Con Bandas tuvieron significativamente un número promedio menor de adultos de mosca blanca ($67,52 \pm 12,09$ adultos/tarjeta) que aquellas colocadas en parcelas Sin Bandas ($261,68 \pm 12,09$ adultos/tarjeta).

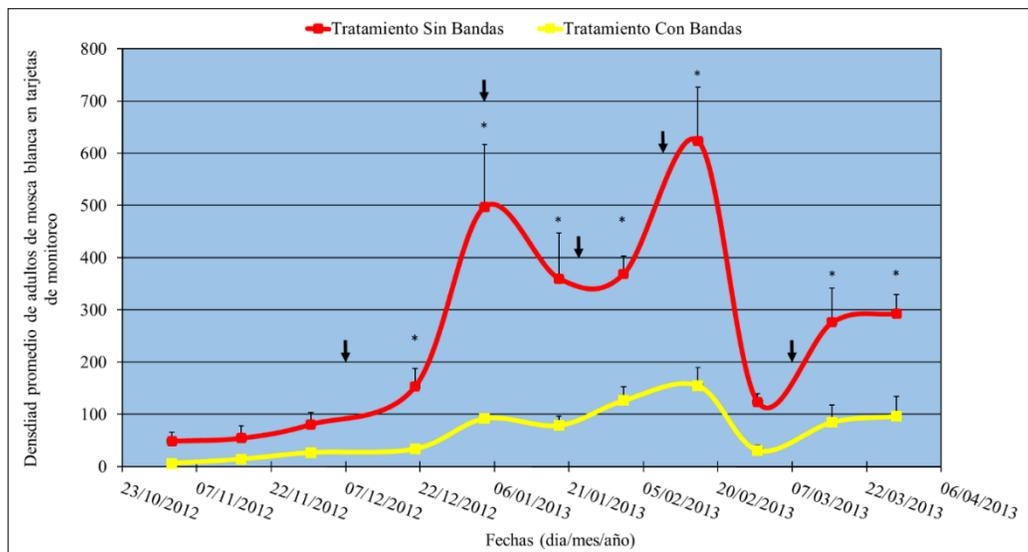


Figura 7.- Captura de adultos de mosca blanca *T. vaporariorum* por tarjeta de monitoreo a lo largo del periodo del ensayo. Los asteriscos (*) indican diferencias estadísticas significativas ($p<0.05$) entre los dos tratamientos (ANOVA con medidas repetidas). Las flechas indican la fecha de aplicación de tratamiento de control con productos biorracionales.

3.3. Adultos de *Trialeurodes vaporariorum* en hojas

En las primeras fechas de muestreo, el número promedio de adultos de *T. vaporariorum* por hoja estuvo por debajo de 2. Posteriormente en parcelas Control se visualizó un aumento de la población promedio de adultos de moscas blancas, registrándose tres picos en las fechas de muestreo 28/12 (160,25 adultos/hoja), 25/1 (130,75 adultos/hoja) y 9/2 (169 adultos/hoja) (Figura 8). En el análisis de adultos de moscas blancas sobre hojas de tomate respecto de la interacción entre fechas y tratamientos (parcelas Con Bandas/parcelas Sin Bandas y veinte fechas de muestreo) hubo un efecto significativo ($F_{\text{tratamiento}}=101.8$; $df=1$; $p<0.0001$; $F_{\text{fecha}}=8.63$; $df=20$; $p<0.0001$; $F_{\text{tratamiento} \times \text{fecha}}=5.1$; $df=20$; $p<0.0001$). En el tratamiento Control los promedios del número de adultos de mosca blanca por hoja fueron significativamente mayores en las fechas de monitoreo 28/12, 4/1, 11/1, 25/1, 1/2, 9/2, 16/2 respecto del tratamiento Con Bandas. La prueba *a posteriori* LDS Fisher confirmó las diferencias. El número promedio de adultos en hoja de tomate en las parcelas del tratamiento Con Bandas ($16,56 \pm 2,92$ adultos/hoja) fue significativamente más bajo que en las parcelas del tratamiento Control Sin Bandas ($58,64 \pm 2,92$ adultos/hoja). La aplicación de productos biorracionales no impidió que estas diferencias se manifestaran.

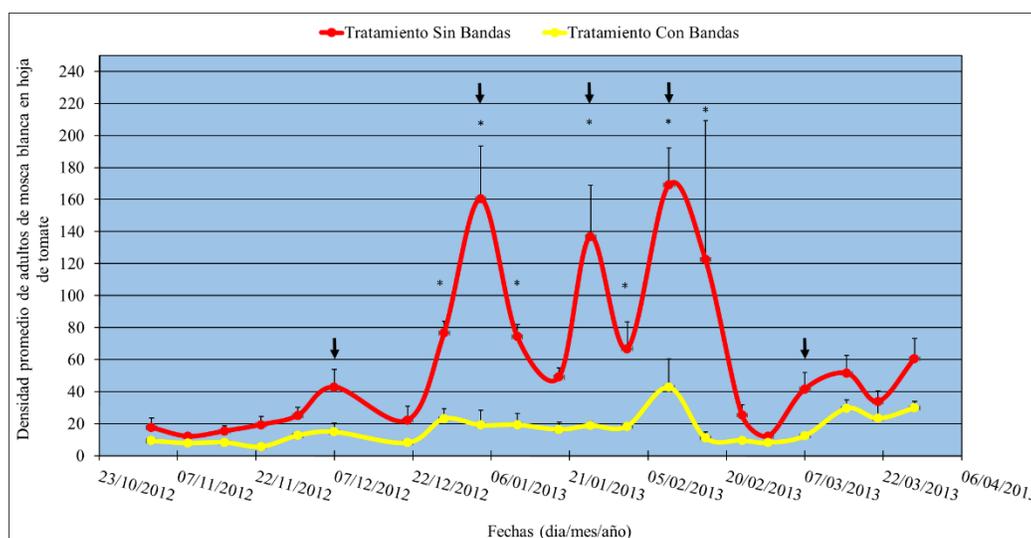


Figura 8.- Evolución de los adultos de mosca blanca *T. vaporariorum* por hoja de tomate a lo largo del periodo del ensayo. Los asteriscos (*) indican diferencias estadísticas significativas ($p<0.05$) entre los dos tratamientos (ANOVA con medidas repetidas). Las flechas indican la fecha de aplicación de tratamiento de control con productos biorracionales.

3.4. Ninfas de *Trialeurodes vaporariorum* en folíolos

En el tratamiento Control el número promedio de ninfas mostró una curva similar al de los adultos. Se observaron varios picos en las fechas de muestreo 17/12 (82.5 ninfas/folíolo), 25/1 (87 ninfas/folíolo), 9/2 (62,5 ninfas/folíolo), 23/2 (53,5 ninfas/folíolo) y 7/3 (90,75 ninfas/folíolo) (Figura 9). En el análisis de estadios inmaduros de mosca blanca respecto de la interacción entre fechas y tratamientos (parcelas Con Bandas/parcelas Sin Bandas y veinte fechas de muestreo) no hubo un efecto significativo ($F_{\text{tratamiento}}=26.16$; $df=1$; $p<0.0001$; $F_{\text{fecha}}=1.62$; $df=20$; $p<0.0564$; $F_{\text{tratamiento} \times \text{fecha}}=0.74$; $df=20$; $p<0.7829$). El número de ninfas de mosca blanca registrado en folíolos de tomate, en todas las fechas de muestreo difirió en forma significativa ($p<0.0001$) entre el tratamiento Control respecto del tratamiento Con Bandas. La prueba *a posteriori* LDS Fisher confirmó las diferencias. Los folíolos en las plantas de tomate en las parcelas Sin Bandas tuvieron un promedio de ninfas ($42,89 \pm 3,04$ ninfas/folíolo), el cual fue significativamente mayor que el promedio ($24,62 \pm 2,52$ ninfas/folíolo) en las parcelas Con Bandas.

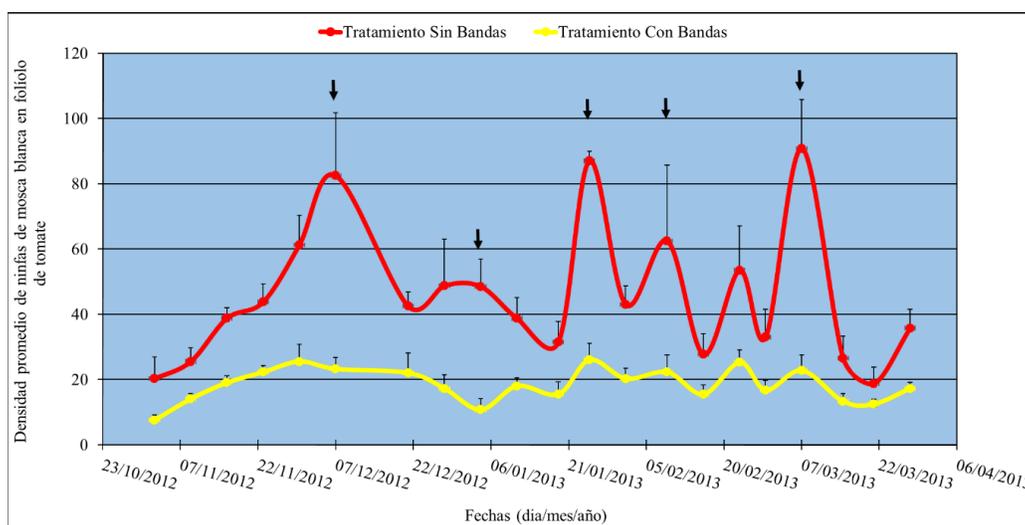


Figura 9.- Evolución de las ninfas de mosca blanca *T. vaporariorum* por folíolo de tomate a lo largo del periodo del ensayo. Existen diferencias estadísticas significativas ($p<0.05$) entre los dos tratamientos (ANOVA con medidas repetidas). Las flechas indican la fecha de aplicación de tratamiento de control con productos biorracionales.

No se encontró fumagina asociada a la presencia de mosca blanca en los invernaderos porque estuvo controlada por la aplicación de diferentes productos biorracionales como extracto de canela, oleato de potasio y aceite de neem que se utilizaron para el tratamiento de diferentes plagas.

3.5. Captura de parasitoides de *Trialeurodes vaporariorum* en tarjetas de monitoreo

En las primeras fechas de muestreo la densidad de la población de parasitoides fue baja en tarjetas de monitoreo y en ellas no se hizo diferencia de capturas por sexo. *Encarsia formosa* y *E. pergandiella* (Hymenoptera: Aphelinidae) fueron los parasitoides de mosca blanca capturados en las tarjetas de monitoreo en ambos tratamientos. *E. pergandiella* fue identificado como parasitoide exótico de *T. vaporariorum* en la localidad de Chajarí, Provincia de Entre Ríos, Argentina. En el tratamiento Control se observó un aumento del número promedio de las capturas de adultos de ambos parasitoides de mosca blanca registrándose 4 picos en las fechas de muestreo 30/11 (15,25 parasitoides/tarjeta), 19/1 (16,5 parasitoides/tarjeta), 16/2 (12,5 parasitoides/tarjeta) y 28/3 (19 parasitoides/tarjeta) (Figura 10). En el análisis de parasitoides adultos de mosca blanca capturados en el periodo del ensayo sobre tarjetas hubo un efecto significativo en la interacción entre los tratamientos (parcelas Sin Bandas/parcelas Con Bandas) y las fechas de muestreo ($F_{\text{fecha}}=19.57$; $df=10$; $p<0.0001$; $F_{\text{tratamiento} \times \text{fecha}}=3.2$; $df=10$; $p<0.0021$). En el tratamiento Control durante el ensayo en las fechas de monitoreo 30/11, 16/2, 15/3, 28/3, los promedios de adultos de parasitoides de moscas blancas en las tarjetas de monitoreo fueron significativamente mayores ($F_{\text{tratamiento}}=32.98$; $df=1$; $p<0.0001$). La prueba *a posteriori* LDS Fisher confirmó que las tarjetas de monitoreo colocadas en parcelas Control tuvieron significativamente un número promedio mayor de adultos de parasitoides (10.1 ± 0.48 parasitoides/tarjeta) que aquellas colocadas en parcelas Con Bandas (6.15 ± 0.48 parasitoides/hoja).

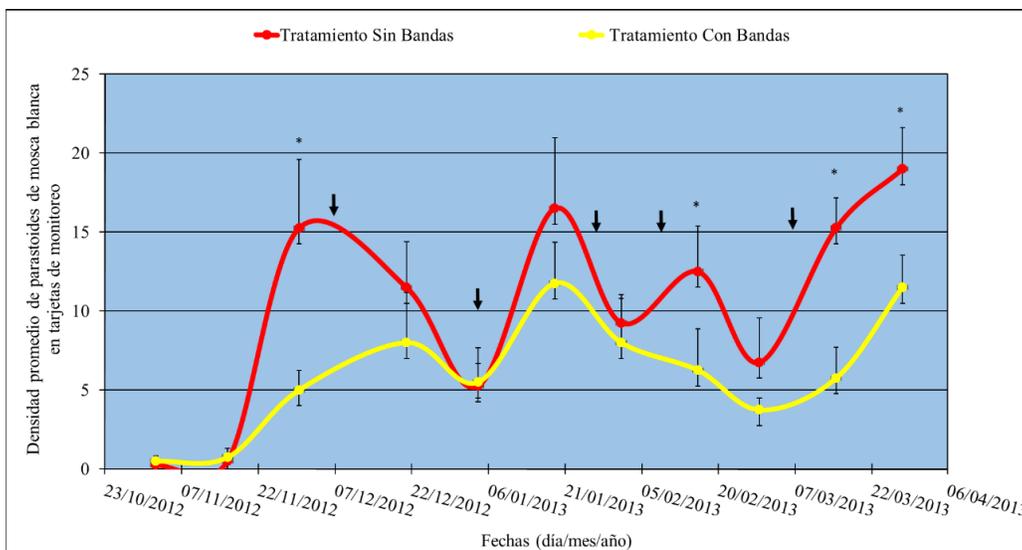


Figura 10.-Evolución de las capturas de parasitoides de mosca blanca *T. vaporariorum* por tarjeta de monitoreo a lo largo del periodo del ensayo. Los asteriscos (*) indican diferencias estadísticas significativas ($p < 0.05$) entre los dos tratamientos (ANOVA con medidas repetidas). Las flechas indican la fecha de aplicación de tratamiento de control con productos biorracionales.

3.6. Pupas parasitadas de *Trialeurodes vaporariorum*

El incremento del porcentaje de pupas parasitadas de mosca blanca por *E. formosa* y *E. pergandiella* (Hymenoptera: Aphelinidae) sobre folíolos de tomate siguió en general la tendencia del incremento del número de ninfas de mosca blanca (Figura 11). En ambos tratamientos se observó, un aumento del porcentaje de pupas (cuarto estadio) de mosca blanca parasitadas registrándose dos picos en las fechas de muestreo 04/01 y 16/02. En la primera fecha de muestreo para el tratamiento Con Bandas (51% de pupas parasitadas) y para la segunda fecha de muestreo en el tratamiento Sin Bandas se registró un 64% de pupas parasitadas (Figura 11). En el análisis del porcentaje de pupas parasitadas totales de mosca blanca durante el periodo del ensayo respecto de la interacción entre fechas y tratamientos (parcelas Con Bandas/parcelas Sin Bandas y ocho fechas de muestreo) no hubo un efecto significativo ($F_{\text{tratamiento}}=0.15$; $df=1$; $p < 0.7$; $F_{\text{fecha}}=39.22$; $df=8$; $p < 0.16$ $F_{\text{tratamiento} \times \text{fecha}}=0.9$; $df=8$; $p < 0.5263$).

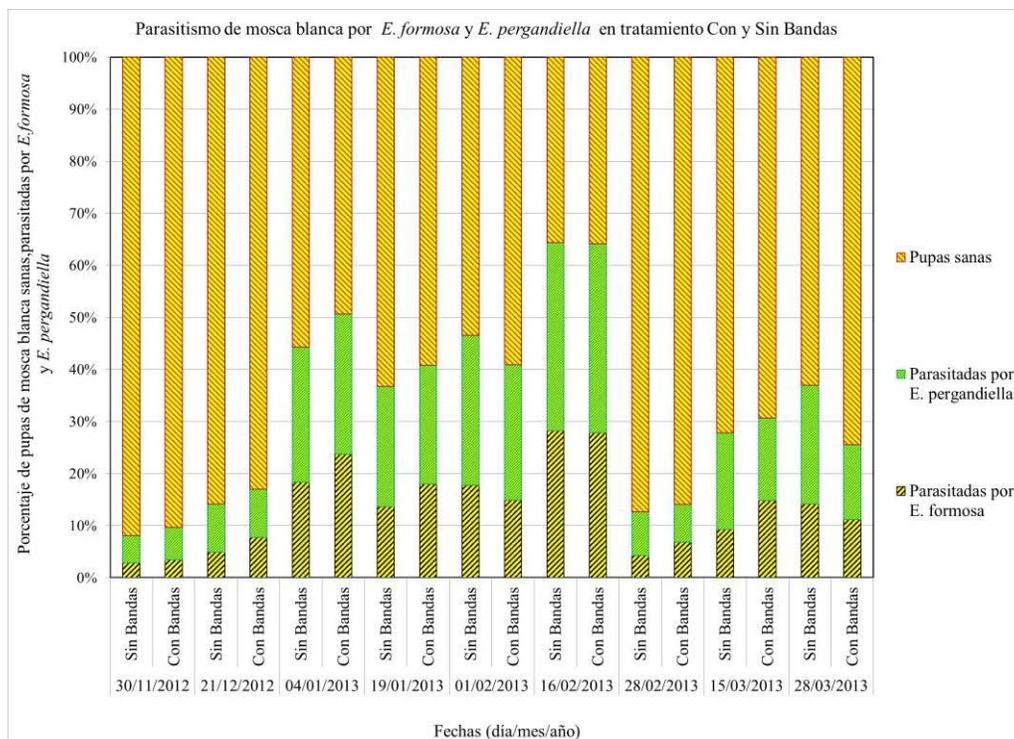


Figura 11.- Evolución del porcentaje de pupas de mosca blanca *T. vaporariorum*, sanas, parasitadas por *E. formosa* y *E. pergandiella* en folíolos de tomate a lo largo del periodo del ensayo. No existen diferencias estadísticas significativas ($p < 0.05$) entre los dos tratamientos (ANOVA con medidas repetidas).

3.7. Pupas parasitadas por *Encarsia formosa* y *Encarsia pergandiella*

El porcentaje de pupas parasitadas por *E. formosa* siguió en general la misma tendencia que el porcentaje de pupas parasitadas totales (Figura 11). En el tratamiento Con Bandas se observó un mayor porcentaje de pupas parasitadas en la mayoría de las fechas, visualizándose 3 picos en las fechas de muestreo 04/01 (46,8% *E. formosa*/pupa parasitada), 16/02 (48,4% *E. formosa*/pupa parasitada) y 15/03 (48,5% *E. formosa*/pupa parasitada) (Figura 11). En el análisis del porcentaje de pupas parasitadas de mosca blanca por *E. formosa* no hubo una interacción significativa entre los tratamientos (parcelas Con Bandas/ parcelas Sin Bandas) y las ocho fechas de muestreo ($F_{\text{tratamiento}}=0.93$; $df=1$; $p < 0.3397$; $F_{\text{fecha}}=0.25$; $df=8$; $p < 0.9781$; $F_{\text{tratamiento} \times \text{fecha}}=1.85$; $df=8$; $p < 0.9832$). Con respecto al porcentaje de pupas parasitadas por *E. pergandiella* en el tratamiento Sin Bandas siempre fue mayor en comparación con el tratamiento Con Bandas, visualizándose dos picos en las fechas de muestreo 21/12 (65,1% *E. pergandiella*/pupa parasitada) y 28/2 (66,7% *E. pergandiella*/pupa parasitadas), los cuales

fueron observados solamente en el tratamiento Sin Bandas. Sin embargo, en la fecha 01/2 se observó que el porcentaje de pupas parasitadas (63,9% *E. pergandiella*/pupa parasitada) fue mayor en el tratamiento Con Bandas (Figura 11). El análisis de pupas parasitadas de mosca blanca *T. vaporariorum* por *E. pergandiella* sobre folíolos de tomate durante el periodo del ensayo no evidenció una interacción significativa entre los dos tratamientos (Con Bandas/Sin Bandas) y ocho fechas de muestreo ($F_{\text{tratamiento}}=0.93$; $df=1$: $p<0.3397$; $F_{\text{fecha}}=0.25$; $df=8$; $p<0.9781$; $F_{\text{tratamiento} \times \text{fecha}}=0.9832$; $df=8$; $p<0.23$).

Por último, el parasitismo por *E. pergandiella* fue significativamente mayor en el transcurso de todo el ensayo respecto del parasitismo de *E. formosa* tanto en el tratamiento Control como en el tratamiento Con Bandas (Tabla 6). Las tarjetas de monitoreo capturaron otra especie de parasitoide, *Encarsia nigricephala*, la cual ha sido identificada como parasitoide exótico de *T. vaporariorum* en la localidad de Chajarí, Provincia de Entre Ríos, Argentina (R. Paz, Cátedra de Zoología de UNT, com. pers.). *E. nigricephala* apareció en un número muy bajo y en baja frecuencia (no se muestran los datos). El porcentaje de pupas parasitadas de moscas blancas por *E. formosa* y *E. pergandiella* fue similar para ambos tratamientos.

Tabla 6.- Prueba t muestras apareadas de pupas parasitadas de mosca blanca por *E. pergandiella* y *E. formosa* en folíolos sobre tratamientos (Con Bandas y Sin Bandas).

Tratamiento	Obs. (1)	Obs. (2)	N	Media (1)	Media (2)	D.E. (dif.)	T	P
Sin Bandas	<i>E. pergandiella</i>	<i>E. formosa</i>	36	0.63	0.37	0.11	14.18	<0,0001
Con Bandas	<i>E. pergandiella</i>	<i>E. formosa</i>	36	0.59	0.41	0.38	2.47	0,0183

4. DISCUSIÓN

El periodo de tiempo considerado para este estudio corresponde al ciclo del cultivo de tomate de crecimiento indeterminado trasplantado a mitad de primavera. Conforme al requerimiento térmico de la mosca blanca *T. vaporariorum*, de 513,9 unidades de calor (UC) (Estay *et al.*, 1999; Soto *et al.*, 1999; Estay, 2001), acumuladas entre 12,5 y 46,5 ° C, se sucedieron un total de siete generaciones. De acuerdo con lo manifestado por Van Roermund & Van Lenteren (1992), la duración en días de cada generación varía de acuerdo principalmente con la temperatura y la calidad de la planta hospedante. El aumento de generaciones de este insecto en el verano a causa de su rápido desarrollo en combinación con la alta tasa de reproducción y suficiente alimento explicó el mayor crecimiento de la población en esta estación. Este incremento produjo daños directos al cultivo por la alimentación del insecto, tanto en el estadio adulto como en sus diferentes estadios ninfales (inmaduros) sobre las hojas, lo cual produjo la succión de la savia que provoca debilitamiento de la planta, reducción de su productividad y la inducción de varios desórdenes fisiológicos en ésta. Asimismo, se pueden observar daños indirectos relacionados con los problemas derivados de la aparición de la fumagina que reduce la superficie fotosintética de la planta y por lo tanto mancha los frutos en detrimento de su calidad.

Cabe aclarar que en este trabajo no se pudo observar presencia de fumagina independientemente de estar presente el número de mosca blanca necesario para generarla. Esta ausencia de fumagina pudo haber sido el resultado de la aplicación del aceite esencial de canela que actuó como fungicida y acaricida, lo cual coincide con lo observado por varios autores (Fabio *et al.*, 2003; Guynot *et al.*, 2003; Smith Palmer *et al.*, 2005) sobre la actividad anti-fúngica del aceite esencial de canela por los compuestos eugenol y cinamaldehído.

Teniendo en cuenta lo mencionado anteriormente, el uso de trampas de color se ha considerado como un método alternativo de control de la mosca blanca bajo cubierta y a campo. El uso de estas trampas ha sido objeto de investigación en las últimas décadas, lo que determinó la incorporación de éstas como componentes principales en varios programas de manejo de plagas bajo cubierta (Kaas, 2005; Park *et al.*, 2011). Estas trampas sirven como una

herramienta para la detección temprana, la estimación de la abundancia y el monitoreo de adultos de mosca blanca *T. vaporariorum* bajo cubierta (Qiao *et al.*, 2008; Simmons, 2003).

El uso de bandas fue un método efectivo de control de mosca blanca bajo cubierta, ya que se observó que estas trampas pudieron reducir significativamente el incremento de la población de adultos (Figura 8) y estadios inmaduros (Figura 9) de mosca blanca bajo cubierta. Estos resultados coinciden con el trabajo de Gu *et al.* (2008), cuyo objetivo fue evaluar el impacto de las tarjetas cromotrópicas adhesivas amarillas sobre la disminución de la población de *Bemisia tabaci* bajo cubierta sobre cultivo de tomate durante un periodo de cuarenta días. Otros autores demostraron que las tarjetas tienen el potencial de reducir la población de adultos de mosca blanca y han sido utilizadas tanto como técnica única o en combinación con algunas de estas estrategias, principalmente control biológico (Gu *et al.* 2008) y cultivos trampa (Moreau & Isman, 2011).

En este sentido, si bien las bandas disminuyeron significativamente la población en términos de tasa de incremento en invernadero, en muchas ocasiones la densidad de población de mosca blanca fue superior a los niveles máximos de tolerancia de acuerdo con Polack & Mitidieri (2005) de 10 adultos/hoja y 8 ninfas/folículo para *T. vaporariorum* sobre tomate. Estos umbrales están indicados para evitar un crecimiento desmedido de la población de mosca blanca que lleve a un difícil control (Polack, com. pers.). El cultivo de tomate puede soportar niveles más altos de mosca blanca por un tiempo prolongado sin afectar el rendimiento en forma significativa. Johnson *et al.* (1992) determinaron que para producirse una pérdida de rendimiento del 5% por el consumo de asimilados de la planta deberíamos estar en presencia de un nivel de 70 ninfas acumuladas por día por cm² de folículo. En el caso de este ensayo, la población se mantuvo por encima del umbral, pero estable sin observarse picos importantes de crecimiento. En síntesis, bajo estas condiciones y controlada la fumagina por las aplicaciones de aceites de canela, neem y oleato de potasio, puede afirmarse que la mosca blanca en el tratamiento Con Bandas no produjo un daño económico en el cultivo. Dicha aseveración se sustenta con el testimonio del productor que consideró que el rendimiento fue satisfactorio.

Las bandas en el invernadero efectivamente redujeron la población de mosca blanca, ya que capturaron un gran número de adultos de esta especie. Se observó que el menor número de adultos sobre el cultivo de tomate redujo la oviposición y, por ende, dio origen a una menor cantidad de ninfas y pupas en folíolos con respecto al tratamiento Control. Este resultado coincide con los obtenidos por Zhang *et al.* (2006), quien ha puesto de manifiesto que las tarjetas colocadas en hileras de plantas de tomate capturaron un número significativo de adultos de *T. vaporariorum*. Dado que los adultos de mosca blanca son considerados débiles voladores por, su estrategia de vuelo, las características de sus alas y la frecuencia del aleteo (Byrne & Bellows, 1991), éstos fueron transportados por corrientes de aire (Blackmer & Byrne, 1993) desde las plantas hospedantes ubicadas en las inmediaciones hacia el cultivo de tomate bajo cubierta en estudio. Una vez dentro del cultivo, tanto las moscas blancas como otros insectos fueron atraídos a la luz transmitida y/o reflejada en la región del azul-verde-amarillo del espectro entre 500 nm y 600 nm (Vernon & Gillespie, 1990). En el caso de las moscas blancas, éstas manifestaron un comportamiento de vuelo a corta distancia orientado hacia las trampas por su atracción al color amarillo, lo cual también ha sido confirmado por Vernon & Gillespie (1990) quienes también señalaron que las trampas adhesivas amarillas que reflejan y transmiten la luz mayormente entre 520 y 550 nm (verde-amarillo) son más efectivas para capturar *T. vaporariorum* bajo cubierta. Esta preferencia por el color verde-amarillo facilita la oviposición de la mosca blanca sobre hojas jóvenes, las cuales son más amarillentas que las hojas maduras (Ekbom & Rumei, 1990). La oviposición de las hembras sobre las hojas jóvenes aseguran una mejor provisión de alimento para la supervivencia de su descendencia (Ekbom & Rumei, 1990). Estos invernaderos abiertos sin mallas anti-insectos favorecieron el ingreso de parasitoides desde la vegetación exterior adyacente al cultivo, que incrementó la colonización de estos enemigos naturales tal como mencionan García (1990) y Altieri (1999). En este trabajo se identificaron tres especies de parasitoides de *T. vaporariorum* del género *Encarsia* en las tarjetas de monitoreo colocadas en los invernaderos: (1) *E. formosa* Gahan, (2) *E. pergandiella* Howard y (3) *E. nigricephala* Dozier. Los parasitoides *E. formosa* Gahan y *E. pergandiella* Howard fueron encontrados en mayor número mientras que en el caso de *E. nigricephala* Dozier, fueron capturados pocos ejemplares en las dos fechas de muestreo con pocos ejemplares. Muchos de los enemigos naturales citados para el control de mosca blanca son especies del género *Encarsia*, un género

extremadamente diverso en su biología reproductiva (Walter, 1983). Estos parasitoides son exóticos y solitarios. Algunas especies presentan reproducción por partenogénesis telítoca, es decir, sus poblaciones están compuestas exclusivamente de hembras que no precisan fecundación para poner huevos, los cuales son depositados en el interior de las ninfas de *T. vaporariorum* como hospedante preferentemente en el 3^{er} y 4^{to} estadio (huésped primario) y se desarrollan como endoparasitoides (Heraty & Woolley, 2002), mientras que otras tienen reproducción biparental o sexual (Jacas & Urbaneja, 2008). La mayoría de estos himenópteros parasitoides tienen reproducción arrenotoca, es decir, los huevos que deposita la hembra, si están fecundados darán lugar a hembras y si no lo están, darán lugar a machos y existen otras especies que son autoparasitoides, cuyas hembras son parasitoides primarios de las ninfas de moscas blancas en tanto los machos son hiperparasitoides de larvas de su misma u otras especies de parasitoides (Gerling, 1990). Estas hembras colocan los huevos en el interior de las ninfas de *T. vaporariorum* como hospedante preferentemente en el 3^{er} y 4^{to} estadio (huésped primario) y se desarrollan como endoparasitoides (Heraty & Woolley, 2002). *E. formosa* pertenece al grupo de parasitoides de reproducción por partenogénesis telítoca, ya que prácticamente los machos son poco comunes (Schauff & Evans, 1995), sin embargo *E. pergandiella*, como otros parasitoides del mismo género, pertenecen tanto al grupo de reproducción por partenogénesis arrenotoca como al de los de los autoparasitoides (Viggiani 1984) y posiblemente *E. nigricephala* pertenezca a este último grupo (Cave 1995). El parasitoide *E. formosa* tiene distribución cosmopolita (Polazsek et al. 1999) y especialmente en países como Egipto, Nueva Zelanda y España fue introducido y liberado para el control de *T. vaporariorum* y *B. tabaci* (Martín, 1999) y en Argentina fue introducido y liberado para el control biológico de *T. vaporariorum* (De Santis, 1981). Esta especie ha sido identificada años anteriores para el control de *T. vaporariorum* en la localidad de Concordia, Departamento de Concordia, Provincia de Entre Ríos, Argentina (Castresana & Paz, 2007). El parasitoide *Encarsia pergandiella* tiene distribución cosmopolita (Heraty & Woolley, 2002) y en los años setenta se introdujo en Italia como potencial controlador de la mosca blanca (Viaggiani & Mazzone, 1980). Actualmente, se encuentra establecido en muchas zonas de la cuenca del Mediterráneo donde parasita *T. vaporariorum* y *B. tabaci* (Gabarra & Besri, 1999).

En Argentina, Provincia de Tucumán, se observó que esta especie parasitó *B. tabaci* en cultivo de soja (Viscarret *et al.*, 2001). Dicho parasitoide fue citado por primera vez en este estudio en la localidad de Chajarí, Departamento de Federación, Provincia de Entre Ríos, Argentina. En relación con el parasitoide *Encarsia nigricephala*, éste tiene una distribución cosmopolita (Heraty & Woolley, 2002) y en Argentina fue identificado en la Provincia de Santiago del Estero sobre *B. tabaci* en cultivo de soja (Paz, 2012). Dicho parasitoide fue citado por primera vez en este estudio en la localidad de Chajarí, Departamento de Federación, Provincia de Entre Ríos, Argentina.

Con respecto al efecto de las bandas sobre el control biológico, el interrogante a dirimir era si el posible efecto positivo de las bandas sobre el control de la mosca blanca influiría negativamente a sus enemigos naturales al momento de atraer a los parasitoides adultos. Las capturas de estos parasitoides *E. formosa* y *E. pergandiella* en las tarjetas de monitoreo respondieron en este trabajo a la densidad de moscas blancas en diferentes tratamientos Con Bandas y Control (Figura 10). Sin embargo, si se multiplica el número de adultos capturados en las tarjetas de monitoreo por la superficie de las bandas, se puede inferir que el tratamiento Con Bandas provocó una captura de parasitoides que pudo haber ocasionado una reducción significativa de su población. Si bien se observó en este estudio que esta población disminuyó, esta circunstancia no incidió en el porcentaje de pupas parasitadas de mosca blanca en folíolos de tomate por parasitoides *E. formosa* y *E. pergandiella* entre tratamientos Sin Bandas (32%) con respecto de los tratamientos Con Bandas (33%) a lo largo del ensayo (Figura 11). La razón por la cual se registraron estos porcentajes se debió a que el número de adultos *T. vaporariorum* en el tratamiento Con Bandas disminuyó más de tres veces en las hojas y más de cuatro veces en las tarjetas de monitoreo, lo cual ocasionó una menor oviposición y, por ende, dio origen a una menor densidad de ninfas. A su vez, dichas ninfas fueron expuestas a un número de adultos de parasitoides menor, es decir, 40% menos con relación al tratamiento Sin Bandas, probablemente por la atracción al color amarillo de las bandas que ha sido observado para ciertos himenópteros parasitoides. Por lo tanto, se puede inferir que se registró una menor mortalidad de adultos de parasitoides en proporción a la de los adultos de mosca blanca.

La aplicación de *E. formosa* en programas de control biológico en el cultivo de tomate bajo invernadero sobre ninfas de 2^{er}, 3^{er} y 4^{er} estadio de *T. vaporariorum*, puede lograr niveles de parasitismos que oscilan entre 37,4% y 64,7% (Soto *et al.*, 2002). En este trabajo, a pesar de los bajos niveles de parasitismo (33%), el uso combinado de bandas tuvo un efecto de manera tal que disminuyó la población de ninfas y adultos de la mosca blanca *T. vaporariorum* sin afectar los niveles de parasitismo natural.

Por último, el nivel de parasitismo en tratamiento control fue en el caso de *E. pergandiella* del 63% comparado con *E. formosa* que llegó al 37% y en relación con los tratamientos Con Bandas *E. pergandiella* fue del 59% comparado con *E. formosa* que llegó al 43%. Estos resultados obtenidos coinciden con los de Paz (2009) quien evaluó la prevalencia y abundancia de parasitoides de *T. vaporariorum* en los cultivos de tomate, pimiento y chaucha en la localidad de San Isidro de Lules, Provincia de Tucumán, lo que dio como resultado que *Encarsia pergandiella* fuera la especie con mayor prevalencia: 16,55%, 14% y 0,22% en los tres cultivos, respectivamente, en relación con a otros cuatro parasitoides, incluyendo a *E. formosa*.

Estas diferencias podrían basarse en las observaciones realizadas por Mills & Gutiérrez (1996) quienes, de acuerdo con sus modelos teóricos sugieren que la introducción de un autoparasoide facultativo dentro de un sistema donde la mosca blanca es controlada por un parasitoide primario puede interrumpir el control biológico. En el momento en que los parasitoides primarios exóticos son utilizados para el control de mosca blanca en invernadero, el hiperparasitoide invasor coloca preferentemente huevo macho en el agente de biocontrol que prevalece y, por lo tanto, puede obstaculizar severamente el control biológico del primero. Gabarra & Besri (1999) demostraron lo expuesto para *T. vaporariorum* y *E. formosa* cuando fue invadida por el exótico *E. pergandiella* y el nativo *E. tricolor*, respectivamente, en invernaderos del Mediterráneo. Asimismo, las liberaciones simultáneas de un parasitoide primario (*E. formosa*) y un hiperparasitoide (*E. pergandiella*) proporcionaron un mejor control que las individuales en el caso de *B. tabaci* (Heinz & Nelson, 1996).

Respecto del diseño de este estudio, éste demostró que el efecto de las bandas sobre los parasitoides resultó favorable, ya que no influyó negativamente en el parasitismo. Este trabajo se puede considerar como alternativa efectiva al uso de insecticidas, dado que permitió reducir el número de aplicaciones, así como también su impacto negativo sobre la entomofauna benéfica. Los mismos resultados coinciden con los trabajos realizados por Shen & Ren (2003), Gu *et al.* (2008), quienes demostraron claramente que la combinación del uso de tarjetas adhesivas amarillas y la aparición espontánea de parasitoides posibilitaron un mejor control de *T. vaporariorum* sobre plantas de tomate que si se hubiera aprovechado únicamente la aparición espontánea de parasitoides en el invernadero. Cabe señalar que otros estudios demostraron que las trampas adhesivas amarillas y parasitoides *E. formosa* pueden ser usados en forma armónica y compatible para controlar *T. vaporariorum* sobre varios cultivos en invernaderos. Michelakis *et al.* (1993) investigaron la eficacia del uso de trampas adhesivas amarillas, el parasitoide *E. formosa* y los insecticidas quinometionato y pirimifos metilo para el control de *T. vaporariorum* sobre tomates y berenjenas y demostraron que la combinación de trampas adhesivas amarillas y *E. formosa* fue la más efectiva en reducir el número de frutos de tomate contaminado con fumagina. Blumel (1988), luego de tres años de ensayo en Austria sobre el control integrado de *T. vaporariorum* en tomates y berenjenas en invernaderos, observó que la mosca blanca fue efectivamente controlada por el uso de *E. formosa* sobre plantas refugio (“banker plants”) y en combinación con trampas adhesivas amarillas. Valdez & Wolfenbarger (1995) observaron que la utilización de trampas adhesivas amarillas sumado al uso de permetrina se pudo reducir la población de adultos de *B. tabaci* un 78%. Aunque numerosas especies de insectos sean atraídos hacia el color amarillo, bien puede suceder que algunos parasitoides sean más atraídos a las trampas adhesivas amarillas que otros (Simmons, 1998). Sin embargo, los resultados obtenidos en este trabajo son sustentados por Hoelmer *et al.* (1998) quienes manifestaron que las trampas adhesivas amarillas capturaron menor número de parasitoides no blanco que de moscas blancas.

5. CONCLUSIONES Y PERSPECTIVA

5.1. Conclusiones Generales

Teniendo en cuenta los resultados obtenidos en este estudio realizado con las bandas sobre los diferentes estadios del desarrollo de la plaga de mosca blanca de los invernaderos y sus parasitoides, es posible concluir lo siguiente:

(a) En relación con las bandas cromotrópicas adhesivas amarillas:

- Son una alternativa viable para el control de la plaga, ya que se logró una considerable disminución en el uso de insecticidas de síntesis química para su control dentro del manejo integrado de plagas en cultivo de tomate bajo cubierta.

- En los ensayos a campo, lograron un control significativo de los adultos de *T. vaporariorum*, se redujo también la oviposición y, por ende, se observó una menor densidad de ninfas. Si bien lo mencionado anteriormente indicaría que el uso de las bandas en condiciones de campo podría ser otra técnica disponible, sería importante resaltar que la densidad de adultos y ninfas en las diferentes fechas de monitoreo excedió significativamente el umbral económico; y

(b) En relación con la instalación de bandas cromotrópicas adhesivas amarillas:

- Ésta permitió no solo el control efectivo de la plaga, sino un impacto menor sobre la entomofauna benéfica.

- Si bien con esta técnica se lograron capturar tres parasitoides de mosca blanca *E. pergandiella*, *E. formosa*, y *E. nigricephala* (ésta última citada por primera vez para la Provincia de Entre Ríos), también se observó que dichas capturas no afectaron significativamente la población de los dos parasitoides estudiados en este trabajo *E. formosa* y *E. pergandiella*. Entre estos parasitoides ya mencionados, *E. pergandiella* fue la especie con

mayor porcentaje de parasitismo (63%) comparado con *E. formosa* (37%) en tratamientos control. Lo mismo sucede en los tratamientos Con Bandas, en los cuales el parasitismo fue superior para *E. pergandiella* (59%) comparado con *E. formosa* (43%). Por último, los picos poblacionales en primavera-verano de estos parasitoides coincidieron con los registros de picos poblacionales de las moscas blancas.

- Se demostró que esta técnica a campo podría utilizarse en agroecosistemas en conjunto con otras técnicas, dado que favorecería el control biológico por conservación de los enemigos naturales para mejorar el control integrado de mosca blanca.

5.2. Recomendaciones

A partir de este estudio, se pueden realizar algunas recomendaciones para la utilización de bandas cromotrópicas adhesivas amarillas en invernaderos con la finalidad de incorporarla como otra herramienta dentro del MIP, ya que favorecería a la reducción en forma significativa de la aplicación de insecticidas de síntesis química en el cultivo, como así también, desde un punto de vista comercial, a la obtención de un producto diferenciado, con bajo nivel de residuos tóxicos.

En relación con la utilización de las bandas cromotrópicas adhesivas amarillas:

- Colocar estas bandas en el invernadero antes de comenzar el cultivo, preferentemente en lugares donde se prevé una gran presión de la plaga, es decir, cerca de los laterales a través de los cuales pueden entrar por corrientes de aire, ya que esta manera evitará que se establezca la plaga.
- Ubicarlas sobre el cultivo a una altura aproximada de 20-30 cm a lo largo de los camellones dejando el pasillo libre para facilitar al productor el manejo del cultivo. Deberán mantenerse siempre en la parte superior de la planta con el objetivo de aumentar la atracción de los adultos de mosca blanca (preferentemente hembras) para evitar la oviposición en las hojas apicales del cultivo.

- Tener en cuenta que las distintas configuraciones para su colocación dependerá del cultivo en cuestión a proteger y de la facilidad de manejo del productor dentro del invernáculo.
- Mantener las bandas sobre el cultivo en la medida que éste se desarrolle para minimizar la captura de los parasitoides adultos de mosca blanca que se localizan mayormente en la parte basal del cultivo.

5.3. Propuesta de proyectos futuros

Para futuros estudios sería conveniente evaluar la compatibilidad de esta técnica con diferentes especies no blanco en cultivo de tomate: parasitoides de la polilla del tomate del género *Trichogramma*, otros parasitoides de mosca blanca del género *Eretmocerus* y predadores del género *Tupiocoris*, como así también polinizadores en particular *Bombus atratus* en condiciones de invernadero.

Uno de los objetivos a futuro será la combinación de bandas amarillas y azules como una alternativa promisoriosa en el trapeo masivo de las principales plagas hortícolas, mosca blanca y trips, que poseen alta resistencia a la mayor parte de los insecticidas en condiciones de invernadero.

La utilización de la técnica del trapeo masivo, como complemento del control de la mosca blanca en cultivos hortícolas bajo cubierta dentro de las estrategias del control integrado, habilita nuevas investigaciones, principalmente, la determinación de la densidad óptima y la distribución de las bandas en el cultivo, la durabilidad comprendida por el material y la calidad de la superficie adhesiva, la atracción y especificidad que produce a la especie plaga por la tonalidad del color; así también, los costos económicos y ambientales de esta técnica. Una alternativa interesante a explorar es investigar otras formas de atracción como las luces LED de colores específicos.

Por consiguiente, se propone efectuar estudios similares en invernaderos comerciales, con bandas amarillas y azules para el trapeo masivo de las principales plagas hortícolas (mosca blanca, pulgones, minadores, trips y moscas sciáridas), determinando diversos factores como la densidad óptima (disposición y superficie de atracción en el cultivo), su vida útil (material y adhesividad), la tonalidad del color (mayor atracción y selectividad), la compatibilidad de esta técnica con insectos no blanco, mencionados más arriba. En conclusión, sería conveniente evaluar tanto esta compatibilidad como el efecto económico-ambiental de la técnica a los fines de adaptarla para mejorar su eficiencia.

6. BIBLIOGRAFÍA

- Abdel-Megeed, M. I., Hegazy, G. M., Hegab M.F. & M. H. Kamel. 1998. Non-traditional approaches for controlling the cotton whitefly, *Bemisia tabaci* Genn. infesting tomato plants. *Annals of Agricultural Science* (Cairo), Special Issue 1998, 1: 177–189.
- Acosta, A. G., del Pozo Núñez, E. M., Piña, B. G., Castro, A. & J. C. G. Cárdenas. 2006. Biological and Physical Barriers as Control Alternative of Whitefly (*Bemisia spp.*) in eggplant (*Solanum melongena* L.) at the Culiacan Valley, Sinaloa, Mexico, *Revista Científica UDO Agrícola*, 6: 76-83.
- Adams, W. M. 2006. El futuro de la sostenibilidad: Repensando el medio ambiente y el desarrollo en el siglo veintiuno. Reporte de la reunión de pensadores, Zurich. Unión Mundial para la Naturaleza. (IUCN), 17 p.
- Agrobio, 2012. La Solución Verde para la Agricultura. <http://www.agrobio.es> (Consultado: Febrero 2012).
- Altieri, M. A. 1999. The ecological role of biodiversity in agroecosystems. *Agriculture, Ecosystems & Environment*, 74 (1): 19-31.
- Antignus, Y., Nestel, D., Cohen, S. & M. Lapidot. 2001. "Ultraviolet-deficient greenhouse environment affects whitefly attraction and flight behavior", *Environmental Entomology*, 30 (2): 394-399.
- Armitage, D. R. 2003. Traditional agroecological knowledge, adaptive management and the socio-politics of conservation in Central Sulawesi, Indonesia: *Environmental Conservation*, 30 (1): 79-90.
- Avilla, J., Albajes, R., Alomar, O., Castañe, C. & R. Gabarra. 2004. Biological control of whiteflies on vegetable crops. *Biocontrol in protected culture*. Ball Publishing, Batavia, IL, 171-184.
- Biobest, 2012. Sustainable Management Crop. <http://www.Biobest.be/> (Consultado: Febrero 2012).

- Bedford, I. D., Briddon, R. W., Markham, P. G. & Brown, J. K. 1993. A new species of *Bemisia* or byotype of *Bemisia tabaci* (Genn.), as a future pest of European agriculture. *Plant Health and the European Single Market*, BCPC Monograph, 54: 381-386.
- Belliure, B., Pérez P., Marcos, M. A., Michelena, J. M. & A. Hermoso de Mendoza. 2008. Control biológico de pulgones. En: Jacas, J.A. & Urbaneja, A. (Editores). *Control Biológico de Plagas Agrícolas*. Phytoma-España, Valencia. 209-238 pp.
- Bellows, T. S. 1999. Controlling soil-borne plant pathogens. 1999. *In*: T.S Bellows & T. W Fisher (Eds.), 26: 699-711, *Handbook of Biological Control; Principles and Applications*. Academic Press, San Diego, New York. 1046 pp.
- Benton, T. G., Vickery, J. A. & J. D. Wilson. 2003. Farmland biodiversity: is habitat heterogeneity the key? *Trends in Evolution & Ecology*, 18: 182–188.
- Berlinger M. J. 1980. A yellow sticky trap for whiteflies: *T. vaporariorum* and *B. tabaci* (Aleyrodidae). *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 27: 98-102.
- Blackmer, J. L. & D. N. Byrne. 1993. Environmental and physiological factors influencing phototactic flight of *Bemisia tabaci*. *Physiological Entomology*, 18: 336-342.
- Botto, E., Ceriani, S., López, S., Saini, E., Cedola, C., Segade, G. & M. Viscarret. 2000. Control biológico de plagas hortícolas en ambientes protegidos. La experiencia Argentina hasta el presente. *Revista de Investigaciones Agropecuarias (RIA)*, 29 (1): 83-98.
- Blumel, S. 1988. Integrated pest control of the greenhouse whitefly, *Trialeurodes vaporariorum* Westwood (Aleyrodidae) on tomatoes and eggplants. *Pflanzenschutzberichte*, 49: 65-73.
- Bogorni, P. C., Silva, R. A. & G. C. Carvalho. 2003. Consumo de mesofilo foliar por *Tuta absoluta* (Meyrick, 1971) (Lepidoptera: Gelechiidae) em três cultivares de *lycopersicon esculentum* Mill. *Ciência Rural*, 33 (1), 7-11.
- Breś, W. 2009. Estimation of nutrient losses from open fertigation systems to soil during horticultural plant cultivation. *Polish Journal of Environmental Studies*, 18 (3): 341-345.
- Brødsgaard, H. F. 1989. Coloured sticky traps for *Frankliniella occidentalis* Pergande (Thysanoptera: Thripidae) in glasshouses. *Journal of Applied Entomology*, 107 (1-5) :136 -140.
- Brødsgaard, H. F. 1993. Monitoring thrips glasshouse pot plant crops by means of blue sticky traps. *IOBC/WPRS Bulletin*, 16 (8): 29–32.
- Brown, J. K. & J. Bird. 1992. Whitefly transmitted geminiviruses and associated disorders in the Americas and the Caribbean Basin. *Plant Disease*, 76 (3): 220-225.
- Brown, J. K., Frohlich, D. R. & R. C. Rosell. 1995. The sweetpotato or silverleaf whitefly: biotypes of *Bemisia tabaci* or a species complex?. *Annual Review of Entomology*, 40 (1): 511-534.

- Byrne, D. N., Von Bretzel, P. K. & C. J. Hoffman. 1986. Impact of trap design and placement when monitoring for the bandedwinged whitefly and the sweetpotato whitefly (Homoptera: Aleyrodidae). *Environmental Entomology*, 15 (2): 300–304.
- Byrne, D. & W.B. Miller. 1990. Carbohydrate and amino acid composition of phloem sap and honeydew produced by *Bemisia tabaci*. *Journal of Insect Physiology*, 36 (6): 433-439.
- Byrne, D. N. & T. S. Bellows Jr. 1991. Whitefly biology. *Annual Review of Entomology*, 36 (1): 431-457.
- Cáceres, S. 2004. Moscas blancas del complejo *Bemisia tabaci* en cultivos hortícolas de Corrientes. Estrategias de manejo. Jornada de actualización. INTA Corrientes. pp 9-13.
- Cáceres, S., Miño, V.S. & M. R. A. Aguirre. 2005. A cuatro años de la explosión de mosca blanca *Bemisia tabaci* en pimiento y tomate de Corrientes. En: Actas y Trab. De la XVI Reunión de Comunicaciones Científicas y Técnicas, Corrientes, 2005, CD Sanidad Vegetal 021.
- Campbell, B. C., Steffen-Campbell, J. D. & R. Gill. 1995. Origin and radiation of whiteflies: an initial molecular phylogenetic assessment. *In: Gerling, D., Mayer, R. T. (Eds.), Bemisia 1995: Taxonomy, Biology, Damage, Control and Management*, Intercept, Ltd., Andover, Hants, UK, p. 29-51.
- Carlsson-Kanyama, A. 1998. Climate change and dietary choices—how can emissions of greenhouse gases from food consumption be reduced? *Food Policy*, 23 (3): 277-293.
- Camacho, R., Boyero, L., Cornejo, A., Ibáñez, A. & R. G. Pearson. 2009. Local variation in shredder distribution can explain their oversight in tropical streams. *Biotropica* 41(5): 625-632.
- Casas, D. E. & M. A. Velásquez. 1995. “Agroecología.”; En: IV Curso sobre Desertificación y Desarrollo Sustentable en América Desarrollo Sustentable y Educación Agricultura Sustentable Latina y el Caribe. PNUMA, FAO y Colegio de Postgraduados, Montecillo, México. pp. 173-180.
- CASAFE, 2013. Cámara Argentina de Sanidad Agropecuaria y Fertilizantes: Guía de productos fitosanitarios. Tomo 1. CASAFE. Buenos Aires. Argentina.
- Castañe, C. J., Pujol, J., Crespo, F. J. B. & i Ambert R. G. 2008. Control biológico de moscas blancas En: Jacas, J. A., Urbaneja, A. Control biológico de plagas agrícolas. Phytoma (Eds.). España. pp. 239-253.
- Castresana, L. 1986. *Encarsia tricolor* Foerster (Hymenoptera, Aphelinidae) en la lucha biológica contra la “mosca blanca” de los invernaderos (*Trialeurodes vaporariorum*, Westwood). (Doctoral dissertation, Tesis Doctoral, Escuela Técnica Superior. de Ingenieros Agrónomos de Madrid (ETSI), Universidad Politécnica de Madrid, Madrid
- Castresana, J. E. & M. R. Paz. 2007. Parasitoides de *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) (Hemiptera: Aleyrodidae) en cultivos de *Capsicum annum* y *Lycopersicum esculentum* en el área de Concordia – Entre Ríos. Libro de Resúmenes 30° Congreso Argentino de

- Horticultura/1° Simposio Internacional sobre Cultivos Protegidos, 25 al 28 de Septiembre, La Plata, Buenos Aires, Argentina. pp. 362.
- Cave, R. D. 1995. Manual para el reconocimiento de parasitoides de plagas agrícolas en América Central. Escuela Agrícola Panamericana El Zamorano, Honduras. Press. 202 pp.
- Cédola, C. V. & J. E. Castresana. 2014. First record of *Typhlodromus* (Antoseius) *transvaalensis* (Acari: Phytoseiidae) from Argentina. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*, 73 (1:2): 61-63.
- Cédola, C. V., Sánchez, N. E. & G. G. Liljesthrom. 2001. Effect of tomato leaf hairiness on functional and numerical response of *Neoseiulus californicus* (Acari: Phytoseiidae). *Experimental and Applied Acarology*, 25: 819-831.
- Chacón Castro, Y. & S. N. López. 2010. Biología de *Eretmocerus mundus* (Hymenoptera: Aphelinidae), parasitoide del complejo *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae), en condiciones de laboratorio *Revista Sociedad Entomológica Argentina*, 69 (1-2): 45-56.
- Chamberlain, D. E., Fuller, R. J., Bunce, R. G. H., Duckworth, J. C. & M. Shrubbs. 2000. Changes in the abundance of farmland birds in relation to the timing of agricultural intensification in England and Wales. *Journal of Applied Ecology*, 37 (5): 771-788.
- Colamarino, I., Curcio, N., Ocampo, F. & C. Torran del. 2006. Producción Hortícola en la Argentina *Revista Alimentos Argentinos* N°33 -Secretaría de Agricultura, Ganadería, Pesca y Alimentos. Subsecretaría de Política Agropecuaria y Alimentos. Dirección Nacional de Alimentos, pp. 93.
- Corvo-Dolcet, S. 2005. Zonas de producción del cultivo de tomate en Argentina. Dirección de Agricultura. SAGPyA. <http://www.seedquest.com/News/releases/2005/pdf/13528.pdf> (Consulta 5 de Julio 2013).
- Cohen, S. 1990. Epidemiology of whitefly-transmitted viruses. En: Gerling, D. (ed.), *Whiteflies: their bionomics, pest status and management*. Intercept, Andover UK, pp. 211-225.
- Crump, N. S., Cothier E. J. & Ash G. J. 1999. Clarifying the nomenclature in microbial weed control. *Biocontrol Science and Technology*, 9 (1): 89-97.
- Czosnek, H. 2007. Interactions of Tomato yellow leaf curl virus with its whitefly vector. Pp: 157-170. In: Czosnek H. (Ed.). *Tomato yellow leaf curl virus Disease: Management, Molecular Biology, Breeding for Resistance*. Vol. VIII. Springer. Dordrecht, The Netherlands. 448p.
- DeBach, P. 1964. The scope of biological control. P.3-20. *In Biological Control of insect Pests and Weeds* (P. DeBach, editor). Chapman and Hall Ltd., London. 844 pp.
- De Santis, L. 1981. Catálogo de los Himenópteros Chalcidoideos de América al Sur de los Estados Unidos. Primer Suplemento. *Revista Peruana de Entomología*, 24 (1):1-38.

- Dittrich, V., Uk., S. & G. H. Ernst. 1990. Chemical control and insecticide resistance of whiteflies. In Gerling D. (Ed.), Whiteflies: their bionomics, Pest Status and Management. Intercept Ltd., Wimborne, Uk, pp. 263-286.
- Dowell R. V. & R. H. Cherry. 1981. Survey traps for parasitoids and coccinellid predators of the citrus blackfly, *Aleurocanthus woglumi*. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 29 (3): 356-362.
- Ekbom, B. S. & X. Rumei. 1990. Sampling and spatial patterns of whiteflies. In Gerling, D. (Ed.), Whiteflies: their bionomics, Pest Status and Management. Intercept Ltd., Hants, Andover, Uk, pp. 107-121.
- Ehler, L. E. 2006. Integrated pest management (IPM): definition, historical development and implementation, and the other IPM. *Pest Management Science*, 62 (9): 787-789.
- Eliengber, J., Hajek, A. & C. Lomer. 2001. Suggestions for unifying the terminology in biological control. *Biocontrol*, 46 (4): 387-400.
- El-Sayed, A. M., Suckling, D. M., Wearing, C. H. & J. A. Byers. 2006. Potential of mass trapping for long-term pest management and eradication of invasive species. *Journal of Economic Entomology*, 99 (5): 1550-1564.
- Envasadora Caseros, 2012. <http://ecaseros.com.ar/category/jardin/>, (Consultado: Febrero 2012).
- Estay, P., Rojas, S. & F. Rodriguez. 1999. Control biológico de mosquita blanca de los invernaderos. *Empresa y Avance Agrícola*, 8 (65): 12-13.
- Estay, P. 2001. Manejo integrado de plagas en tomate del tomate en Chile, p. 30-64, In: Estay, P. (Ed.), Primer Curso de Manejo integrado de plagas y Enfermedades, Instituto de Investigacion Agropecuaria, Centro Regional de la Investigacion La Platina, Santiago, Chile, 122 p.
- Fabio, A., Corona, A., Forte, E. & P. Quaglio. 2003. inhibitory activity spices and essential oils on psychrotrophic bacteria. *New Microbiologica*, 26 (1): 115-200.
- FAOSTAT, 2012. Statistics Division. Food and Agriculture Organization, <http://faostat.fao.org/site/342/default.aspx> Florida, USA. (Consultado: 5 Julio 2013).
- Foltyn, S. & D. Gerling. 1985. The parasitoids of the aleyrodid *Bemisia tabaci* in Israel: development, host preference and discrimination of the aphelinid wasp *Eretmocerus mundus*. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 38 (3): 255-260.
- Franco K., Jauset A. & Castañé C. 2011: Monogamy and polygamy in two species of mirids bugs: A funtional-based approach. - *Journal Insect Physiology*, 57: 307-315.
- Frisbie, R. E. 1985. Regional implementation of cotton IPM. In. R.E. Frisbie & P. L. Adkinsson (Eds.), *Integrated Pest Management on Major Agricultural Systems*. College Station: Texas Agricultural Experiment Station, College Station, Texas, pp. 638-651.

- García, M. A. 1990. Ecología nutricional de parasitoides e predadores terrestres. In: Panizzi, A. R. & Parra, J. R. P. (Eds.) – Introdução a ecologia nutricional de insetos e suas implicações no manejo de pragas. São Paulo, Monole, pp. 289-311.
- Gabarra, R. & M. Besri. 1999. Tomatoes In: Albajes, R., Gullino, M. L., Van Lenteren, J.C. y Elad, Y. (Eds.). Integrated Pest and Disease Management in Greenhouse Crops. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, pp. 420-434.
- Gabarra, R. 2002. Control Integrado de moscas blancas y pulgones en cultivos de invernadero. Phytoma España: La revista profesional de sanidad vegetal, 135: 84-86.
- Gerling, D. 1990. Natural enemies of whiteflies: predators and parasitoids. In: Gerling D. (Ed.), Whiteflies: their Bionomics, Pest Status and Management. Intercept, Ltd. Andover, UK, pp.147-185.
- Gerling, D. & A. R. Horowitz. 1984. Yellow traps for evaluating the population levels and dispersal patterns of *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Homoptera: Aleyrodidae). Annals of the Entomological Society of America, 77 (6): 753-759.
- Gerling, D., Albajes, R. & E. Sekeroglu. 2000. Biological Studies with *Eretmocerus mundus* Mercet (Hymenoptera: Aphelinidae) in Israel. Bulletin OILB/SROP, 23 (1): 117-123.
- Gill, R. J. 1990. The morphology of whiteflies. In: Gerling, D. (Ed.), Whiteflies; their bionomics, pest status and management. Intercept, Ltd. Newcastle, pp. 13-16.
- Gillespie, D. R. & D. Quiring. 1987. Yellow sticky traps for detecting and monitoring greenhouse whitefly (Homoptera: Aleyrodidae) adults on greenhouse tomato crop. Journal of Economic Entomology, 80 (3): 675-679.
- Gillespie, D. R. & D. Quiring. 1992. Flying behavior of greenhouse whitefly, *Trialeurodes vaporariorum* in relation to yellow sticky traps. Canadian Entomology, 124 (5): 907-916.
- Goolsby, J. A., Ciomperlik, M. A., Legaspi Jr., B. C., Legaspi, J. C. & L. E. Wendel. 1998. Laboratory and Field Evaluation of exotic parasitoids of *Bemisia tabaci* (Biotype 'B') in the Lower Rio Grande Valley of Texas. Biological Control, 12: 27-135.
- Grille, G., Pascal, C. Franco, J. & C. Basso. 2001. Distribución espacial de *Trialeurodes vaporariorum* (Homoptera: Aleyrodidae) en plantas de tomate. Boletín de sanidad vegetal. Plagas, 27 (4): 475-488.
- Gu. X. S., Bu. W. J., Xu, W. H., Bai, Y. C., Liu, B. M. & T. X. Liu. 2008. Population suppression of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) using yellow sticky traps and *Eretmocerus nr. rajasthanicus* (Hymenoptera: Aphelinidae) on tomato plants in greenhouse. Insect Science, 15 (3): 263-270.
- Guynot, M. E., Ramos, A. J., Seto, L., Purroy, P., Sanchis, V. & S. Marin. 2003. Antifungal activity of volatile compounds generated by essential oils against fungi commonly causing deterioration of bakery products. Journal of Applied Microbiology, 94 (5): 893-899.

- Hansson, T. 2003. Dräneringsvatten i växthus. Jordbruksverket, Jordbruks information 16, Jönköping.
- Heinz, K. M. & J. M. Nelson. 1996. Interspecific Interactions among Natural, Enemies of *Bemisia* in an Inundative Biological Control Program. *Biological Control*, 6 (3): 305-318.
- Hertaty, J. M. & J. B. Woodlley. 2002. Catalog of world Encarsia. 75pp.<http://cache.ucr.edu/~heraty/aphelinidae.html/encarsia.cat.pdf>.
- Hoelmer, K. A., Roltsch, W. J., Chu, C. C. & T. J. Henneberry. 1998. Selectivity of whitefly traps in cotton for *Eretmocerus eremicus* (Hymenoptera: Aphelinidae), a native parasitoid of *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae). *Environmental Entomology*, 27 (4): 1039-1044.
- Hodges, G. S. & G. A. Evans. 2005. An identification guide to the whiteflies (Hemiptera: Aleyrodidae) of the Southeastern United States. *Florida Entomologist*, 88 (4):514-534.
- Hou, M. L., Lu, W. & J. H. Wen. 2005. Trap catches and control efficiency of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) adults in greenhouse by yellow sticky traps. *Zhongguo nongye kexue*, 39 (9): 1934-1939.
- Hu, J. P., De Barro, P., Zhao, H., Wang, J., Nardi, F. & S. S. Liu. 2011. An extensive field survey combined with a phylogenetic analysis reveals rapid and widespread invasion of two alien whiteflies in China. *PLoS ONE*, 6 (1): e16061. doi:10.1371/journal.pone.0016061.
- INDEC, 2002. Censo Nacional Agropecuario. <http://www.sagpya.mecon.gov.ar/new/00/programas/dma/hortalizas/informes> (Consulta: 5 de Julio del 2013).
- InfoStat, 2014. InfoStat versión 2014. Grupo InfoStat, FCA, Universidad Nacional de Córdoba, Argentina. 200 pp.
- IRAC, 2015. Insecticide Resistance Action Committe Resistance Managment for sustainable Agriculture and Improved Public Health. <http://www.ircac-online.org>. (Consulta 5 de Julio 2014).
- Jacas, J. A. & A. Urbaneja. 2008. Control biológico de plagas agrícolas. Jacas, J.A. and Urbaneja, A. (Ed.) M.V. Phytoma España, S.L., 496 Valencia, Spain.
- Johansen, C. A. 1977. Pesticides and pollinators. *Annual review of entomology*, 22 (1): 51-54.
- Johnson, M. W., Caprio, L., Coughlin, J. A., Tabashnik, B. E., Rosenheim, J. A., & S. C. Welter. 1992. Effect of *Trialeurodes vaporariorum* (Homoptera: Aleyrodidae) on yield of fresh market tomatoes. *Journal of Economic Entomology*, 85 (6): 2370-2376.
- Johnson, N. F., Triplehorn, C. A. & D. J. Borror. 2004. Introduction to the study of insects. Seventh edition. Thomson Brooks Cole, Belmont, CA. 888 pp.

- Jones, D. R. 2003. Plant viruses transmitted by whiteflies. *European Journal of Plant Pathology*, 109 (3): 197-221.
- Kaas, J. P. 2005. Vertical distribution of thrips and whitefly in greenhouses and relative efficiency of commercially available sticky traps for population monitoring. *Proceedings of the Netherlands Entomological Society Meeting*, 16 (10): 109-115.
- Kogan, M. 1998. Integrated pest management: Historical perspectives and contemporary developments. *Annual of Review Entomology*, 43 (1): 243-70.
- Koppert, 2012. Koppert Biological Systems. Guidelines and Pest Management Products. <http://www.koppert.nl/> (Consultado: Febrero 2012).
- Kreuger, J., Graaf, S., Patring, J. & S. Adielsson. 2010. Pesticides in surface water in areas with open ground and greenhouse horticultural crops in Sweden 2008. Sweden University Agricultural Science. Accessed 20 Nov 2011. http://www-mv.slu.se/webfiles/vv/CKB/Ekohydrologi_117_ENG.pdf
- Lacasa, A. & J. M. Llorens. 1996. *Trips y su control biológico (I)*. Alicante: Pisa Editores, p. 38-79.
- Lloyd, L. 1921. Notes on a colour tropism of *Asterichiton* (Aleurodes) *vaporariorum*, Westwood. *Bulletin Entomological Research*, 12: 355 - 359.
- López, S. N. & E. N. Botto. 1995. Parámetros biológicos del parasitoide *Encarsia formosa* (Gahan) (Hymenoptera: Aphelinidae) en condiciones de laboratorio. *Asociación Argentina de Ecología, Ecología Austral*, 5: 105-110.
- López, S. N., Riquelme, M. B. & E. N. Botto. 2010. Integración del control biológico y químico de la mosca blanca *Trialeurodes vaporariorum* (Hemiptera: Aleyrodidae). *Revista Colombiana de Entomología*, 36 (2):190-194.
- López, S. N. & G. A. Evans. 2008. Nuevos registros de especies del género *Eretmocerus* (Hymenoptera: Aphelinidae), parasitoides de *Trialeurodes vaporariorum* y el complejo *Bemisia tabaci* (Hemiptera:Aleyrodidae) en Argentina. *Revista Sociedad Entomológica Argentina*, 67 (1-2): 185-187.
- Mareida, K. M. 2003. In: Mareida, K. M., Dakouo D. & D. Mota Sanchez. (Eds). *Integrated Pest Management in the Global Arenas*, Ch.1: 1-8.
- Martin, J. H. 1999. The whitefly fauna of Australia (Sternorrhyncha: Aleyrodidae). A taxonomic account and identification guide. Commonwealth Scientific and industrial Research Organization, Technical Paper, CSIRO Entomology. Canberra 38: 1-197 pp.
- Martin, J. H. & L. A. Mound. 2007. An annotated check list of the world's whiteflies (Insecta: Hemiptera: Aleyrodidae). *Zootaxa* 1492: 1-84.
- MCBA/INTA, 2009. Boletín electrónico del tomate (Números 1 a 19 - 2006 a 2009) (Consulta: 22 Junio 2013).

- MCBA, 2011. Boletín electrónico N° 25. MCBA-INTA (Consulta: 02 Junio 2012).
- Michelakis, S., Boukadida, R. & S. Abdalla. 1993. The integrated control of the whitefly *Trialeurodes vaporariorum* Westwood (Homoptera: Aleyrodidae) and the quality of the vegetable crops. In International Symposium on Quality of Fruit and Vegetables: Influence of Pre-and Post-Harvest Factors and Technology, 379: 587-591.
- Mills, N. J. & A. P. Gutierrez. 1996. Prospective modelling in biological control: an analysis of the dynamics of heteronomous hyperparasitism in a cotton-whitely-parasitoid system. *Journal of Applied Ecology*, 33: 1379-1394.
- Moreau, T. L. & M. B. Isman. 2011. Trapping whiteflies? A comparison of greenhouse whitefly (*Trialeurodes vaporariorum*) responses to trap crops and yellow sticky traps. *Pest Management Science*, 67 (4): 408–413.
- Moschetti, R. 2003. Biological control using beneficial insects. *Biological Control Bulletin*. IPM of Alaska. www.ipmofalaska.com rocco@ipmofalaska.com
- Mosti, M. & M. Benuzzi. 1992. *Encarsia formosa*, *Informatore Fitopatologico*, 42 (9): 25-31.
- Mound, L. A. 1962. Studies on the olfaction and colour sensitivity of *Bemisia tabaci* (Genn.) (Homoptera, Aleyrodidae). *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 5 (2): 99-104.
- Mound, L. A. & S. H. Halsey. 1978. Whitefly of the World. A Systematic catalogue of the Aleyrodidae (Homoptera) with host plant and natural enemy data, British Museum (Natural History), 1978.
- Musuna, A. C. Z. 1986. A method for monitoring whitefly, *Bemisia tabaci* (Genn.), in cotton in Zimbabwe. *Agricultural, ecosystem & environment*, 17 (1): 29-35.
- Natwick, E. T., Toscano, N. C. & L. Yates. 1995. Comparisons of adult whitefly sampling techniques in cotton with whitefly adult populations from whole plant samples. *Southwest. Entomology*, 20: 33- 41.
- Nieto, N. J. M., Mier D, M. R., García, P. F. & H. N. Pérez. 2005. Hemiptera: Aphididae. III. In: *Fauna Ibérica*, 28. RAMOS, .A. et al. (Eds.). Museo Nacional de Ciencias Naturales. CSIC. Madrid. 362 pp.
- Oliveira, M. R. V., Henneberry, T. J. & P. Anderson. 2001. History, current status, and collaborative research projects for *B. tabaci*. *Crop Protection*, 20 (9): 709-723.
- Park, J. J., Lee, J. H., Shin, K. I., Lee, S. E. & K. Cho. 2011. Geostatistical analysis of the attractive distance of two different sizes of yellow sticky traps for greenhouse whitefly, *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) (Homoptera: Aleyrodidae), in cherry tomato greenhouses. *Australian Journal of Entomology*, 50 (2): 144-151.
- Parris, T. M. 2003. Toward sustainability transition. The international consensus. *Environment*, 45 (1): 15–22.

- Paz, M. R. 2009. Prevalencia y abundancia de parasitoides de *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) en el agroecosistema hortícola de Lules, Tucumán”. Libro de Resúmenes de las XIII Jornadas Fitosanitarias Argentinas, 30 de Septiembre al 2 de Octubre, Termas de Río Hondo, Santiago del Estero, Argentina. 62 p.
- Paz, M. R. 2012. Microhimenópteros parasitoides de *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood): Identificación, Caracterización e Interrelación con plantas hortícolas y malezas asociadas de Lules, Tucumán. Tesis Magíster en Ciencias Agrarias, Facultad de Agronomía y Zootecnia, Universidad Nacional de Tucumán. p.104
- Perring, T. M. 2001. The *Bemisia tabaci* species complex. *Crop Protection*, 20 (9): 725-737.
- Pilkington, L. J., Messelink, G., Van Lenteren, J. C. & K. Le Mottee. 2010. “Protected Biological Control”- Biological pest management in the greenhouse industry. *Biological Control*, 52 (3): 216–220.
- Polack, L. A. 2005. Manejo Integrado de Moscas Blancas. *Boletín Hortícola Año 10*, 31:23-30.
- Polack, L. & M. Mitidieri (ex aequo). 2005. Producción de tomate diferenciado. Protocolo preliminar de manejo integrado de plagas y enfermedades. EEA San Pedro, INTA. http://www.inta.gov.ar/sanpedro/info/doc/pdf/protocolo_manejo_de_plagas_tomate_2005.pdf.
- Polaszek, A., Abd-Rabou, S. & J. Huang. 1999. The Egyptian species of *Encarsia* (Hymenoptera: Aphelinidae): a preliminary review. *Zoologische Mededeelingen*, 73: 131-163.
- Premalatha, K. & J. Rajangam. 2011. Efficacy of yellow sticky traps against greenhouse whitefly, *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) (Aleyrodidae: Hemiptera) in gerbera. *Journal of Biopesticides*, 4 (2): 208-210.
- PROINDER, 2011. Proyecto de Desarrollo de Pequeños Productores <http://www.proinder.gov.ar>, (Consulta: 02 Febrero 2012).
- Prokopy, R. J. & M. Kogan. 2003. Integrated pest management. In: Cardé, R.T. & V.R. Resh (Eds.). Academic Press, San Diego, California, pp. 589-595.
- Qiao, M., Lim, J., Ji, C.W., Chung, B. K., Kim, H.Y., Uhm, K. B., Myung, C. S., Cho, J. & T. S. Chon. 2008. Density estimation of *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) in a greenhouse using sticky traps in conjunction with an image processing system. *Journal of Asia Pacific Entomology*, 11: (1) 25-29.
- Qiu, B. L. & S. X. Ren. 2006. Using yellow sticky traps to inspect population dynamics of *Bemisia tabaci* and its parasitoids. *Chinese Bulletin of Entomology*, 43 (1): 53-56.
- Quisenberry, S. S. & N. Xinzhi. 2007. Feeding injury. In: Van Emdem, H. F. and Harrington, R., Eds. 2007. *Aphids as Crop Pests*. CAB International. Wallingford. 331-352 pp.

- Roa, N. V., Reddy, A. S. & K. T. Rao. 1991. Monitoring of cotton whitefly *Bemisia tabaci* Genn. with sticky traps. *Madras Agricultural Journal*, 28 (1): 1-4.
- Rodríguez, M. D. 1994. Aleuródidos. En: Moreno, R. (Ed.). *Sanidad Vegetal en la Horticultura Protegida*. Consejería de Agricultura y Pesca, Junta de Andalucía, p. 123-154.
- Rodríguez, M. D. 1997. Colonización de las plantaciones de calabacín (*Cucúrbita pepo* L. var. Condesa Bailey) por *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) y de pimiento por *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Homóptera, Aleyrodidae) en los invernaderos de Almería: Características tipológicas y evolutivas. Universidad de Almería. Almería. Trabajo Fin de Carrera, Universidad de Almería, Escuela Politécnica Superior. pp. 203
- Rodríguez, M. D., Moreno, R., Téllez, M. M., Rodríguez, M. P. & R. Fernández. 1994. *Eretmocerus mundus* (Mercet), *Encarsia lutea* (Masi) y *Encarsia transversa* (Timberlake) Hym., Aphelinidae) parasitoides de *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) en los cultivos hortícolas protegidos almerienses. *Boletín de Sanidad Vegetal de Plagas*, 20 (3): 695-702.
- Rodríguez I. & Cardona. C. 2001. Problemática de *Trialeurodes vaporariorum* y *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) como plagas de cultivos semestrales en el Valle de Cauca. *Revista Colombiana de Entomología*, 27 (1-2): 21-26
- Schauff M. E. & Evans. G. A. 1995. Apictori to the species of *Encarsia* (Hymenoptera: Aphelinidae parasitic on whiteflies (Homoptera: Aleyrodidae) in North America. *Proceedings of the Entomological Society of Washington*, 98 (1): 1-35.
- Scorsetti, A. C., Castresana, J. E., Cabello, M. & S. Pelizza. 2010. Nuevo registro de un hongo entomopatógeno sobre *Uroleucon sonchi* (L.) y *Macrosiphum euphorbiae* (T.) (Hemiptera: Aphididae) en la provincia de Entre Ríos. Libro de Resúmenes 33° Congreso Argentino de Horticultura Primer Simposio Internacional de la Frutilla (Rosario- Coronda), Simposio de Agro ecología, Simposio de Aromáticas Medicinales y Condimentarias organizado por la Asociación Argentina de Horticultura realizado en la Ciudad de Rosario, Santa Fe, del 28 de al 1 de Octubre., pp. 228.
- Shen, B. B. & S. X. Ren. 2003. Yellow card traps and its effects on population of *Bemisia tabaci*. *Journal of South China Agricultural University (Natural Sciences Edition)*, 24 (4): 40-43.
- Smith Palmer, A., Stewartt, J. & L, Fyfe. 2005. Inhibition of listeriolysin O and phosphatidylcholine specific production in *Listeria monocytogenes* by sub inhibitory concentrations of plant essential oils. *Journal of Medical Microbiology*, 51 (7): 567-574.
- Simmons, A. M. 1998. Survey of the parasitoids of *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) in coastal South Carolina using yellow sticky traps. *Journal of Entomological Science*, 33: 7-14.

- Simmons, A. M. & D. M. Jackson. 2000. Evaluation of foliar-applied insecticides on abundance of parasitoids of *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) in vegetables. *Journal Entomology Science*, 35: 1–8.
- Simmons, A. M. 2003. Capture of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) and *Delphastus catalinae* (Coccinellidae) on three colors of sticky cards. *Journal of Entomological Science*, 38: 481–484.
- Soto, A., Apablaza, J., Norero, A. & P. Estay. 1999. Requerimientos térmicos de *Trialeurodes vaporariorum* (Hemiptera: Aleyrodidae) en tomate (*Lycopersicon esculentum*). *Ciencia e Investigación Agraria*, 26 (1): 37-42.
- Soto, A., Estay, P. & J. Apablaza. 2002. Parasitismo de *Encarsia formosa* (Hymenoptera: Aphelinidae) en ninfas de *Trialeurodes vaporariorum* (Homoptera: Aleyrodidae). *Revista Latinoamericana de Ciencias de la Agricultura*, 29 (3): 153-157.
- Symondson, W. O. C., Sundrerland, K. D. & M. H. Greenstone. 2002. Can generalist predators be effective biocontrol agents? *Annual Review of Entomology*, 47 (1): 561-594.
- Syngenta, 2012. Bioline. <http://www.syngenta.com/global/bioline/en/Pages/home.aspx>, (Consultado: Febrero 2012).
- Teunissen, R. J. M. 2005. Emissies Van Gewasbeschermingsmiddelen uit de Glastuinbouw. Riza rapport 2005.019, Riza, Lelystad 69 pp.
- Udayarigiri, S., Mason, C. E. & J. D. Pesek, J. D. 1997. *Coleomagilla maculata*, *Coccinella septempunctata* (Coleoptera: Coccinellidae), (*Chrysoperla carnea* (Neuroptera: Chrysopidae), and *Macrocentus grandii* (Hymenoptera: Braconidae) trapped on colored sticky traps in corn habitats. *Environmental Entomology*, 26: 983-988.
- UNEP, 2011. Towards a Green Economy: Pathways to Sustainable Development and Poverty Eradication. United Nations Environmental Programme. Available in www.unep.org/greeneconomy.
- Urbaneja, A. & P. Stanley. 2004. Host suitability of different instars of the whitefly *Bemisia tabaci* "biotype Q" for *Eretmocerus mundus*. *Biocontrol*, 49 (2): 153-161.
- Valdez, J. A. & D. A. Wolfenbarger. 1995. Yellow traps and insecticides for control of a strain of sweet potato whitefly and associated virus incidence on pepper. *Journal of Entomological Science*, 30 (3): 342-348.
- Van Driesche, R. G. & T. S. Bellows Jr 1996. Biology of arthropod parasitoids and predators, *Biological Control*. Springer, pp. 309-336.
- Van Driesche, R. G., Hoddle, M. S. & T. D. Center. 2007. Control de Plagas y Malezas por enemigos naturales. US Department of, (USDA). pp. 751.
- Van Lenteren, J. C. & J. Woetts. 1988. Biological and integrated pest control in greenhouses. *Annual Review of Entomology*, 32: 239-269.

- Van Lenteren, J. C. & V. H. Bueno. 2003. Augmentative biological control of arthropods in Latin America. *BioControl*, 48 (2): 123-139.
- 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): 1-20.
- Van Os, E. A., Holterman, H. J. & G. Klomp. 1994. Management of emission flows of pesticides from glasshouses. In Symposium on Engineering as a Tool to reduce Pesticide Consumption and Operator Hazards in Horticulture, 372: 135-141.
- Van Roermund, H. J. W. & J. C. Van Lenteren. 1992. The parasite-host relationship between *Encarsia formosa* (Hymenoptera: Aphelinidae) and *Trialeurodes vaporariorum* (Homoptera: Aleyrodidae) XXXV. Life-history parameters of the greenhouse whitefly, parasitoid *Encarsia formosa* as a function of host stage and temperature. Wageningen, Wageningen Agricultural University Papers, 92 (3): 103-147.
- Varma, A. & V. G. Malathi. 2003. Emerging geminivirus problems: a serious threat to crop production *Annals of Applied Biology*, 142 (2): 145-164.
- Vernon, R. & D. R. Gillespie. 1990. Response of *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae) and *Trialeurodes vaporariorum* (Homoptera: Aleyrodidae) to fluorescent traps in a cucumber greenhouse. *Journal of the Entomological Society of British Columbia*, 87: 38-41.
- Viaggini, G. & P. Mazzone. 1980. Sull' introduzione in Italia di *Encarsia pergandiella* Howard (Hymenoptera: Aphelinidae), parassita di *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) (Homoptera: Aleyrodidae). *Bolletino del Laboratorio Entomologia Agraria Filippo Silvestri*, 37: 39-43.
- Viggiani, G. 1984. Bionomics of the Aphelinidae. *Annual Review Entomology*, 29 (1): 257-276.
- Viscarret, M. 2000. Estudios biológicos sobre Aleyrodidae de importancia económica (Insecta: Hemiptera) con énfasis en el complejo *Bemisia tabaci* (Gennadius) y su posible control biológico. Tesis doctoral, Facultad de Ciencias Exactas y Naturales, Universidad Nacional de Buenos Aires, 131 p.
- Viscarret, M., López, S. N. & E. N. Botto. 2001. Estudios fitotóxicos y de tablas de vida y fecundidad sobre el biotipo ARG1 del complejo *B. tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae). *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*, 60 (1-4): 167-176.
- Viñuela, E. & J. Jacas. 1998. Acarología en V. De Liñán *Entomología Agroforestal*. Insectos y ácaros que dañan montes, cultivos y jardines. Ediciones Agrotécnicas F.L. Madrid, España 1309 p.
- Walter, G. H. 1983. 'Divergent male ontogenies' in Aphelinidae (Hymenoptera: Chalcidoidea): a simplified classification and a suggested evolutionary sequence. *Biological Journal of the Linnean Society*, 19: 63-82.

- Weatherston, I. 1990. Principles of design of controlled-release formulations. Behavior modifying chemicals for insect management applications of pheromone and other attractants. Edited by R.L. Ridgway, R.M. Silverstein, and M.N. Inscoe. Marcel Dekker Inc., New York. pp. 93–112.
- Webb, R. E. & F. F. Smith. 1980. Greenhouse whitefly control of an integrated regimen based on adult trapping and nymphal parasitism. Bulletin West Palearctic Regional Section International Unión Biological Sciences III, (3): 235-246.
- Witter, S. H. & N. Castilla. 1995. Protected cultivation of horticultural crops worldwide, Hort. Technology, 5 (1): 6-23.
- Zhang, H., Liu, X. X., Du, J., Zhang, L. H., Liu, F. M. & J. X. Wu. 2006. (College of Plant Protection, Northwest A & F University, Yangling Shaanxi 712100, China). Studies of key technology on trapping and killing greenhouse white powder louse, *Trialeurodes vaporariorum* by yellow board. Acta Agriculturae Boreali-Occidentalis Sinica, 15 (3): 94-97.
- Zhang, N. Q. & L. C. Yu. 2009. Impact and control efficiency of yellow sticky trap to *Bemisia tabaci* adults on tomato in greenhouse. Hubei Agriculture Science, 48: 1884-1886.
- Zho, F.C., Du, Y.Z., Sun, W., Yao, Y. L., Qin, T. Y. & S.X. 2003. Impact of yellow trap on sweetpotato whitefly *Bemisia tabaci* (Gennadius) in vegetable fields. Entomological, Journal of Eastern China, 12 (1): 96-100.