



Universidad Nacional de La Plata
Facultad de Ciencias Agrarias y Forestales

**Estudio taxonómico y ciclo biológico de *Aceria oleae*
(Nalepa, 1900) (Acari: Eriophyidae), parásito de *Olea
europaea* L. cv Arauco, en la provincia de La Rioja.**

*Tesis presentada para optar al título de Magister Scientiae en Protección Vegetal de la Facultad
de Ciencias Agrarias y Forestales de la UNLP*

Tesis de Maestría en Protección Vegetal.

Ing. Agr. Sergio Leiva

Año 2015

Director

Néstor A. Fernández

Lic. en Biología

Doctor en Ciencias Biológicas

Codirector

Araceli Vasicek

Lic. en Zoología

Especialista en Zoología Ambiental

Jurado

Dra Inés Redolfi

Lic. en Biología

Doctor en Ciencias Biológicas



Dra. Nancy Greco

Lic. en Biología

Doctor en Ciencias Naturales



Dr. Jorge Frana

Ingeniero Agrónomo

Doctor en Ciencias Biológicas

Fecha de defensa de tesis

14 de noviembre del 2016

DEDICATORIA

Con todo mi amor para mis padres, Rosa y Osvaldo, sin ellos no hubiese podido haber llegado a donde llegue. Por entregarse a una vida de lucha, con el único objetivo de que a sus hijos no les faltara nada. Por ser los pilares de la familia y brindarnos tanto amor. ¡Gracias viejos!

A mi enano Federico, quien es el motor propulsor de mis esfuerzos y llenarme el mundo de bellos momentos.

A mi compañera de la vida, Griselda, por acompañarme en este camino siempre con paciencia brindarme su apoyo, confianza y por su incondicional amor.

A mis hermanos Diego, Alejandra y Daniela, por estar presentes brindándome fuerza y aliento.

A mí querido amigo y director Néstor Fernández. Por sus enseñanzas profesional, de la vida y su constante apoyo.

A mi querida tía Pochi, por su eterno e incondicional apoyo y cariño.

AGRADECIMIENTOS

A Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA), por la beca otorgada y por proveer de todos los recursos e instalaciones necesaria para la elaboración de esta tesis.

A la familia Colacchio: Karina, Martin, Mirta, Paola y Gabriel. Quienes desinteresadamente siempre me brindaron todo su apoyo.

A la Familia Ahumada, Don Clero, Doña Josefa y Rodrigo, aunque los abuelos ya no estén físicamente siempre estarán en mi corazón. Gracias Panzón.

A la familia Nieva Santillán, por su apoyo desinteresado. Especialmente a mi amigo Exequiel.

A mis familiares y amigos, por su preocupación y que forman una parte muy especial de mi vida.

A mis compañeros de trabajo: Jose Luis Ladux, Lorenzo Jotayan, Julio Juárez, Nora Pacheco, Enrique Ríos y Franco Brizuela.

Al Dr. Prof. Eddie Ueckermann, la Dra. Charnie Craemer y Dr. Pieter Theron por sus aportes en la identificación de los ácaros.

Al ing. Rodrigo Altamirano, por sus valiosos aportes a esta tesis en forma desinteresada.

A la Dra. Laura Puhl, por sus valiosos aportes a esta tesis en forma desinteresada.

A mis compañeros y amigos: al Ing. Agr. (Msc) Sergio Rodríguez, al Ing. Agr. (Msc) Jorge Castresana, a la Ing. Agr. Gina Paola Rozzo Ortega y a la Ing. Agr. Analía Sanabria, por sus desinteresado apoyo y amistad.

A los técnicos del Laboratorio de Microscopia de CONICET Bahía Blanca: Prof. Viviana Sorrivas; María Julia Yañez y Cecilia Gutiérrez Ayesta. Por su buena predisposición.

A la Dra. Graciela Truol, Dra. Vanina Alemandri, Dra. Maria Fernanda Mattio, Dra. Evangelina Arguello Caro, Dra Analia Dumon y Sandra Rodriguez. Por sus aportes y desinteresada ayuda.

PUBLICACIONES DERIVADAS

1. **Leiva, S.; Fernandez, N.; Theron P. & Rollard, C. 2013.** *Agistemus aimogastaensis* sp. n. (Acari, Actinedida, Stigmaeidae), a recently discovered predator of eriophyid mites *Aceria oleae* and *Oxycenus maxwelli*, in olive orchards in Argentina. ZooKeys 312: 65-78- doi: 10.3897/zookeys. 312.5520.
2. **Leiva, S.; Fernandez, N.; Theron P. & Padin, S.** Redescription of the olive bud mite *Aceria oleae* (Nalepa, 1900) (Acari: Eriophyidae), together with brief notes on leaf and fruit damage induced in *Olea europaea* subsp. *europaea* cv. *arauco* from La Rioja Province, north-west Argentina. (in press in Zookeys).

ÍNDICE GENERAL

CAPÍTULO 1	1
<hr/>	
Introducción General	1
1. El cultivo del olivo en el mundo y en Argentina.	1
2. Referencias	8
CAPÍTULO 2	10
<hr/>	
La problemática y las principales características morfológicas de <i>Aceria oleae</i> (Nalepa, 1900)	10
1. Aspectos Sanitarios de <i>Olea europaea</i>	10
2. La familia Eriophyidae	12
2.1 . Principales características morfológicas de los Eriophyidae	13
2.2 . Daños	17
2.3 . Información previa del ciclo biológico de <i>Aceria oleae</i>	19
3. Referencias.	19
CAPÍTULO 4	26
<hr/>	
<i>Aceria oleae</i> (Nalepa, 1900) “Stases” Adulto e Inmaduros	26
1. Introducción	26
2.1 . Sitios de estudio	27
2.2 . Métodos de recolección	29
2.3 . Obtención y preparación de los ácaros para los estudios.	29
2.4 . Microscopia óptica	29
2.5 . Microscopia Electrónica de Barrido (MEB)	29
2.6 La observación	36
3. Resultados	37
3.1 Descripción Hembra	37
3.2 Descripción inmaduros	52
4. Discusión.	57
5. Referencias	57
CAPÍTULO 5	61
<hr/>	
<i>Aceria oleae</i> (Nalepa 1900) Ciclo Biológico	61
1. Introducción	61
2. Materiales y métodos	64
2.1 Cámara de cría.	64
2.2 Celda de cría definitiva	66
2.3 Observación	68
3. Resultados	70

3.1	La hembra	70
3.2	El macho	72
3.3	Potencial reproductivo	73
4.	Discusión	73
5.	Referencias	76

CAPÍTULO 6 **78**

	Agistemus aimogastaensis	78
1.	Introducción	78
2.	Materiales y Métodos	79
2.1	Microscopía Electrónica de Barrido (MEB)	79
2.2	Terminología Morfológica	79
2.3	Descripción de Nuevo Taxón	80
2.4	Diagnóstico (Hembra adulta).	81
2.5	Descripción.	82
3.	Referencias	88

CAPÍTULO 7 **95**

	Daños producidos por <i>Aceria oleae</i>	95
1.	Discusión	95
1.1	Yemas	96
1.2	Hoja	98
1.3	Inflorescencia	99
1.4	Fruto	100
1.5	Problemas en el cultivo de olivo en Argentina relacionados con los ácaros eriófididos y su depredador <i>Agistemus aimogastaensis</i> sp. n.	102
2.	Conclusiones	103
3.	Referencias.	105

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Parámetros climáticos de Aimogasta (La Rioja). Datos del período 2012-2014 obtenido de la estación meteorológica Agencia de Extensión Rural Aimogasta (Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria).....	4
Cuadro 2. Ubicación georeferenciada de los establecimientos olivícolas.	27
Cuadro 3. Duración media en días de los estasis del ciclo de vida de <i>Aceria oleae</i> . Sobre 30 ejemplares.....	70
Cuadro 4. Comparación de duración de ciclos de <i>Aceria oleae</i> de diferentes autores.....	70

ÍNDICE DE GRÁFICOS

Gráfico 1. Climograma de Aimogasta (La Rioja). Datos año 2012.	5
Gráfico 2. Climograma de Aimogasta (La Rioja). Datos año 2013.	5
Gráfico 3. Climograma de Aimogasta (La Rioja). Datos año 2014.	6

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Plantación y Planta de <i>Olea europaea</i> L.	2
Figura 2. Ubicación geográfica del Gran Chaco Árido.	7
Figura 3. División del cuerpo en los dos tipos de Eriophyidae, <i>sensu</i> Linquist (1996), modificado.	14
Figura 4. Regiones de la familia Eriophyidae, <i>sensu</i> Linquist (1996), modificado.	15
Figura 5. Regiones de la familia Eriophyidae, <i>sensu</i> Linquist (1996), modificado.	16
Figura 6. Elementos de Laboratorio.	28
Figura 7. Elementos de Laboratorio.	30
Figura 8. Materiales e insumos de para MEB.	31
Figura 9. Materiales e insumos de laboratorio.	32
Figura 10. Punto Crítico.	33
Figura 11. Metalización.	34
Figura 12. Microscopio Electrónico de Barrido (MEB).	35
Figura 13. Trabajo de Laboratorio.	36
Figura 14. Hembra adulta <i>Aceria oleae</i> (Nalepa 1900). Observación en microscopia óptica.....	38
Figura 15. Hembra adulta <i>Aceria oleae</i> (Nalepa 1900). Microscopia en Electrónica de Barrido (MEB) y microscopio óptico.	40
Figura 16. Hembra adulta de <i>Aceria oleae</i> (Nalepa 1900). Observación en microscopio óptico.....	42
Figura 17. Hembra adulta de <i>Aceria oleae</i> (Nalepa 1900). Observación en MEB	44
Figura 18. Hembra adulta de <i>Aceria oleae</i> (Nalepa 1900). Observación en MEB y en microscopio óptico.	46
Figura 19. Macho adulto <i>Aceria oleae</i> (Nalepa 1900). Observación en microscopia óptica.....	47
Figura 20. Macho adulto de <i>Aceria oleae</i> (Nalepa 1900). Observación en MEB y microscopio óptico.....	48
Figura 21. Macho adulto de <i>Aceria oleae</i> (Nalepa 1900). MEB..	49

Figura 22. Macho adulto de <i>Aceria oleae</i> (Nalepa 1900). MEB y óptico.	51
Figura 23. Huevo de <i>Aceria oleae</i> (Nalepa 1900). Observación en microscopio óptico y estereomicroscopio.	52
Figura 24. Larva de <i>Aceria oleae</i> (Nalepa 1900). Observación en microscopio óptico.....	54
Figura 25. Ninfa de <i>Aceria oleae</i> (Nalepa 1900). Observación en Microscopio óptico.....	56
Figura 26. Microcelda de cría. Sensu Rice y Strong (1962).	62
Figura 27. Esqueje enraizado.	63
Figura 28. Hojas de olivo en placas de petri y algodón húmedo.	64
Figura 29. Cámara de cría.	65
Figura 30. Materiales de Laboratorio. Placa de petri adaptada con cámara húmeda y celdas de incubación..	66
Figura 31. Celdas de cría en hojas de <i>Olea europaea</i> (L).	69
Figura 32. Movimiento de <i>Aceria oleae</i> en el envés de la hoja de <i>Olea europaea</i> L. cv Arauco.	71
Figura 33. Esquema a escala del hábitat de los eriófidos en las hojas de <i>Olea europaea</i> (L) cv Arauco.	72
Figura 34. Eclosión de huevos de <i>Aceria oleae</i> (Nalepa 1900). Observación en Estereomicroscopio.	74
Figura 35. Muda de <i>Aceria oleae</i> (Nalepa 1900). Observación en MEB.	75
Figura 36. Adultos de <i>Aceria oleae</i> (Nalepa1900). Observación en estereomicroscopio....	76
Figura 37. Hembra adulta <i>Agistemus aimogastensis</i> sp. n., Microscopio óptico. ...	80
Figura 38. Hembra adulta <i>Agistemus aimogastaensis</i> sp. n. SEM.....	83
Figura 39. Hembra adulta <i>Agistemus aimogastaensis</i> sp. n., SEM.	85
Figura 40. Hembra adulta <i>Agistemus aimogastaensis</i> sp. n.. Patas. Todas las patas en vista dorsal.	87
Figura 41. Secuencia de migración de los eriófidos..	96

Figura 42. Yema de <i>Olea europaea</i> (L.). Observación estereomicroscopio.	97
Figura 43. Daños en hojas de <i>Olea europaea</i> (L)..	98
Figura 44. Hojas dañadas por eriófidos de <i>Oleae europaea</i> (L).	99
Figura 45. Fruto de <i>Olea europaea</i> (L), deformados por el ataque de Eriófidos	100
Figura 46. Malformaciones inducidas por eriófidos en hojas y frutos de <i>Olea europaea</i> L.	101
Figura 47. Hojas y frutos de <i>Olea europaea</i> (L.), sin ataque.	103

ABREVIATURAS

μm micrón.

1a Seta epimerica del primer epimerico “a”.

1b Seta epimerica del primer epimerico “b”.

2a Seta epimerica del segundo epimero “a”.

2c Seta epimerica del segundo epimero “c”.

3a Seta epimerica del tercer epimero de la zona medial.

3b Seta epimerica del tercer epimero, situada entre la *3a* y *3c*.

3c Seta epimerica del tercer epimero, la más externa.

4a Seta medial del cuarto epimero.

4b Seta medial del cuarto epimero, situada entre la *4a* y *4c*.

4c Seta medial del cuarto epimero, la más externa.

A. oleae *Aceria oleae*.

A. olearius *Aceria olearius*.

A. olivi *Aceria olivi*.

a'; *a''* son setas de las patas. Depende la pata son antiaxiales o paraxiales. Si son de las patas I y II es antiaxiales ('). Si son de las patas III y IV son paraxial (').

AER Agencia de Extensión Rural.

ag1 seta agenital I.

ag2 seta agenital II.

bv Seta Femoral.

c_1 ; c_2 ; c_e Seta subdorsal. Son setas del segmento C, allí hay c_1 , c_2 , c_3 y en los más primitivos se encuentra la seta c_e . La c_1 es la central, la c_2 es la lateral, la c_3 es la más externa. La c_e es la seta accesoria del segmento c.

cm centímetro.

COI Consejo Oleícola Internacional.

cv. Cultivar.

<i>d</i>	primera seta ventral
<i>d₁, d₂</i>	Setas del segmento D del Hysterosoma.
DNA	Dirección de Nacional de Alimentos.
<i>e</i>	segunda seta ventral.
<i>e₁, e₂</i>	Setas del segmento E del Hysterosoma.
<i>em</i>	empodio.
<i>ep</i>	Seta basal o palpocoxal.
<i>f</i>	tercera seta ventral.
<i>f₁</i>	es la seta del segmento F. <i>f₁</i> y <i>f₂</i> .
Fig.	Figura.
<i>ft'</i>	Seta tarsal paraxial.
<i>ft''</i>	Seta tarsal antiaxial.
<i>g</i>	seta genital.
<i>h₁</i>	Seta accesoria.
<i>h₂</i>	Seta caudal.
ha	Hectáreas.
HR	Humedad Relativa medida en porcentaje.
Hs	Horas.
<i>I'</i>	Seta tibial.
<i>I''</i>	Seta genual.
INTA	Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria.
<i>la</i>	Seta dorsal anterior.
m	Molar.
MEB	Microscopio electrónico de Barrido.
min	minutos.
mm	milímetro.
MO	Microscopio Optico.
<i>O. europaea</i>	<i>Olea europaea</i> .
<i>O. niloticus</i>	<i>Oxycenus niloticus</i> .

°C Grados Celcius.
op cit. “opere citato” en la obra citada.
 OsO4 Tetróxido de osmio.
 PC computadora personal.
 pH Potencial Hidrógeno.
 PNFRU Programa Nacional de Frutales.
pob cuerpo post-ocular.
pos postratrium.
pre preatrium.
 ps Segmento Pseudanal.
ps1 seta del segmento pseudanal I.
ps2 seta del segmento pseudanal II.
ps3 seta del segmento pseudanal III.
r.c.e. pequeñas elevaciones redondas-convexas.
S. oleae *Saisseta oleae*.
 SAGPyA Secretaria de Agricultura, Ganaderia, Pesca y Alimentos.
sc Seta capitular prodorsal.
sce seta escapular externa.
Sensu “en el sentido de”
sul'' Seta euphatidiales.
 t seta tarsal.
 t toneladas.
tc seta tarsal dorsal (tectals).
tc' seta tarsal dorsal (tectals).
 tv Televisor.
u' Seta unguinal paraxial.
u'' Seta unguinal antiaxial.
ul' Seta euphatidiales.
 v Seta ventral de la pata.

- ve* Seta vertical externa anterolateral par prodorsal.
- vi* Seta vertical interna anteromedial impar prodorsal.
- w* constricción o cintura de la placa.
- ζ Solenidio del genu.
- φ Solenidio de la tibia.
- ω Solenidio del tarso.

RESUMEN

El olivo (*Olea europaea* L.) llegó a la Argentina en 1565. La zona donde mejor se adaptó fue en Arauco (La Rioja) y de allí se propagó a la zona Andina y Central. Posteriormente se extendió hacia el Litoral, Norte y Sur del país. El sector olivícola es una de las principales fuentes de contratación de mano de obra transitoria y permanente. Esta actividad productiva demanda una gran cantidad de jornales para las tareas de campo e industria. Constituye el principal cultivo de importancia económica de la región y sufre el daño de diferentes plagas y enfermedades. Dentro de las más importantes están los eriófidos, afectando la calidad de los productos y el rendimiento del cultivo. El objetivo del trabajo fue estudiar la morfología de adultos y juveniles de *Aceria oleae* (Nalepa 1900), con la utilización de microscopía óptica (MO) y microscopía electrónica de barrido (MEB), como así también el ciclo biológico en laboratorio bajo condiciones controladas. En el transcurso de dicho estudio se encontró un ácaro predador de *A. oleae*. El material de estudio fue recolectado en finca de productores olivícolas de Aimogasta (La Rioja), en los años 2013, 2014 y 2015. Para el estudio de los eriófidos en MO se trató los especímenes con ácido láctico y para MEB en glutaraldehído (2,5%) en buffer Sörensen fosfato (pH 7,4; 0,1 m), lavados en buffer Sörensen fosfato y post-fijados en OsO₄ (tetróxido de osmio) al 2% en buffer Sörensen fosfato. De ambos procesos se obtuvieron fotografías las cuales fueron utilizadas para la morfometría. Para la obtención del ciclo biológico se colocaron adultos en un dispositivo para obtener huevo. Estos, fueron llevados a una Placa de Petri que poseía una cámara de agua en el interior en la cual se adaptaron 5 celdas de incubación. Una vez emergidas las larvas fueron colocadas en las celdas de cría. Se colocaron 5 celdas de cría (unidad experimental) por planta y tuvo 6 repeticiones (30 celdas en total). Como resultado se obtuvo la apariencia general de las hembras, morfológicamente es similar a la descrita por otro autor, al comparar con la especie encontrada. Sin embargo, aunque no son significativas existen ligeras variaciones morfológicas. La variación más evidente es en la longitud de algunas setas. La larva es más compacta y encorvada que la ninfa. En ambos estadios se observa una reducción del empodio y pocas ramificaciones en sus rayos. Como así también, las setas dorsales son posteriores, semejante a los adultos. Las

patas son más cortas y anchas en relación al tamaño del cuerpo. Otro factor característico de estos estadios es la falta de abertura genital. El ciclo biológico tuvo una duración de $11,4 \pm 0,4$ días, a una temperatura de $25 \pm 2^{\circ}\text{C}$, 70 % HR y 14 hs de luz (3800 lux). Los resultados obtenidos no varían significativamente de los resultados de otros autores. El predador identificado de *A. oleae*, con MO y MEB es *Agistemus aimogastaensis*, el cual podría llegar a ser una valiosa herramienta de control biológico. Este trabajo es el primero que se realiza en la Argentina en el cual se detallan la morfología, morfometría y la biología de *A. oleae*. Se describe además una especie nueva de un predador (*A. aimogastaensis*). El presente es una contribución, con la descripción actualizada de la especie *Aceria oleae*.

ABSTRACT

The olive tree (*Olea europaea* L.) arrived in Argentina in 1565. Arauco, (La Rioja Province) was the best, tree adapted zone. Subsequently the culture extended to zone Andina and Central of the country and later towards the Litoral, North and South. Olive growing are the principal sources of work and recruit both permanent and temporary workers for industry and field activities. Is the main source of income in the region and pest and diseases that attack the olive trees produce very important losses. Eriophyids mites are among the most important pests, affecting the quality of the products and the yield of the crop. The principal objectives of this Thesis was: 1) The study the morphology of adults and immatures stases of *Aceria oleae* (Nalepa 1900). The work was done with use of optical (OM) and scanning electron microscopy (SEM); 2) The study of ontogenetic cycle under controlled condition in laboratory. In the course of this study a predatory mite of *A. oleae* was found. The material was collected on the farm of olive growers of Aimogasta (La Rioja), in the years 2013, 2014 and 2015. Methodology used: For the study of eriophids in OM, the specimens were treated with lactic acid; for SEM fixed in glutaraldehyde (2,5 %) In Sörensen phosphate buffer (pH 7.4, 0.1 m) during 24 hours; subsequently washed several times in Sörensen phosphate buffer and post-fixed two hours in OsO₄ (2% osmium tetroxide) in Sörensen phosphate buffer. In both cases the obtained photographs, were used for morphometry. Ontogenetic development methodology: adults were placed in a device to obtain egg; these were taken to a Petri dish that had a water chamber inside which 5 incubation cells were adapted. Once emerged the larvae were placed in the breeding cells. Five breeding cells were placed (experimental unit) per plant and had 6 replicates (30 cells in total). As a result the general appearance of females was obtained, similar morphologically to that described by precedent author, when compared to the species found. However, although they are not significant, there are slight morphological variations. The most important variation are found in lengths of some seta. The larva is more compact and stooped than the nymph. In both stases a reduction of the empodium and few ramifications in its raylets is observed. As well, the dorsal setae are posterior, similar to adults. The legs are shorter and wider in relation to

body size. Another characteristic factor of these stases is the lack of genital opening. The biological cycle had a duration of 11.4 ± 0.4 days, at a temperature of 25 ± 2 ° C, 70% RH and 14 hours of light (3800 lux). The results obtained do not significantly variation from results of precedent authors. The new identified predator of *A. oleae*, with MO and MEB is *Agistemus aimogastaensis*, Leiva, Fernandez, Theron, Rollard 2013 which could prove to be a valuable biological control tool. This work is the first one to be carried out in Argentina in which the morphology, morphometry and biology of *A. oleae* are detailed. A new species of a predator (*A. aimogastaensis*) is also describe.

CAPÍTULO 1

Introducción General

1. El cultivo del olivo en el mundo y en Argentina.

El olivo (*Olea europaea* L.), perteneciente a la familia *Oleaceae* (Ferraro, 1947; Wallandery Albert, 2000; Rallo *et al.*, 2005), ofrece dos productos finales de importancia económica: las aceitunas de mesa y el aceite de oliva (Matías *et al.*, 2010).

Fue cultivado desde la más remota antigüedad y su área de dispersión se extendía desde Siria hasta Grecia, poblando abundantemente las costas del mar Mediterráneo. En el año 1520 ingresó a nuestro continente a través de las Antillas, diez años más tarde fue introducido en México, y desde allí a California (Molinari y Nicolea, 1947).

Llegó a la Argentina en 1565 desde Chile y la zona donde mejor se adaptó fue Arauco (La Rioja) (Fig. 1, A y B), de donde son oriundas las primeras plantaciones de Aimogasta (localidad de la misma provincia) y de algunos puntos de Catamarca (Molinari & Nicolea, 1947). Su propagación fue en forma lenta, circunscrita a la zona Andina y Central. Posteriormente se extendió hacia el Litoral, Norte y Sur del país (Ferraro, 1947).

En las últimas seis campañas (desde el 2008 hasta el 2014), Argentina es principal productor de aceite de oliva y aceitunas de mesa de América. A nivel mundial, en la producción de aceite se sitúa en el séptimo lugar después de Unión Europea, Turquía, Siria, Tunisia, Marruecos y Argelia. Como productor de aceituna para mesa se sitúa en sexto lugar después de la Unión Europea, Egipto, Turquía, Argelia y Siria (COI 2014).

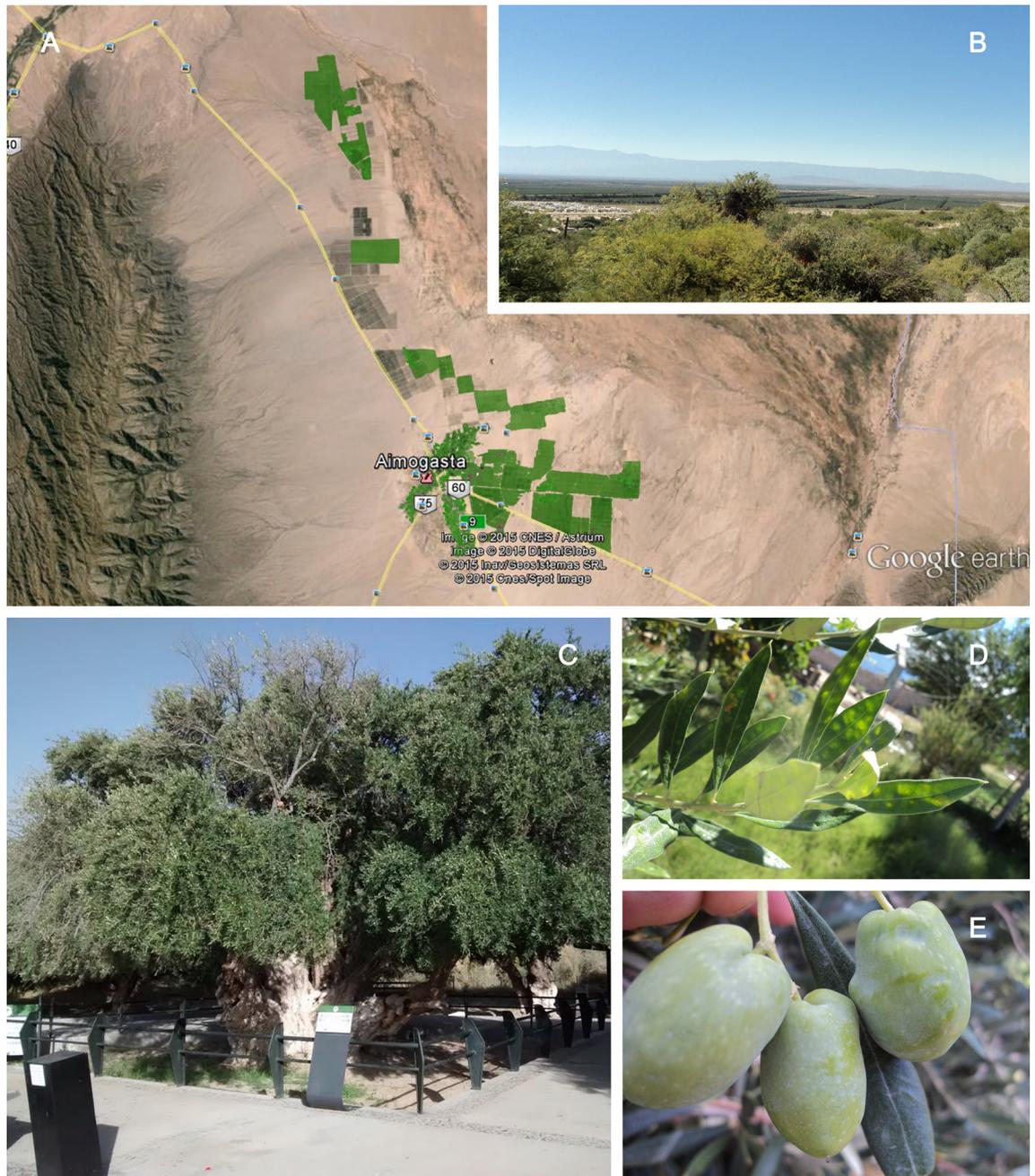


Figura 1. Plantación y Planta de *Olea europaea* L. A. Imagen satelital de la localidad de Aimogasta, La Rioja (en verde: plantaciones de olivo). B. Plantación de olivos vista Este la parte más elevada del pueblo (barrio Arauco). C. Olivo cuatricentenario ubicado en el barrio Santa Rosa (Dpto Arauco). D. Hojas de olivo dañadas por eriófidos. E. Aceitunas deformadas por el ataque de eriófidos. (Imagen A: Tomada de Google Earth; Imagen B, C, D, E: Sergio Leiva).

Argentina, Australia, Chile y Perú entre otros, resultaron ser los nuevos actores.

A mediados de la década pasada distintos hechos coincidieron para que el sector olivarero nacional resurgiera. Ello fue debido a: 1) al aumento del precio internacional del aceite de oliva; 2) a las sequías sufridas en la Cuenca del Mediterráneo; 3) las excelentes condiciones

del mercado mundial; y 4) la implementación de la ley de diferimiento impositivo (Ley N° 22.021) en Argentina. En el año 2010, Argentina exportó aproximadamente 19.000 t de aceite de oliva y 85.324 t de aceitunas conserva. Los principales países de destino fueron: Brasil, EE.UU., Canadá, España, Chile, México, Italia, Ecuador, Australia, Uruguay, Venezuela (Gómez Riera 2014). Además, el sector es una de las principales fuentes de contratación de mano de obra transitoria y permanente. Esta actividad productiva demanda una gran cantidad de jornales para las tareas de campo e industria (Matías *et al.*, 2012).

La actividad olivícola argentina tradicionalmente desarrollada en las zonas de los valles áridos del Noroeste y Cuyo, contaba con sistemas tradicionales de montes multivarietales; abarcando aproximadamente unas 29.500 ha. Los mismos se encontraban distribuidos principalmente en las provincias de Mendoza, San Juan y Córdoba. Factores internos y externos permitieron expandir la frontera del cultivo, no solamente en las provincias tradicionalmente olivícolas, sino también a nuevas regiones. Estas últimas, eran agroclimáticamente diferentes a las tradicionales zonas olivareras del Mediterráneo.

Las nuevas zonas de producción se encontraban dentro del área más seca del “Gran Chaco Árido” (Ayerza y Sibbett, 2001). Acorde a los últimos datos recogidos (Naumann, 2006), esta región se la denomina sub-región “Chaco Árido”, perteneciente a la Ecoregión “Gran Chaco” (Fig. 2). Esta zona ocupa el sector Sudoeste en las cuencas endorreicas (sin salida al mar) que vierten sobre las Salinas Grandes, y de Ambargasta y los Llanos de La Rioja. Es la zona más seca de la región, y presenta muy escasos cursos de agua superficiales. Existen bosques xerófilos en las zonas de llanura y también ascienden por el pedemonte hasta los 500 o 600 metros sobre el nivel del mar. El clima es cálido subtropical y las precipitaciones oscilan entre los 300 y 500 mm anuales.

Estas zonas se caracterizan por las variaciones en las precipitaciones, con períodos secos y otros relativamente lluviosos. Los datos obtenidos en Aimogasta en 2012, 2013 y 2014 fueron los siguientes (Cuadro 1):

Cuadro 1. Parámetros climáticos de Aimogasta (La Rioja). Datos del período 2012-2014 obtenido de la estación meteorológica Agencia de Extensión Rural Aimogasta (Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria).

AÑO	Mes	Temperatura máxima absoluta (°c)	Temperatura media (°c)	Temperatura mínima absoluta (°c)	Precipitación total anual (mm)	velocidad del viento		Humedad Relativa media (%)
						máxima	media	
2012	Enero	40,5	27,9	16,9	48,2	14,5	2,4	45,2
	Febrero	39,2	26,7	16,6	50,2	14,5	2,3	57,3
	Marzo	38,3	24,4	7,3	0,6	11,3	1,9	51,7
	Abril	34,4	19,9	1,6	7,8	24,1	5,8	63,2
	Mayo	28,7	15,8	2,1	0,0	24,1	3,5	63,3
	Junio	33,3	10,2	-4,4	0,2	22,5	3,2	57,4
	Julio	24,5	8,9	-4,9	0,0	29,0	3,8	51,1
	Agosto	32,8	13,1	-3,9	0,0	32,2	5,3	46,8
	Septiembre	37,0	18,8	2,6	0,0	30,6	6,5	45,4
	Octubre	36,9	22,2	7,2	0,0	33,8	9,3	42,5
	Noviembre	38,3	26,0	13,0	5,0	33,8	10,4	45,4
	Diciembre	42,0	28,6	15,5	1,0	32,2	10,1	39,6
2013	Enero	39,9	27,9	15,9	19,8	32,2	7,7	47,2
	Febrero	40,9	27,2	14,2	10,2	33,8	7,7	46,7
	Marzo	37,9	23,1	10,3	42,2	30,6	7,9	51,2
	Abril	31,8	19,9	7,3	68,6	22,5	4,8	55,2
	Mayo	29,3	15,1	1,2	19,8	22,5	3,9	57,3
	Junio	25,9	12,0	-2,9	8,4	25,7	3,6	59,3
	Julio	26,1	9,8	-7,5	10,8	24,1	3,9	54,1
	Agosto	31,5	12,1	-4,6	19,6	29,0	5,6	40,3
	Septiembre	39,6	15,9	-0,7	2,6	37,0	8,1	38,0
	Octubre	39,0	23,2	3,1	2,4	32,2	8,1	37,9
	Noviembre	39,9	24,8	7,5	10,8	33,8	8,8	39,1
	Diciembre	41,3	29,8	15,6	27,6	33,8	9,1	41,3
2014	Enero	42,7	28,2	12,9	3,2	33,8	7,9	44,9
	Febrero	40,8	24,8	10,6	60,2	25,7	7,7	62,9
	Marzo	35,4	21,6	9,6	6,8	30,6	6,6	61,2
	Abril	36,7	19,5	7,2	1,6	23,5	7,2	66,9
	Mayo	27,9	14,3	1,1	1,0	24,0	3,6	73,9
	Junio	27,7	10,8	-3,2	1,8	33,8	3,9	66,2
	Julio	23,7	10,0	-3,8	5,0	3,0	3,0	63,4
	Agosto	34,6	15,3	-0,6	0,2	30,6	5,0	47,1
	Septiembre	35,6	19,3	1,7	0,0	32,2	7,0	43,8
	Octubre	41,2	24,5	6,4	0,0	35,4	7,9	43,2
	Noviembre	39,2	24,0	8,3	0,6	32,2	9,1	45,8
	Diciembre	39,9	26,0	10,3	0,0	29,0	9,8	44,6

Gráfico 1. Climograma de Aimogasta (La Rioja). Datos año 2012.

Climograma año 2012, Aimogasta (La Rioja)

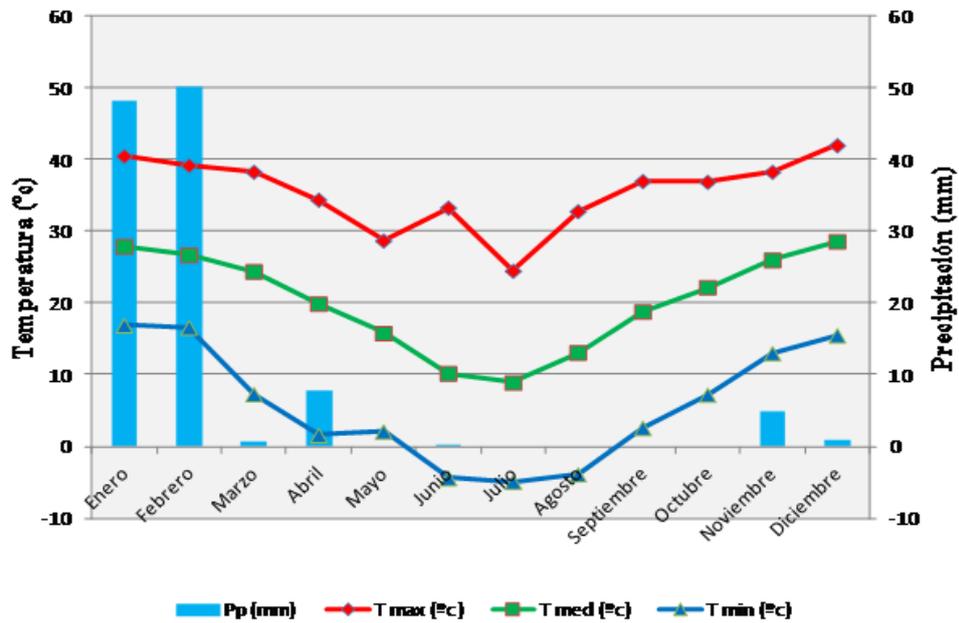


Gráfico 2. Climograma de Aimogasta (La Rioja). Datos año 2013.

Climograma año 2013, Aimogasta (La Rioja)

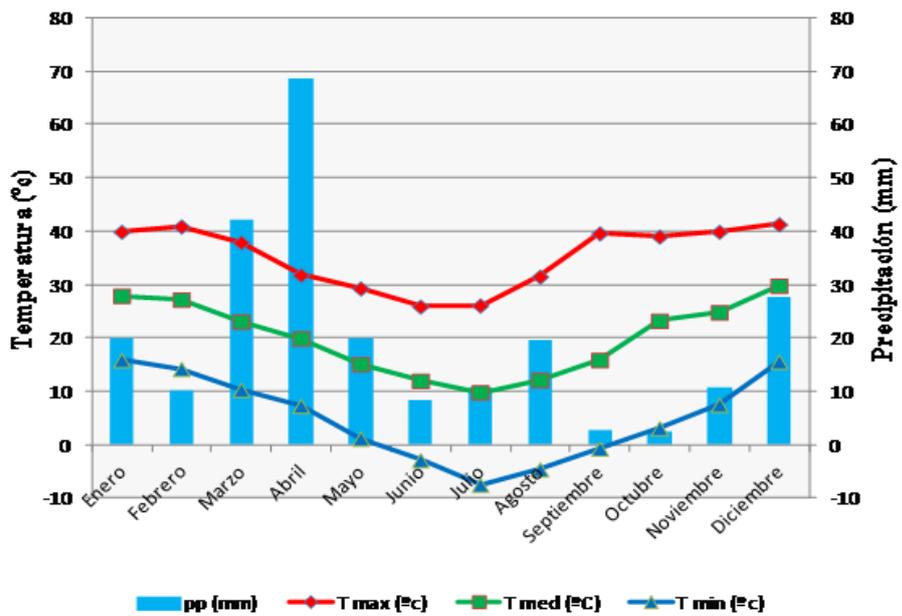
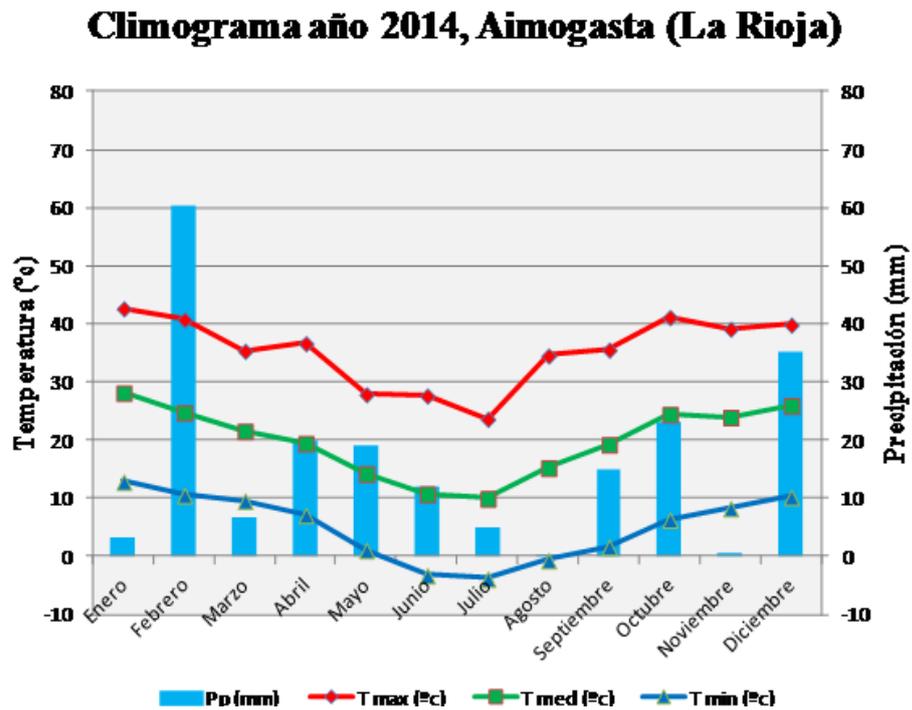


Gráfico 3. Climograma de Aimogasta (La Rioja). Datos año 2014.



Catamarca, La Rioja y San Juan fueron las provincias principalmente beneficiadas con la nueva expansión económica con la aplicación de la ley de diferimientos impositivos (Ley N° 22.021¹); integrando así, el mapa olivícola nacional junto con las provincias de Córdoba, Mendoza y Buenos Aires.

La nueva olivicultura se estructuró sobre la base de grandes plantaciones, en las cuales había una alta densidad de montes puros con cuadros monovariales. Los cambios producidos a nivel varietal, así como la densidad de plantación, fueron las principales transformaciones del sector olivícola argentino.

Desde el punto de vista tecnológico, se registraron importantes avances, en el manejo del cultivo y en la incorporación de nuevas variedades y cultivares, para la elaboración de diferentes tipos de aceites varietales; como así también, en la producción de aceitunas de mesa. Estas nuevas explotaciones olivícolas, se componen en un 70% de variedades

¹ La Ley N° 22.021 contempla que empresas de cualquier sector pueden diferir el pago de impuestos nacionales durante un período determinado, utilizando este monto para realizar inversiones en el sector agropecuario. En el cultivo del olivo el lapso es de 16 años, después de los cuales se comienza la devolución sin intereses.

aceiteras (las más importantes son: Arbequina, Frantoio, Picudilla) y un 30% de aceitunas para conserva (cv. Arauco, y cv. Manzanilla, Nevadilla, Farga, Empeltre y Ascolano) (Cáceres et al., 2009).

Entre los años 1990 - 2003, la superficie olivícola nacional creció en más de 50.000 ha (14.000.000 de plantas), de las cuales el 65% fueron destinadas para aceite de oliva (DNA - SAGPyA, 2004). En el año 2010 se contaba aproximadamente con 115.000 ha cultivadas; de las cuales 31.900 ha correspondían a la provincia de Catamarca, 29.900 ha a La Rioja; 22.140 ha a Mendoza y 18.680 ha San Juan.

En la actualidad la provincia de Catamarca posee la mayor superficie implantada y es la principal productora de aceitunas para la elaboración de aceite. Paralelamente la provincia de La Rioja encabeza la producción de aceitunas para conserva (Cáceres *et al.*, 2009).



Figura 2. Ubicación geográfica del Gran Chaco Árido. A. Mapa de Sudamérica mostrando el gran Chaco Árido (en verde). A'. Provincia de La Rioja y ubicación de Aimogasta (modificado de Naumann, 2006) (Imagen modificada de Wikimedia commons).

2. Referencias

Ayerza, R. & S. Sibbett. 2001. Thermal adaptability of olive (*Olea europaea* L.) to the Arid Chaco of Argentina. *Agricult. Ecosys. Environ.* 84: 277-285.

Cáceres, R., Novello, R. & M. Robert. 2009. Análisis de la cadena de olivo en Argentina. *Estudios socioeconomicos de los sistemas agroalimentarios y agroindustriales N°2.* Ediciones INTA, 102 pp.

COI (Consejo Oleícola Internacional). 2014. Mercado mundial de aceite de oliva. Disponible en: <http://www.internationaloliveoil.org/estaticos/view/131-world-olive-oil-figures> . Activo: diciembre 2015.

COI (Consejo Oleícola Internacional). 2014. Mercado mundial de aceitunas de mesa. Disponible en: http://www.internationaloliveoil.org/estaticos/view/132-world-table-olive-figures?lang=es_ES .Activo: diciembre 2015.

DNA-SAGP y A. 2004. Informe del sector olivarero. Subsector Productor de Aceite de Oliva. Dirección de Nacional de Alimentos. Secretaria de Agricultura, Ganadería, Pesca y Alimentos. Accedido en mayo 2015 en http://www.minagri.gob.ar/site/desarrollo_rural/producciones_regionales/01_origen_vegetal/06_olivo/_informes/subsector_productor_de_aceite_de_oliva.pdf.

Ferraro, A.M.E. 1947. El Olivo. Ed. sudamericana. 163 pp.

Gómez Riera, P. 2014. Visión prospectiva de la cadena de olivo al 2030. 1a ed. - Buenos Aires: Ministerio de Ciencia, Tecnología e Innovación Productiva. Disponible en: <http://www.mincyt.gob.ar/adjuntos/archivos/000/036/0000036235.pdf> . Activo: diciembre 2015.

Matías, A.C.; Toro, A.A.; Montalván, D. & M.S. Molina. 2010. Variedades de olivos en las provincias de Catamarca y La Rioja. Eds. INTA. Buenos Aires, Argentina. 70 pp.

Matías. A.; Molina, S.; Aybar, V.; Ladux, J. & J. Ortiz. 2012. Olivicultura Argentina y

regional. INTA Catamarca. 5 pp. Accedido marzo 2015 en: http://inta.gob.ar/documentos/olivicultura-argentina-y-regional/at_multi_download/file/Olivicultura%20argentina%20y%20regional.pdf

Molinari, O.C. & H.G. Nicolea. 1947. Tratado general de Olivicultura. El Ateneo. Buenos Aires, Argentina. 490 pp.

Rallo, L.; Caballero, J.M.; Barranco, D.; Del Río, C. & A. Matías. (Eds). 2005. Variedades de olivo en España. Mundi-Prensa. Madrid, España.

Wallander, E. & A.V.A Albert. 2000. Phylogeny and classification of Oleaceae based on *rps16* and *trnL-F* sequence data. Am. J. Bot. 87(12): 1827-1841.

CAPÍTULO 2

La problemática y las principales características morfológicas de *Aceria oleae* (Nalepa, 1900)

1. Aspectos Sanitarios de *Olea europaea*

La introducción de cultivares provenientes del extranjero, permitió el incremento del área olivícola en las provincias de Catamarca, La Rioja, Mendoza y San Juan; lo cual trajo aparejada la aparición de plagas y enfermedades, no antes detectadas. Se puede citar a: la “mosca blanca” y los “ácaros” como las principales plagas. El díptero *Siphoninus phillyreae* Haliday, fue encontrado por primera vez en 1996 en la provincia de Mendoza, Argentina (Viscarret & Botto, 1997).

En el año 2008, uno de los resultados del proyecto INTA (Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria)-PNFRU 21884-Manejo Integrado de Plagas y Enfermedades- Módulo Olivo, fue un manual de reconocimiento de plagas y enfermedades (Oriolani & Perez, 2008) para la zona olivarera Argentina (provincias de Catamarca, La Rioja, San Juan, Mendoza y Buenos Aires). En el mismo se mencionan como **invertebrados plagas**: “Cochinilla H” (*Saissetia oleae*), “Cochinilla de la yema” (*Pollinia pollini*), “Cochinilla violeta” (*Parlatoria oleae*), “Cochinilla blanca” (*Aspidiotus nerii*), “Cochinilla parda” (*Hemiberlesia*), “Cochinilla roja australiana” (*Aonidiella aurantii*), “Cochinilla gris

circular” (*Acutaspis paulista*), “Taladrillo” (*Hylesinus oleiperda*), “Mosquita blanca del fresno” (*Siphoninus phillyreae*), “Eriófidos” (*Aceria oleae* y *Oxycenus maxwelli*), “Nematodos del nudo de la raíz” (*Meloidogyne javanica*) y “Nematodos de las lesiones radiculares” (*Pratylenchus*). Dentro de las **enfermedades** aparecen: “Cercosporiosis del olivo” (*Mycocentrospora cladosporioides*), “Quema de hoja” (*Phyllosticta panizzei*), “Mancha ocular” (*Spilocaea oleaginea* y *Cycloconium oleaginum*), “Oidio” (*Leveillula taurina* y *Oidiopsis taurica*), “Antracnosis” (*Gloesporium olivarum* y *Colletotrichum gloesporioides*), “Hollin” (*Capnodium aleophilum*, *Aureobasidium sp* y *Coniothecium sp.*), “Tizon apical” (*Phomopsis*), “Escudete de la aceituna” (*Camarosporium dalmaticum*, *Shaeropsis dalmática* y *Macrophomina dalmática*), “Verticilosis” (*Verticillium dahliae*), “Pudrición basal” (*Athelia rolfsii* y *Sclerotium rolfsii*), “Pudrición del cuello y de las raíces” (*Phytophthora spp* y *phythium sp*), “Marchitez parcial o total” (*Fusarium*), “Agalla de corona” (*Agrobacterium tumefaciens*), y “Tuberculosis bacterial del olivo” (*Pseudomonas savatanoi* y *Pseudomonas syringae pv savastanoi*) (Oriolani & Pérez, 2008).

En el 2011, (Agüero *et al.*) realizaron un estudio sobre artrópodos perjudiciales y sus enemigos naturales en cultivos de olivo, en el valle central de Catamarca, señalando: “Ácaros fitófagos” Eriophyidae, *Aceria sp.*, *Oxypleurites maxwellik*, Tetranychidae, *Tetranychus sp.*; Tuckerelidae, *Tuckerella sp.*; Tenuipalpidae, *Brevipalpus sp.* “Ácaros predadores”: Cheyletidae, *Cheletogenes sp.*; Hemisarcoptidae, *Hemisarcoptes sp.* Phytoseiidae (tres especies diferentes); Stigmaeidae *Agistemus sp.* “Ácaros saprófagos”: Tydeidae *Pronematus sp.* y *Tydeus sp.*; Oribatida (una especie). Homoptera: Diaspididae, *Acutaspis sp.*, *Aonidiella aurantii*, *Aspidiotus nerii*, *Chrysomphalus sp.*, *Hemiberlesia sp.*, *Parlatoria oleae*; Coccidae, *Saassetia olea*. *Siphoninus phillyreae* (mosca blanca). Enemigos naturales de cochinillas: Signiphoridae *Signiphora prox.* *Xanthographa*; Aphelinidae *Azotus platensis*, *Aphytis lingnanensis* y *Encarsia ectophaga*; Eupelmidae *Lecaniobius utilis*. Lepidoptera: *Palpita quadrastigmalis*. Hymenoptera: *Acromyrmex sp.*” Siguiendo con la interpretación del trabajo de Agüero, tanto *Palpita quadrastigmalis*, como *Acromyrmex sp* serían enemigo natural de cochinillas, a mi entender son fitófagos. Funes (2012), haciendo referencia a las cochinillas plagas, indica que la “Cochinilla

Violeta” (*Parlatoria oleae*) es la especie más abundante en las provincias de La Rioja y Catamarca.

2. La familia Eriophyidae

En la superfamilia Eriophyoidea cosmopolita; se encuentran tres familias, Rhyncaphyptotidae, Eriophyidae y Phytoptidae (Amrine *et al.*, 2003). Comprenden ácaros muy pequeños (90-350 µm), los cuales son fitófagos obligados (Krantz, 1978). La familia Eriophyidae registra el mayor número de especies descritas hasta el momento; son organismos vermiformes o fusiformes, poco esclerosados, con escudos quitinosos dorsalmente dispuestos; provocan agallas y “*erineum*” (Keifer *et al.*, 1982).

Esta familia es muy importante, con aproximadamente 227 géneros. Algunos como *Aceria* tienen un elevado número de especies (800) estando la mayoría de ellas superficialmente descritas (Amrine & Stasny, 1994). Asimismo, son muy conocidos los daños producidos en las hojas, tallos y otros órganos de las plantas (Keifer, 1952; 1975; Westerphal & Manson, 1996; Oldfield, 1996; Royalty & Perring, 1996).

Se conocen once especies de Eriophyidae asociadas con *O. europaea*: *Aceria cretica* Hatzinikolis, *A. oleae* (Nalepa), *A. olivi* (Zaher & Abou-Awad), *Aculops benakii* (Hatzinikolis), *A. olearius* Castagnoli, *Ditrymacus athiasella* Keifer, *Oxycenus maxwelli* (Keifer), *O. niloticus* Zaher & Abou-Awad, *Shevtchenkella barensis* Vidovic’ & Petanovic’, *S. oleae* (Natcheff) y *Tegolophus hassani* (Keifer). Todos fueron encontrados en el área del Mediterráneo (Hatzinikolis & Kolovos, 1985; Castagnoli & Oldfield, 1996; González *et al.*, 2000; Abou-Awad *et al.*, 2005; Haber & Mifsud, 2007; Vidovic’ & Petanovic’, 2008). Otras especies fueron encontradas en *O. europaea* subsp. africana (Mill.) *Shevtchenkella bicarinatus* (Meyer (Smith), 1990), en SudAfrica (Meyer (Smith), 1990).

La sintomatología es la siguiente: deformación de yemas florales y vegetativas (que se traduce en aborto floral y crecimiento en escoba); deformación de hojas jóvenes (con menor capacidad fotosintética); deformación de frutos (pérdida de la calidad de la aceituna); agallas en hojas (perdida de la capacidad fotosintética); defoliación (pérdida de

la capacidad fotosintética); clorosis (pérdida de la capacidad fotosintética) (Hatzinikolis 1971; Herrera *et al.*, 2008).

2.1.Principales características morfológicas de los Eriophyidae

Las especies de Eriophyidae pueden ser vermiformes o fusiformes. En las especies vermiformes, el cuerpo puede ser dividido en un prodorso y un opistosoma (Fig. 3, A); mientras que en las fusiformes se divide en un prodorsum, un thanosoma y un telosoma (Fig.3, B).

Gnathosoma (Fig. 5 B): se encuentra en el prodorsum y forma parte del infracapitulum; es el segmento del cuerpo donde se encuentran las piezas bucales, las cuales son apéndices locomotores que se han modificado. Está abierto dorsomedialmente, y presenta entre 7 a 9 estiletes (quelicerol, labium, rutellum, labro); lateralmente se encuentra el palpo, el cual es simple y está constituido por cuatro artículos. Los queliceros son estructuras pares, modificadas en forma de estiletes y se encuentran implantados en una estructura llamada cuadro quelicerol. Asimismo, posee una serie de músculos, que le permiten, un activo movimiento de su parte apical; estos movimientos son utilizados para la alimentación. Los estiletes son siete: un par estiletes finos fijos con dígitos móviles llamados estiletes quelicerales, un estilete simple (oral estilete) o labro, un par de estiletes auxiliares y un par de estiletes infracapitular. Los estiletes quelicerales no están transformados en styloforos (Fig. 5 B). Tampoco se observan, estigmas ni tráqueas. Prodorsum: es una estructura simple situada en la región anterior del cuerpo que se halla recubierta por el escudo dorsal. Este último puede ser liso u ornamentado por diferentes estructuras las cuales pueden ser en la superficie externa lo que indica los lugares de inserción de los músculos internos (Shevchenko, 1970). El escudo puede tener como máximo cinco pares de setas; no existen setas que se encuentren insertas en una bothridia. La existencia de ojos u ocelos es rara, pero cuando existen son pares, lisos y situados lateralmente.

Opisthosoma: 1) vermiforme, con numerosos anillos finos, muy pocos diferenciados entre la parte dorsal y la ventral; 2) fusiformes, en donde los anillos forman estructuras, más o

menos flexibles denominadas “tergitos”, los cuales están bien delimitados lateralmente, y muy débilmente en posición ventral. El opisthosoma no presenta cupules o lyrifisuras; la setación está reducida a un máximo de siete setas, de las cuales tres o cuatro están

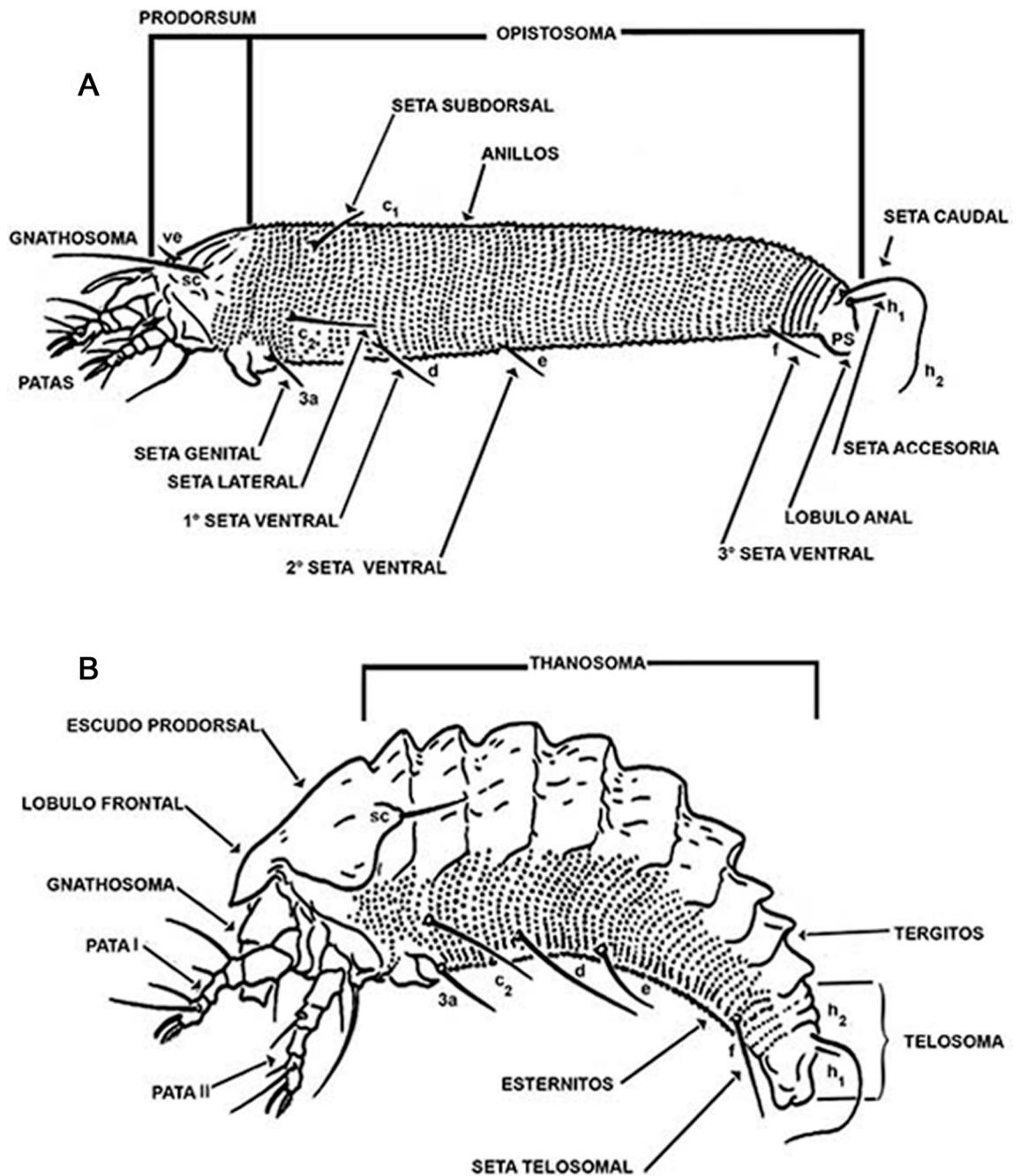


Figura 3. División del cuerpo en los dos tipos de Eriophyidae, *sensu* Linquist (1996), modificado. A. especies vermiformes; B. especies fusiformes.

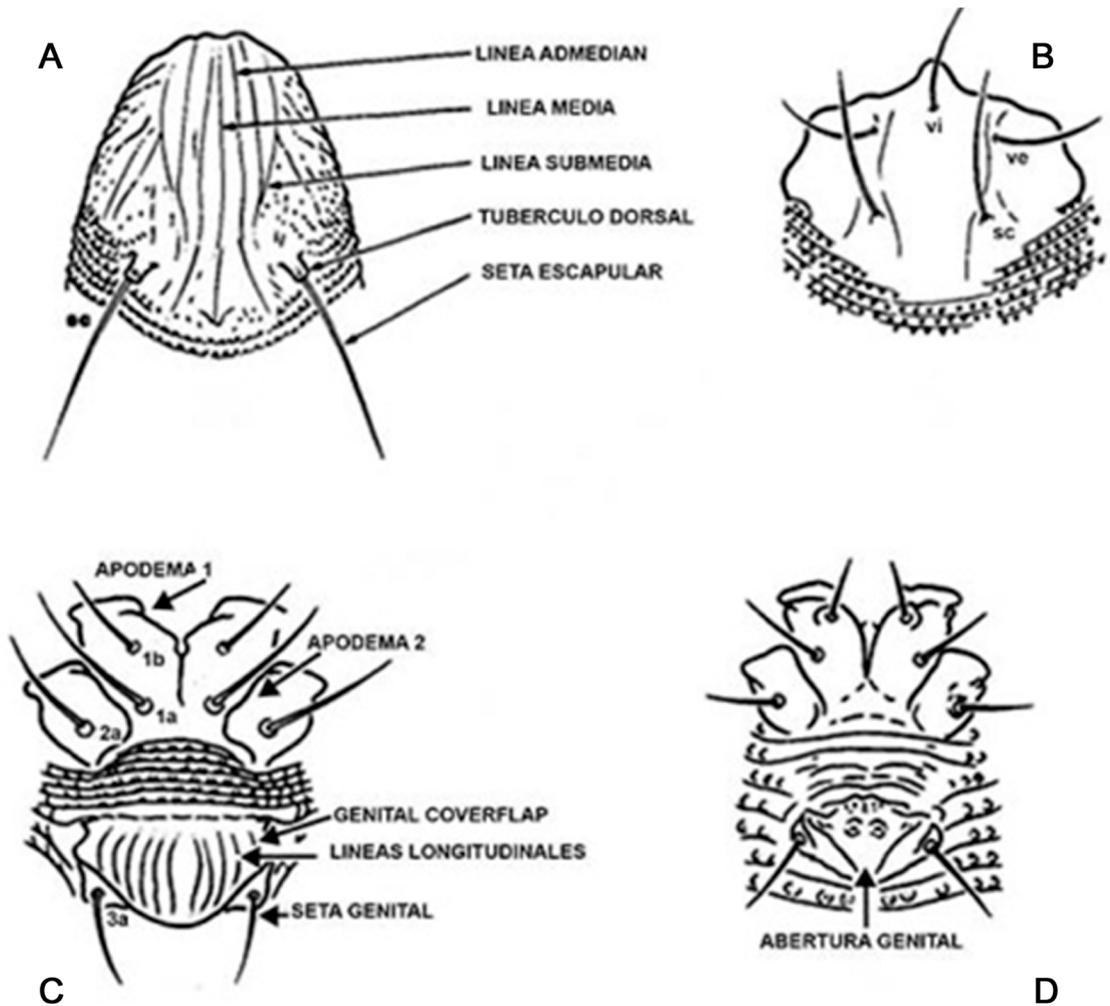


Figura 4. Regiones de la familia Eriophyidae, *sensu* Linquist (1996), modificado. A, B. Detalles de las líneas y setas características del escudo dorsal. C, D. Detalles de la región coxisternal y genital de *Aceria*: C. Hembra; D. Macho.

dispuestas ventrolateralmente, lo cual puede ser interpretado como setas ventrales; caudalmente está terminado en una estructura adhesiva, la que se halla dorsalmente flanqueada por un par de largas setas caudales.

La apertura genital está en posición transversal, y situada aproximadamente a la altura de las patas II; en los machos la apertura genital (Fig. 4, D) está expuesta, pero en las hembras (Fig. 4, C) la misma está recubierta por una placa (*cover flap*).

Solamente poseen dos pares de patas (I y II) (Fig. 3, A - B), mientras que los pares III y

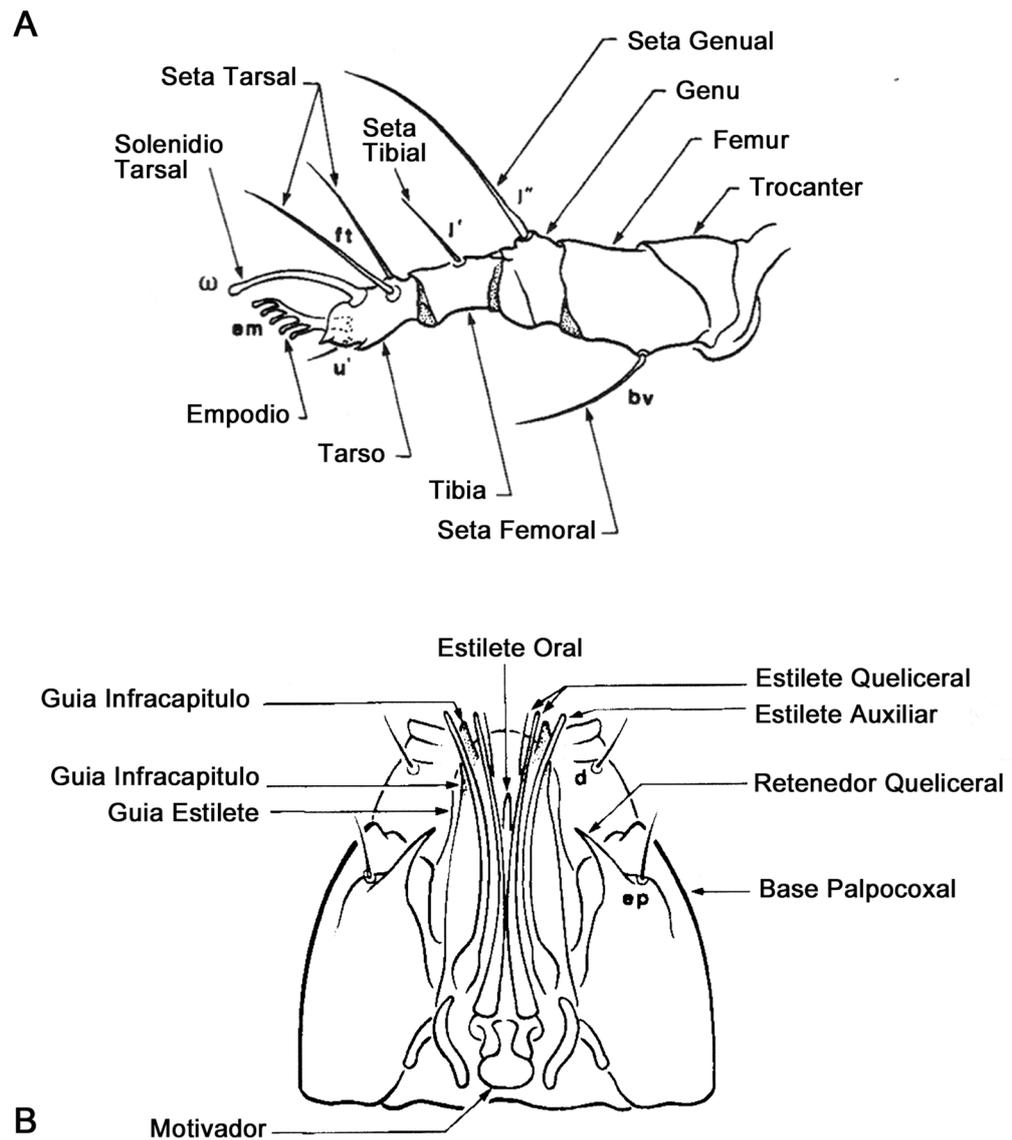


Figura 5. Regiones de la familia Eriophyidae, *sensu* Linné (1996), modificado. A. pata de un eriófido, detalles de segmentación y setas, B. Gnatosoma, detalles de las estructuras quelicerales y estilete.

IV están ausentes; las patas no poseen verdaderas uñas pares y en su lugar existen un par de “uñas empodiales”; la quetotaxia de las patas está reducida a un máximo de 6 setas (Fig. 5, A), no existiendo setas que se encuentran en bothridium; los tarsos I y II poseen un solenidio, usualmente inserto dorsodistalmente y tiene forma de uña. La ontogenia es

simple, con solamente tres “*estases*”² activos, larva, ninfa y adulto.

Reproducción: La forma de reproducción de los Eriophyidae es compleja y en la mayoría de los casos desconocida. Existen formas sexuadas en donde la transferencia de los espermatozoides se produce en forma indirecta mediante la deposición de espermatóforos (Alberti & Coons, 1999).

Existen también casos en los cuales hay una partenogénesis arrenotóquica, con machos atávicos, pero sobre una gran cantidad de especies nada se conoce de su ciclo.

Se han realizado, también estudios referidos a los aparatos reproductores (Alberti, 1980a, b; Alberti *et al.*, 1991, Alberti *et al.*, 2000) los cuales han sido comparados con los de Mesostigmata, Oribatida y otros Prostigmata.

Los Eriophyidae en climas templados y subárticos a menudo producen hembras post-invernales denominadas “deuteroginas”. Esto es una adaptación evolutiva que les facilita sobrevivir en las plantas deciduas. Se produce fundamentalmente en zonas climáticas en las cuales existen inviernos bien definidos. Su aparición no es frecuente en zonas tropicales o en los cultivos en invernaderos (Manson y Oldfield, 1996). Las hembras deuteroginas difieren morfológicamente de las hembras normales denominadas “protoginas” (las cuales son semejantes a los machos de su especie y que son difíciles de identificar). Deuteroginas pueden aparecer temprano o tarde en la estación del año propicia para el desarrollo; dependiendo del estado fisiológico de la planta hospedera. En todos los casos se preparan para la hibernación, principalmente en los tejidos de la planta misma, cerca de la superficie del suelo (Krantz & Ehrensing, 1990).

2.2. Daños

Los principales daños son debidos a la acción de penetración de los estiletes en los tejidos vegetales para la alimentación.

2 *Stase*: Término creado en 1938 por F. Grandjean “Padre de la Acarología moderna”; incorporado a la terminología en Acarologia, (Van der Hammen, 1980). Este término está aceptado en todos los idiomas ver Van der Hammen (*op cit.*) página: 147 como: francés: **Stase**; alemán: **Stase**; inglés: **Stase**.

Las agallas son producidas por una reacción de la planta hospedera, debido al proceso de alimentación de numerosos ácaros. Es común la presencia de las llamadas “*erinea*” que son “agallas abiertas” (Westerphal & Manson, 1996; Royalty & Perring, 1996). Tenemos diferentes especies de *Aceria*, *Eriophyes*, *Acalitus* y *Colomerus*, que producen las mismas. Las agallas tienen diferentes formas y tamaños; en algunos casos las hojas terminan cerradas, estas son las que se denominan “agallas en bolsillo” o “*pursegalls*” (en inglés), las cuales llevan consigo un desarrollo anormal del material papilar. Podemos encontrarlas en la parte inferior de las hojas, pero también pueden observarse sobre los tallos, pecíolos y frutos (Keifer, 1975; Westerphal & Manson, 1996); afectando directamente la producción de la planta (Fig. 1, D).

En los casos en los cuales no se producen agallas, las células epidermales de los tejidos vegetales son afectadas seriamente, ya que extraen el contenido celular con su aparato bucal raspador-chupador. La saliva causa alteraciones, llamadas “*toxemias*” y otras modificaciones (Oldfield, 1996). *Acalitus essigi* (Hassan) produce este tipo de daño en las “*berries*” del género *Rubus* (Keifer *et al.*, 1982).

Otros efectos de la acción de alimentación son: 1) deshidratación, 2) decoloración y 3) deformación de las zonas atacadas. La magnitud del daño económico ocasionado se encuentra relacionada con el órgano afectado y la susceptibilidad de la planta (Zaher, 1986; Ripka, 2008; Elhadi & Birger, 1999).

Existen en los ácaros y en los cultivares una serie de factores de los cuales depende la intensidad de los cambios provocados por la infección. En los ácaros ellos son: 1) genotipo del ácaro, 2) la densidad, 3) período de infección, 4) diferencia entre especies. En los cultivares: la edad y locación de los mismo (Petanovic & Kielkiewicz, 2010).

Otros efectos de la acción de alimentación

Estos ácaros tienen la capacidad de transmitir enfermedades virales (Kozłowski, 2000; Stenger *et al.*, 2005; Smales *et al.*, 1996), lo que produce un completo deterioro del vegetal atacado. También intervienen en la diseminación de esporas de hongos (Gamliel-Atinsky

et al., 2009).

En la provincia de La Rioja los olivos de la cultivar (cv.) Arauco producen aceitunas que son principalmente destinadas a la elaboración de aceitunas para mesa. Al sufrir el ataque de estos eriófidos, pierden valor debido a la deformación que experimentan (Fig. 1, E). De esta manera, poder identificar las especies de ácaros que están presentes en estos olivares y determinar los aspectos biológicos de las mismas es de suma importancia para encontrar las herramientas adecuadas para su control con un riesgo mínimo para el ambiente.

2.3. Información previa del ciclo biológico de *Aceria oleae*

Los reportes acerca del ciclo biológico de esta especie son muy escasos a nivel mundial. Podemos citar dos estudios previos realizados sobre el ciclo de *A. olea*; el primero de ellos fue Hatzinikolis en 1971, en Grecia y el segundo fue realizado por Aboud-Awad *et al.*, en 2005 en El Cairo, Egipto. Ambos estudios fueron realizados en laboratorio y bajo condiciones controladas. Realizar dicho estudio con los especímenes que se encuentra en la provincia de La Rioja, nos dará información valiosa a la hora de establecer un plan de manejo de la plaga en cuestión.

3. Referencias.

Abou-Awad, B.A.; Metwally, A.M. & M.M. Al-Azzazy. 2005. Environmental management and biological aspects of two eriophyoid olive mites in Egypt: *Aceria oleae* and *Tegolophus hassani*. *Z. Pflanzenkr. Pflanzenschutz* 112:287–303.

Agüero, E. A.; Luque, O.; Fernández, R.; Paz, M.R.; Maciá, A.J.; Navarro, F.; Rodríguez Garay, G.& F. Carrasco. 2011. Artrópodos perjudiciales y enemigos naturales en cultivos de olivo del valle central de Catamarca.

Alberti, G.; Fernández, N. & G. Kummel. 1991. Spermatophores and spermatozoa of Oribatid mites (Acari: Oribatida). Part II. Functional and systematical considerations. *Acarologia* 32 (4): 435–449.

- Alberti, G. 1980a.** ZurFeinstrukture der Spermien und Spermiocyotogenese der Milben (Acari). I. Anactinotrichida. Zool. Jb .Anat. 104:77-138.
- Alberti, G. 1980b.** ZurFeinstrukture der Spermien und Spermiocyotogenese der Milben (Acari). II. Actinotrichida. Zool. Jb. Anat. 104 :144-203.
- Alberti, G. & L.B. Coons. 1999.** Acari - Mites. Pp. 515–1265. In: Microscopic Anatomy of Invertebrates. (F.W. Harrison, Ed.). Vol. 8C. John Wiley & Sons, Inc., New York.
- Alberti, G.; Gegner, A. & W. Witaliński. 2000.** Fine structure of the spermatophore and spermatozoa in inseminated females of *Pergamasus* mites (Acari: Gamasida: Pergamasidae). *Journal of Morphology*, 245: 1-18.
- Amrine, J. W.Jr.; Stasny, T.A.H. & C.H.W. Flechtmann. 2003.** Revised keys to the world genera of the Eriophyoidea (Acari: Prostigmata). Indira Publishing House, West Bloomfield, Michigan, USA, 244 p.
- Amrine, J.W. & T.A. Stasny. 1994.** Catalog of the Eriophyidae (Acarina:Prostigmata) of the world. West Bloomfield, MI: Indira Publising House.
- Castagnoli, M. & G.N. Oldfield. 1996.** Other fruit trees and nut trees. In: E.E. Lindquist, M.W. Sabelis & J. Bruin (Eds): Eriophyoid Mites. Their biology, natural enemies and control. World Crop Pests 6: 543-559. Elsevier Sci. B.V., Amsterdam.
- Elhadi, F. & R. Birger. 1999.** A new approach tothe control ofthe olive mite *Aceria* (Eriophyes) *Oleae Nalepa* in olive trees. III International Symposium on Olive Growing. Cordoba, Spain. *ActaHorticulturae*, 474: 555-557.
- Funes, C. 2012.** Estudios bioecológicos para actualizar conocimientos sobre las cochinillas (Insecta: Hemiptera) presente en olivares de Catamarca y La Rioja. Tesis de Posgrado. Magister en Protección Vegetal, UNLP.
- Gamliel-Atinsky, E; Freeman, S.; Szejnberg, A.; Maymon, M.; Ochoa, R.; Belausov, E. & E. Palevsky. 2009.** Interaction of the mite *Aceria mangiferae* with *Fusarium*

mangiferae, the causal agent of mango malformation disease. *Phytopathology*. 99:152–159.

González, M.I.; Alvarado, M.; Durán, J.M., de la Rosa, A. & A. Serrano. 2000. Los eriófidos (Acarina, Eriophyidae) del olivar de la provincia de Sevilla. *Problemática y control. Bol. Sanid. Veg., Plagas*. 26(2): 203–214.

Grandjean, F. 1938. Sur l'ontogenie des Acariens C.R. Séanc. Ac. Sci., Vol. 206, pp. 146-150.

Haber, G. & D. Mifsud. 2007. Pests and diseases associated with olive trees in the Maltese islands (central Mediterranean). *Centr. Medit. Nat.* 4(3): 143–161.

Hammen, L. van der. 1980. 'Glossary of acarological terminology (Glossaire the terminologie acarologique). Vol: I: General Terminology'. (W. junk: The Hague).

Hatzinikolis, E.N. & A. Kolovos. 1985. Eriophyid mites of olive trees in the Mediterranean area (Acarida – Eriophyidae). pp. 193–200. In: II Cong. Int. Zoogeogr. Ecol. Grece et Regions Avoisnantes, Athenes, September 1981. *Biologia Gallo-Hellenica*, Athens, Greece.

Hatzinikolis, E.N. 1971. A contribution to the study of *Aceria oleae* (Nalepa, 1900). (Acarina: Eriophyidae). *Proceedings of the 3rd Internacional Congress of Acarology, Prague*. 221- 224 pp.

Herrera, M.E.; Dagatti, C.V.; Mazzanti, M.A.; Becerra, V.C. & J.L. Miano. 2008. Identificación y predominancia de eriófidos del olivo (Acari, Eriophyidae) en diversas zonas olivícolas de Argentina. *Congreso de Entomología. Huerta Grande. Córdoba*.

Keifer, H.H. 1975. Eriophyoidea Nalepa. In: Jeppson, Keifer and Baker 327-397.

Keifer, H.H. 1952. The Eriophyids mites of California (Acarina: Eriophyidae) *Bull. Calif. Insect. Survey* 2. Berkeley. Univ. Calif. Press.

Keifer, H.H.; Baker, E.W.; Kono, T.; Delfinado, M. & W.E. Styer. 1982. An illustrated guide to plants abnormalities caused by Eriophyids mites in North America. Agr. Res. Service. U.S. Dep. Agr., Agr. Handbook N°573: 1-178, Washington DC. USDA.

Kozłowski, J. 2000. The occurrence of *Aceria tosichella* Keifer (Acari, Eriophyidae) as a vector of wheat streak mosaic virus in Poland J. Applied Entomol., 124: 209-211.

Krantz, G.W. 1978. A manual of Acarology. OSU Bookstore. Corvallis, Oregon. 509 p.

Krantz, G.W. & D.T. Ehrensing. 1990. Deuterogyny in the skeleton weed mite, *Aceria Chondrillae* (G.Can.) (Acari:Eriophyidae). Int. J. Acarol. 16:129-133.

Lindquist, E.E. 1996. External anatomy and systematic: External anatomy and notation of structures. In: E. E. Lindquist, M. W. Sabelis and J. Bruin (Ed.) Eriophyoid mites- Their biology, natural enemies and control. Elsevier Science Publ., Amsterdam. The Netherlands, pp 3-32.

Manson, D.C. & G.N. Oldfield. 1996. Life forms, deutogyny, diapauses and seasonal development; In: Lindquist, Sabelis and Bruin, 6:173-183.

Meyer (Smith), M.K.P. 1990. African Eriophyoidea: on some related genera: Neooxycenus Abou- Awad, Oxycenus Keifer, Neotegonotus Newkirk & Keifer, Tegonotus Nalepa and Tegolophus Keifer (Acari: Eriophyidae). Phytophylactica 22(4): 371–386.

Oldfield, G.N. 1996. Toxemias and other non-distortive feeding effects. In: Lindquist, Sabelis and Bruin, 6:243-250.

Oriolani, E.J. & B.A. Pérez. 2008. Manual de reconocimiento de enfermedades y plagas en Olivo. Ediciones INTA. Buenos Aires.

Petanović R. & M. Kielkiewicz. 2010. Plant–Eriophyoid mite interactions: Specific and unspecific morphological alterations. Part II. Experimental and Applied Acarology, 51: 81 – 91.

Ripka, G. 2008. Additional data to the Eriophyoid mite fauna of Hungary (Acari: Prostigmata: Eriophoidea). *Acta Phytopathologica Et Entomologica Hungrica* 43(1): 143–161. Doi: 10.1556/Aphyt.43.2008.1.15

Royalty, R.N. & M. Perring. 1996. Nature of damage and its assessment. In, Lindquist, Sabelis, Bruin 6:493-512.

Shevchenko, V.G. 1970. Proiskhozhdenie i morfo-funktsional'naya otsenka chetyrekhnogikh kleshchei (Acarina, Eriophyoidea). (origin and morpho-functional analysis of tetrapod mites). In: L.A. Evdonin (editor), *Sbornik issledovaniya po evolutsionnoi morfologii bespozvonochnykh*. (Studies on evolutionary morphology of invertebrates). Leningrad Univ. Press, Leningrad, USSR, pp. 153-183. (in Russian)

Smales, T.E.; Ferguson, C.M.; Gry, P.L. & J.A. Shand. 1996. A survey of ryegrass mosaic virus and endophyte in Otago and Southland. *Proceedings of the 49th N.Z. Plant Protection Conference, (NZPPC'96)*, New Zealand, pp: 220-224.

Stenger, D.C.; Hein, G.L.; Gildow F.E.; Horken, K.M. & R. French. 2005. Plant virus HC-Pro is a determinant of eriophyid mite transmission. *J. Virol.*, 79: 9054-9061.

Vidovic', B. & R. Petanovic'. 2008. A new eriophyid mite (Acari: Eriophyidae) and a new record from *Olea europaea* L. (Oleaceae) in Montenegro. *Ann. Zool.*, Warszawa 58(4): 825–829.

Viscarret, M.M.; Botto, E.N. & A. Polaszek. 2000. Whiteflies (Hemiptera: Aleyrodidae) of economic importance and their natural enemies (Hymenoptera: Aphelinidae, Signiphoridae) in Argentina. *Rev. Chilena Ent.* 26: 5-11.

Westerphal, E. & C.M. Manson. 1996. Feeding effects on hoszt plants: gall formation and other distortions. In: Lindsquist, Sabelis and Bruin, 6:231-242.

Zaher, M.A. 1986. Survey and ecological studies on phytophagous mites of Nile valley. PL. 480 Programa, USA. pp: 567.

CAPÍTULO 3

Objetivos e Hipótesis

1. Objetivo General:

Establecer los elementos morfológicos fundamentales que permitan una identificación taxonómica precisa y determinar el ciclo biológico de *Aceria oleae* (Acari: Eriophyidae) en *Olea europaea*L. en la provincia de La Rioja.

1.1. Objetivos Específicos:

- Estudiar la morfología del esqueleto quitinoso de los adultos de *Aceria oleae*, con la utilización de Microscopía óptica (de contraste de fase, de luz polarizada y confocal) y Microscopía Electrónica de Barrido (MEB) estándar.
- Estudiar el ciclo biológico en laboratorio, bajo temperatura y humedad controlada.

(*) En el curso del estudio se encontró un ácaro predador de *Aceria olea*, que puede brindar importantes posibilidades como agente de control biológico del parásito. A pesar de no estar dentro de los objetivos inicialmente planteados, se agregó un capítulo extra (ver Capítulo 6).

2. Hipótesis

- La realización del estudio morfológico con una metodología moderna del “estase” adulto permitirá la identificación precisa de *Aceria oleae* y comparar con la información existente del mismo ácaro en otras partes del mundo. Lo que permitirá determinar a *Aceria oleae* como una de las especies presentes en el NOA
- El estudio del ciclo biológico de *Aceria oleae* sobre hojas de *Olea europaea* L., cv Arauco en las mismas condiciones de laboratorio realizadas por Hatzinikolis (1971) en Grecia, mostrarán diferencias significativas.

CAPÍTULO 4

Aceria oleae (Nalepa, 1900) “Stases”

Adulto e Inmaduros

1. Introducción

Los ácaros son organismos del filo Arthropoda, clase subfilo Chelicerata, arácnidos y subclase Acari (Moraes & Flechtmann, 2008). Normalmente se presentan cuatro pares de patas en las fases post-larvas, ausencia de segmentación primaria, apéndices articulados y exoesqueleto (Flechtmann, 1975). Ellos son un grupo de animales que muestran una gran diversidad de formas, hábitat y comportamiento, que se encuentra en casi todos los lugares accesibles a la vida animal (Krantz, 2009).

Los ácaros de la superfamilia Eriophyoidea caen dentro del orden Prostigmata (Actinedidae) forman un grupo distinto, compuesto por tres familias: Eriophyidae, Diptilomiopidae y Phytoptidae. Estos ácaros tienen un alto grado de especialización morfológica, biológica y anatomía simplificado (Lindquist y Amrine Jr., 1996).

Los eriófidos se diferencian de los otros ácaros por tener sólo dos pares de patas y por sus hábitos totalmente herbívoros. El cuerpo es minuto en tamaño (80 a 250 micras) con la mayoría de las estructuras del cuerpo reducido. Estas características les hacen un taxón difícil de estudiar y la diversidad real pueden ser de varios pliegues más alto que se conoce actualmente (Amirne, 1996).

Aceria oleae fue denominada como: *Phytoptes oleae*, *Eriophyes oleae*, *Aceria* (*Eriophyes*) *oleae*, *Aceria oleae*. (Hatzinikolis 1986) Nalepa (1900), describió por primera vez la especie. Jeppson *et al* (1975) hizo figuras de hembras, con algunas medidas del soma. Posteriormente Meyer (1981) describió la placa genital femenina. Finalmente, Hatzinikolis (1986) hizo un trabajo de descripción con machos y hembras, dio información sobre la distribución y otros aspectos de esta especie.

En la provincia de La Rioja, hasta el momento no cuenta con un estudio con detalles a nivel del presente trabajo, en el curso del estudio hemos podido comprobar la existencia de más de una especie, que habitan los olivares de esta región. Nosotros hemos estudiado la más importante (numéricamente hablando) de todas ellas, ósea *Aceria oleae* (Nalepa 1900). Las otras están en estos momentos siendo estudiadas, en colaboración con especialistas internacionales.

En el presente capítulo realizamos el estudio morfológico del adulto y los inmaduros con microscopía óptica y SEM y comparamos nuestros resultados con estudios precedentes sobre esta especie. Obteniendo información clara y precisa de los aspectos fundamentales del taxón de los especímenes estudiados. Lo que nos permitió identificarlo.

2. Materiales y Métodos.

2.1. Sitios de estudio

Los muestreos para la obtención del material de estudio fueron realizados en los Establecimientos olivícolas de Felipe Olivera, José Romero y Angelina Herrera, todos

Cuadro 2. Ubicación georeferenciada de los establecimientos olivícolas.

Establecimiento	Latitud	Longitud
Felipe Olivera	28°32'59,67" S	66°48'26,92" O
José Romero	28°34'5.08" S	66°49'18.81" O
Angelina Herrera	28°35'34,73" S	66°47'27,02" O



Figura 6. Elementos de Laboratorio. A. Microscopio trinocular óptico “Tensión” (40x-1000x) con cámara filmadora Sony. B. Estereomicroscopio binocular Leica Z5 (20x-100x). C. Porta-cubre objeto y regla Motic. D. Microscopio Estereoscópico Nachet NS 50, con adaptador para cámara de video (10x-50x). Escala en C = 3 cm. (Imagen A-D: Sergio Leiva).

ubicados en la localidad de Aimogasta, Departamento Arauco, y que poseen una superficie de aproximadamente 5 has cada uno (Cuadro 2).

2.2. Métodos de recolección

En cada establecimiento se seleccionaron tres plantas de olivos (*Olea europaea*) cv Arauco. El diseño del muestreo fue al azar, como así también la selección de las plantas y las ramas. Dentro de la rama el muestreo fue estratificado (ya que se seleccionaron hojas con daños). El número de muestras se decidió arbitrariamente y la unidad muestral fue la rama. Las muestras fueron extraídas, cortando 10 ramas de cada planta y se colocaron dentro de bolsas plásticas debidamente etiquetadas. Seguidamente fueron llevadas al laboratorio de INTA Aimogasta para extraer *A. oleae* para realizar los estudios correspondientes.

2.3. Obtención y preparación de los ácaros para los estudios.

Se realizó la recolección con un (1) pelo de pestaña humana, montado en una pipeta de Pasteur (Fig. 7 F) con la intención de no dañar a los individuos, y luego se los localizó bajo estereomicroscopio Leica Z5 con aumento que van desde los 20 x hasta los 100 x y otra marca Nachet NS 50 con aumentos que van desde los 10x hasta los 50x. En ambos aparatos se utiliza una cámara filmadora adaptable de 1,3 mpx marca Motic (Fig. 6 B; D).

2.4. Microscopia óptica

Se introdujeron los materiales obtenidos, en un “Saliere” (Fig.9 C), con ácido láctico 90% (Fig. 9 D), dejándoselos macerar en este líquido durante 24 h bajo una lámpara de 100 Watt. Una vez transcurrido el tiempo de maceración son montados en el mismo líquido utilizado, en un portaobjeto excavado sobre el cual se coloca un cubre objeto; método este llamado técnica de “lámina abierta” desarrollado por Grandjean (1949) y redescrito por Krantz & Walter (2009).

2.5. Microscopia Electrónica de Barrido (MEB)

Los eriófidos que se utilizaron para los estudios con MEB estándar del laboratorio de



Figura 7. Elementos de Laboratorio. A. Tijeras. B. Agujas entomológicas. C. Pinzas y bisturí con mango. D. Aguja de punta chata con mango. E. Porta agujas con agujas de inyectables. F. Pipeta de Pasteur con pestañas humanas en la punta. Escala: A,C: 3,6 cm; B: 2,2 cm; D, E, F, G: 5 cm.(Imagen A-G: Sergio Leiva).

Microscopia Electrónica perteneciente al centro de investigación del CONICET de Bahía Blanca (Fig. 12), fueron puestos durante dos horas en glutaraldehído (2,5%) en buffer Sörensen fosfato (pH 7,4; 0,1 m) y mantenidos durante todo el proceso a 5°C. Seguidamente al primer fijado, los ácaros fueron lavados en buffer Sörensen fosfato, durante 10 min, tres veces. Luego fueron post-fijados durante dos horas en OsO₄ (tetróxido de osmio) al 2%

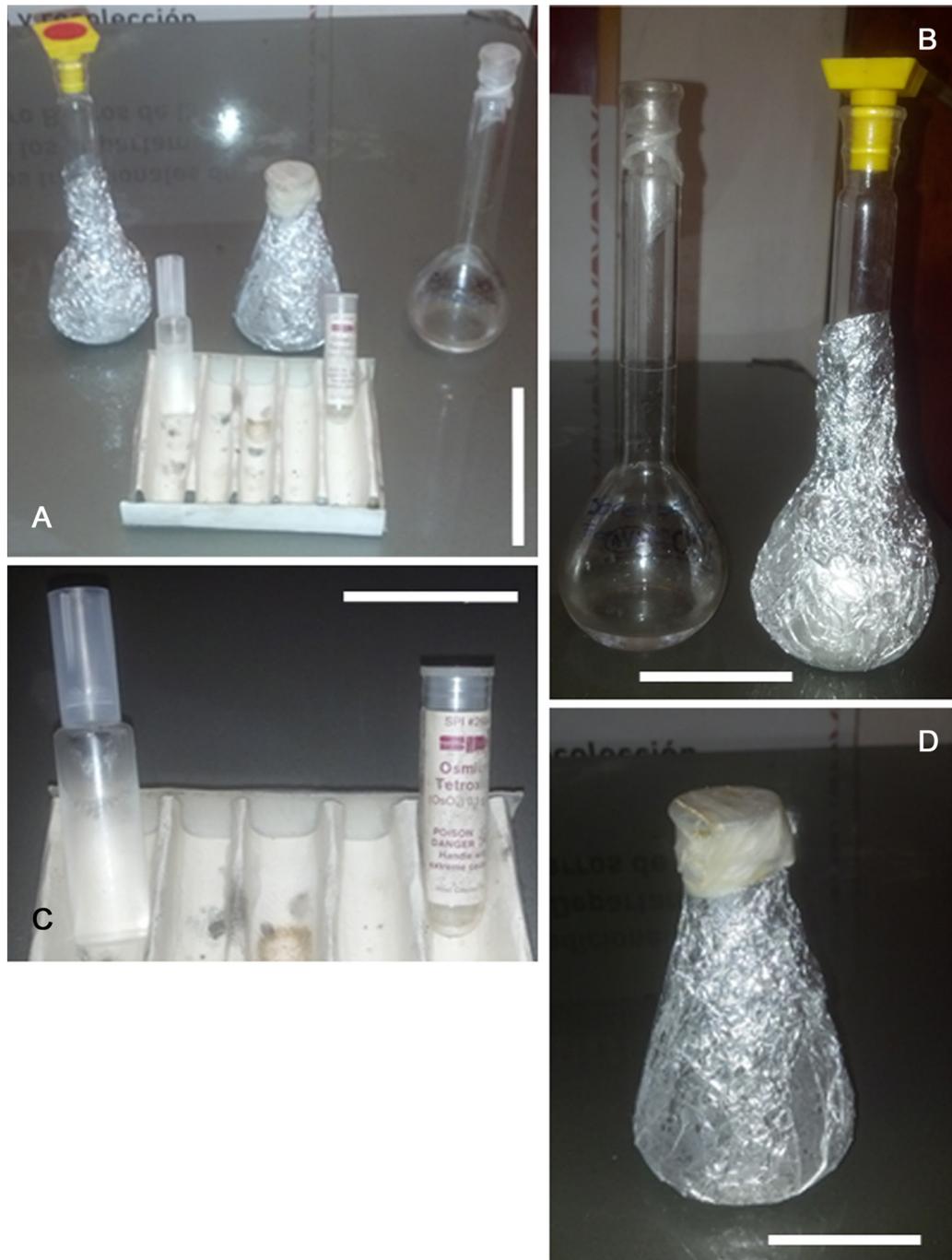


Figura 8. Materiales e insumos de para MEB. A. Matraces y Erlenmeyers. B. Matraces con solución A y Solución B. C. Ampolletas de glutaraldehído y tetróxido de osmio. D. Erlenmeyer con solución buffer. Escala en A, B = 4,5 cm; y C= 3,5 cm. (Imagen A-D: Sergio Leiva).

en buffer Sörensen fosfato (pH 7,4; 0,1 m); a continuación, fueron lavados en la misma solución buffer tres veces en períodos de 10 min cada uno (Fig. 8). A partir del último lavado se comenzó la etapa de deshidratación pasando los ejemplares en la serie de etanol

(50%, 70%, 75%, 80%, 90%, →99% y absoluto), en pasajes sucesivos de 10 min cada uno.

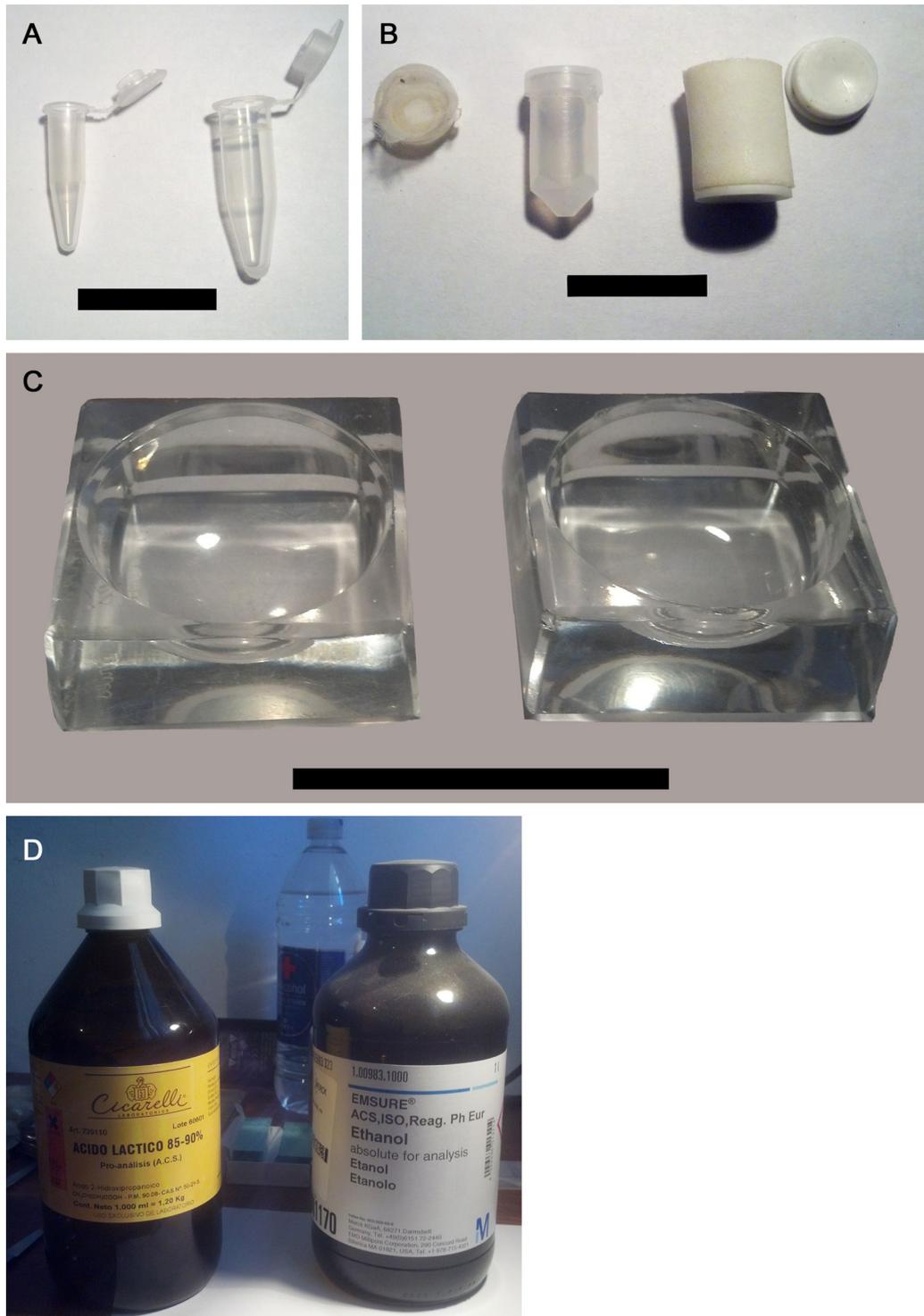


Figura 9. Materiales e insumos de laboratorio. A. Tubos Eppendorf. B. Capsulas porosas para punto crítico. C. Saliere. D. Ácido de láctico y alcohol. Escalas: A: 3 cm; B: 2 cm; C: 4 cm. (Imagen A-D: Sergio Leiva).

Los especímenes fueron puestos en cápsulas porosas (poros de 30 μm de diámetro); siempre bañados en alcohol absoluto (Fig. 9 B). Estas cápsulas poseen un sistema de cierre que permite utilizarlas en la realización del punto crítico (Fig. 10). Una vez realizado este



Figura 10. Punto Crítico. A, C, D. Aparato de Punto crítico. B. Técnica de laboratorio operando punto crítico. (Imagen A-D: Sergio Leiva).



Figura 11. Metalización. A, B. Equipo metalizador. C, D. “Stubs”, tacos porta muestras; el rectángulo blanco, sobre la parte superior del taco, es la cinta doble faz que contiene los ácaros. (Imagen A-D: Sergio Leiva).

proceso, los ácaros estuvieron secos, lo que permitió montarlos en tacos (“stubs”) sobre los cuales se instaló un trozo de cinta adhesiva doble faz de aluminio (Fig. 11 C, D).

Seguidamente se procedió al metalizado con oro en un aparato de pulverización catódica (*sensu* Alberti & Fernández 1988; 1990a, b; Alberti *et al.*, 1991; Alberti *et al.*, 2007, Fernández & Cleva 2010; Fernández, *et al.*, 2010; Fernández *et al.*, 2011a) (Fig. 11 A y B).



Figura 12. Microscopio Electrónico de Barrido (MEB). A. Microscopio marca Evo. B. Tacos porta muestra en revólver de microscopio. C. Microscopio electrónico. (Imagen A-C: Sergio Leiva).

2.6 La observación

Los especímenes para estudios con microscopía óptica fueron observados en un microscopio “Tensión” con oculares de 10x y objetivos de 4x, 10x, 20x, 40x, 100x en aceite de inmersión (Fig. 6 A).

Los dibujos para identificar estructuras morfológicas que ayuden a la clasificación taxonómica de los especímenes, se realizaron con una cámara de dibujo adaptada a un microscopio binocular (Fig. 13 A) y otro microscopio trinocular con una cámara de video (Fig. 6 A). Este último se conecta a una PC por medio de un “caja adaptadora de tv a usb”, la misma posee un software que permite tomar foto y videos.

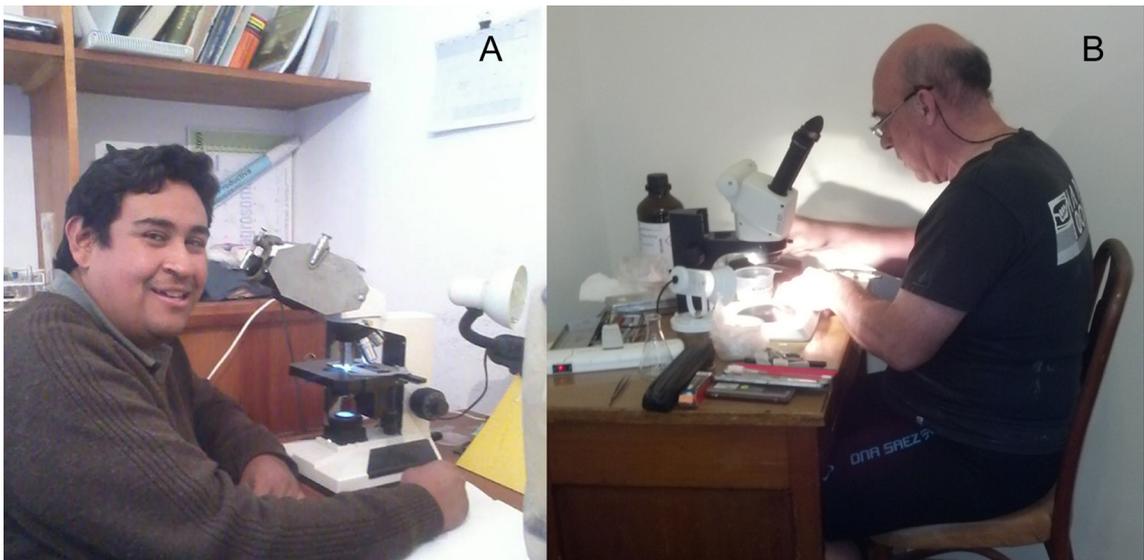


Figura 13. Trabajo de Laboratorio. A. Autor tomando medida desde ilustraciones de los especímenes (INTA AER Aimogasta) B. Dr. Néstor Fernández preparación de muestras para MEB en Bahía Blanca. (Imagen A y B: Sergio Leiva).

En el caso de las imágenes tomadas con la cámara de video, fueron trabajadas y medidas con el programa Adobe Photoshop Elements X9.

3. Resultados

Material examinado: 10 ejemplares hembras y 10 machos.

Lugar de obtención: Aimogasta, Provincia de La Rioja; sobre *Olea europaea* cv Arauco, extraídos de hojas en Julio 2014.

SISTEMATICA

Orden: Acari

Familia: Eriophyidae,

Género: *Aceria*

Especie tipo: *Aceria olea* (Nalepa 1900)

3.1 Descripción Hembra

Forma: vermiforme, semi curvada.

Medidas: largo total 155 μm (130-180); ancho 40 μm (30-50) (Fig.14, 15, 16, 17, 18).

Color: blanco amarillento.

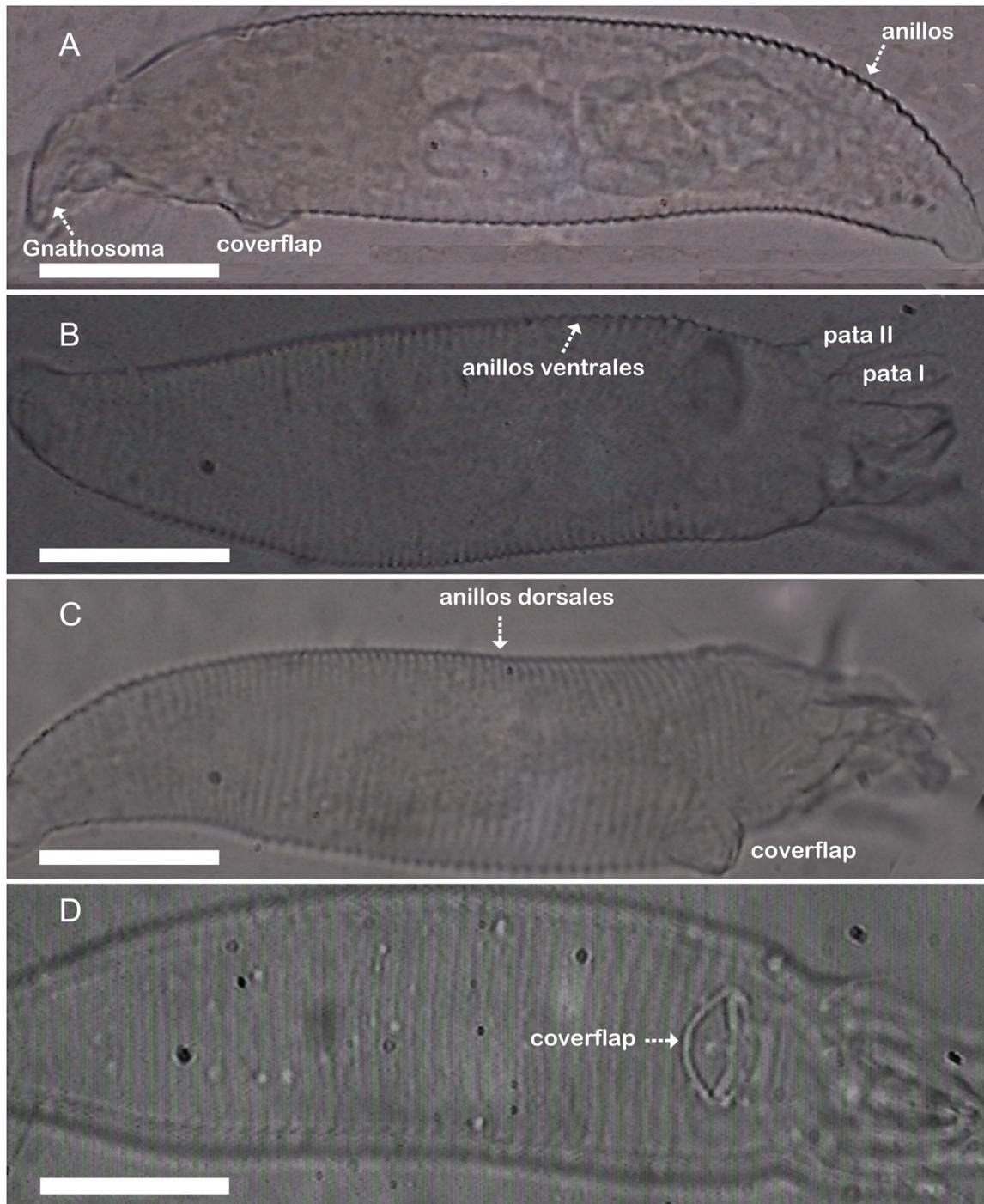


Figura 14. Hembra adulta *Aceria oleae* (Nalepa 1900). Observación en microscopía óptica. A. Posición lateral. B. Posición ventral. C. Posición lateral, donde se distinguen los anillos, la “coverflap” y las patas. D. Posición ventral, con “coverflap” bien visible. Escalas: A-D = 30 μ m. (Imagen A-D: Sergio Leiva).

Gnathosoma (Fig. 16 A, B, C, D y E; 18 A y B)

Forma: triangular; dirigido hacia abajo.

Medidas: largo 25,5 μm (21-30); ancho, zona anterior 5 μm (4-6); zona posterior 16 μm (12-20). Seta basal (*ep*) ausente; seta sub-apical (*d*), de 4 μm (3,5-4,5) largo; quelíceros de 24 μm (23-25) largo; segmento terminal (Tarso) presenta seta (*ta*) de 0,5 μm (0,4-0,6) de largo (indicada por \blackleftarrow , Fig. 18 A y A').

Escudo Prodorsal (Fig. 15 A, B, C; 16 A)

Medidas: largo 22 μm (20-24); ancho 28 μm (26-30).

Tegumento: liso, con promontorios cuticulares, redondeados, situados marginalmente. La distribución de los promontorios se extiende desde las proximidades del tubérculo dorsal, hasta la zona próxima al lóbulo frontal (Fig. 15 B; 17 C, señalado por \blacktriangledown). Lóbulo frontal, en forma de pico (Fig. 15 B y C; 17 C, señalado por \blacktriangleup), presenta una profunda depresión en la zona basal (señalada por \blackleftarrow en la Fig. 15 C) y finas estrías longitudinales hasta la zona apical.

La línea medial se extiende desde la zona posterior del escudo prodorsal, hasta un tercio del largo total del mismo; dos líneas admediales, corren lateralmente a la línea medial, con idéntica disposición a esta sobre el escudo (Fig. 15 C, señaladas por \blackrightarrow). Tubérculos dorsales prominentes situados en la zona lateral posterior (Fig. 15 C); la separación entre ellos es de 0,55 μm (0,5-0,6); seta escapular (*sc*), simple, en ocasiones la terminación es en forma de látigo; largo de 19 μm (16-21). Insertada en la zona apical del tubérculo dorsal y dirigida hacia atrás (Fig. 15 B y C).

Opistosoma

Presenta 58 anillos dorsales y 53 anillos ventrales. Microtubérculos ovoides-redondeados, situados entre anillos sucesivos o en la zona marginal de ellos; tienen 1 μm de largo y 0,7 μm ancho (en promedio); los microtubérculos están separados entre ellos por 0,5 μm (en promedio) (Fig. 16 F; 17 D). En la zona opistosomal posterior, los microtubérculos son más ovoides. En los últimos 5 anillos, se presentan costillas cuticulares, de forma más o menos triangular de unos 0,5 μm de largo y 0,4 μm de ancho, en la zona basal y de 0,1

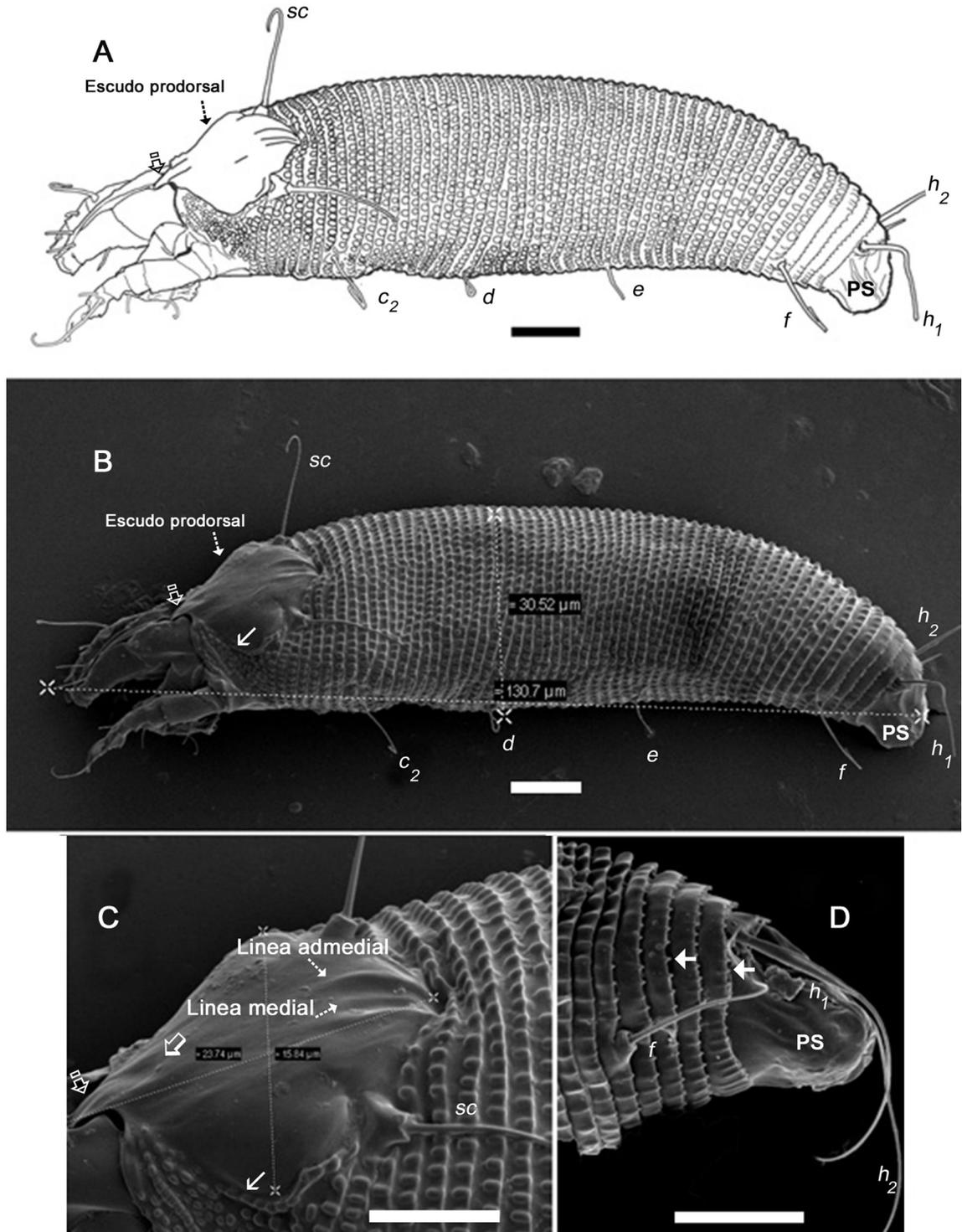


Figura 15. Hembra adulta *Aceria oleae* (Nalepa 1900). Microscopia en Electrónica de Barrido (MEB) y microscopio óptico. A. Vista lateral (Lóbulo frontal señalado por $\hat{\text{A}}$). B Vista latero-dorsal (Lóbulo frontal señalado por $\hat{\text{A}}$, promontorios cuticulares señalados por \swarrow ; Depresión señalado por \leftarrow). C. Escudo dorsal (Lóbulo frontal señalado por $\hat{\text{A}}$), vista dorso-lateral. D. Zona posterior, vista lateral (Punta aguzada señalado por \leftarrow). Escalas: A= 10 μm . B, C = 8 μm , D = 9 μm . Abreviaciones: *sc*=seta escapular; *c*₂= seta lateral II; *d*=seta ventral I; *e*= seta ventral II; *f*=seta III; *h*₁=seta accesoria; *h*₂= caudal; PS= segmento pseudanal. (Imagen A-D: Sergio Leiva).

μm en la zona apical. La zona apical de las costillas sobresale del margen de los anillos como una punta aguzada, (Fig. 15 indicado por \blackleftarrow). El lóbulo anal es ovoide y curvado hacia abajo.

Seta lateral (c_2) de $16,5 \mu\text{m}$ (13-20) largo, situada sobre el octavo anillo; primera seta ventral (d) $7,5 \mu\text{m}$ (5-10) de largo, situada sobre el anillo veintidós; segunda seta ventral (e) $7 \mu\text{m}$ (6-8) de largo; situada sobre el anillo treinta y cuatro; tercera seta ventral (f) $13 \mu\text{m}$ (10-16), de largo; situada sobre el anillo cuarenta y nueve. Seta caudal (h_2) $60 \mu\text{m}$ (50-70) de largo. Seta accesoria (h_1) $3,75 \mu\text{m}$ (3,5-4) de largo; distancia entre h_1 y h_2 $4 \mu\text{m}$ (3,8- 4,2) (Fig. 15 Ay B).

Regiones coxisternal y genital.

Apodemas, bien discernibles. Apodema 1, de forma poliédrica, con setas $1a$ y $1b$ (Fig. 17 A); $1a$ de $11,5 \mu\text{m}$ (8-15) de largo; $1b$ de $6 \mu\text{m}$ (5-7) largo; ambas setas en forma de látigo. La seta $1a$ está situada sobre un pequeño promontorio; $1b$ está situada sobre un gran promontorio. Apodema 2, de forma rectangular; seta $2a$, de $19,5 \mu\text{m}$ (14-25), de largo, simple, y las más grande de las setas epimericas; está situada sobre promontorio.

Entre el epímero 2 y la zona anterior de la genital “coverflap” hay una serie de 7-9 anillos ventrales, con una distribución más o menos paralela (Fig. 17 indicado por \blackrightarrow); cada uno con una serie de promontorios en número de 7-16. Los promontorios cercanos a la “coverflap”, son más elevados (Fig. 17 B señalados por \blackrightarrow) que los otros situados más lejos (Fig. 17 B señalados por \blackleftarrow). “Coverflap”, de largo $8,5 \mu\text{m}$ (7-10) de ancho $18 \mu\text{m}$ (16-20), forma sub-elíptica, con estrías longitudinales (en número de 10-12) en una alineación simple longitudinal (Fig. 17 A y B); margen posterior de la “coverflap” curvado hacia arriba (Fig. 17 B). Seta genital ($3a$) de $5,5 \mu\text{m}$ (5-6) largo, situada sobre un promontorio (Fig. 17 A y B); las setas genitales están separadas por $11 \mu\text{m}$ (9-13).

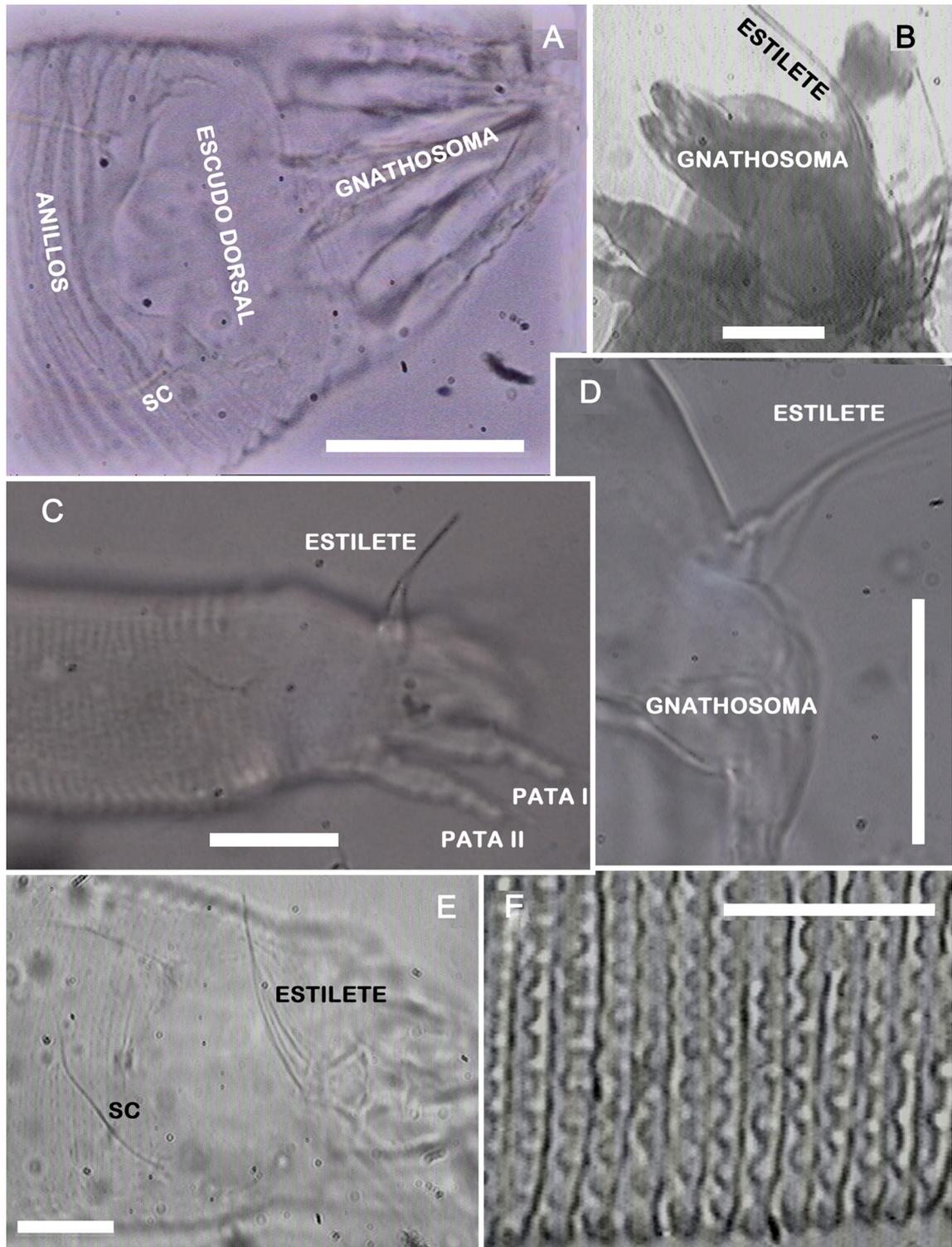


Figura 16. Hembra adulta de *Aceria oleae* (Nalepa 1900). Observación en microscopio óptico. A. Vista dorsal, donde se muestran el escudo prodorsal y el gnathosoma. B. Vista lateral del estilete quelicerar y el gnathosoma. C. Vista lateral general, con estilete quelicerar. D. Estilete quelicerar. E. Vista del estilete quelicerar rebatido hacia atrás. F. Microtuberculos vista dorsal. Escala: A, C, D = 20 μm ; B, E, F = 10 μm . Abreviaciones: sc= seta escapular. (Imagen A-F: Sergio Leiva).

Patas (14, 15, 16, 18)**Pata I**

Largo total 27,5 μm (23-32). Trocánter, 2,5 μm (2-3) de largo: 6,5 μm (6-7) de ancho. Fémur, largo 9 μm (7-11); ancho 5 μm (4-6) con micro estrías en el margen anterior; seta femoral basiventral, (*bv*), 8 μm (7-9) de largo. Genu, largo 3 μm (2-4); ancho 3,75 μm (3-4,5), presenta micro estrías en el margen anterior; seta *l''*, largo, 18 μm (15-21). Tibia largo 3,25 μm (2,5-4); ancho 2,75 μm (2,5-3) con micro estrías, en el margen anterior; seta *l'*, largo de 3 μm (2-4). Tarso, largo de 5 μm (4-6); ancho 2 μm (1,5-2,5). Seta *ft'*, largo de 6 μm (4-8); seta *ft''*, largo de 12,5 μm (8-17); seta unguinal *u'* largo de 1,4 μm (1,2-1,6); solenidio ω grueso, cilíndrico, curvado hacia abajo, largo de 4,5 μm (4-5). Empodio (*em*), largo de 4 μm (3-5), ancho de 3 μm (2,8-3,2) con cuatro pares de “raylets” en forma de abanico con puntas trifurcadas (Fig. 18 E).

Pata II:

Largo total 23 μm (19-25). Trocánter, largo de 2,25 μm (1,5-3; ancho de 5,25 μm (4,5-6), sin setas. Fémur, largo 6,5 μm (6-7); ancho 4 μm (3-5) con micro estrías en el margen anterior; seta *bv*, largo de 5,5 μm (4-7). Genu largo de 2,5 μm (2-3); ancho de 3,75 μm (3-4,5), con micro estrías sobre el margen anterior; seta *l''*, largo de 8 μm (6-10). Tibia, largo de 3,5 μm (3-4); ancho de 2,75 μm (2,5-3) con micro estrías en el margen anterior; seta *l'*, ausente. Tarso, largo de 4 μm (3-5); ancho 2,5 μm (2-3); seta dorsal, *ft'* largo de 3 μm (2-4); seta lateral (*ft''*) largo de 12 μm (10-14), seta *u'*, largo de 1,5 μm (1,2-1,7); solenidio ω , grueso, cilíndrico, curvado hacia abajo, largo de 6 μm (5-7). Empodio (*em*) largo de 4 μm (3-5) (Fig. 18 D); ancho de 3 μm (2,8-3,2), con cuatro pares de “raylets” en forma de abanico con puntas trifurcadas (Fig. 18 A, C, E).

Descripción Macho

Forma y color. Idéntico que la hembra. (Fig. 19, 20, 21, 22)

Medidas: largo 170 μm (150-190); ancho 35,5 μm (32-39).

Gnathosoma(Fig. 19 B; 20 C y E; 21 C)

Forma: triangular; dirigido hacia abajo.

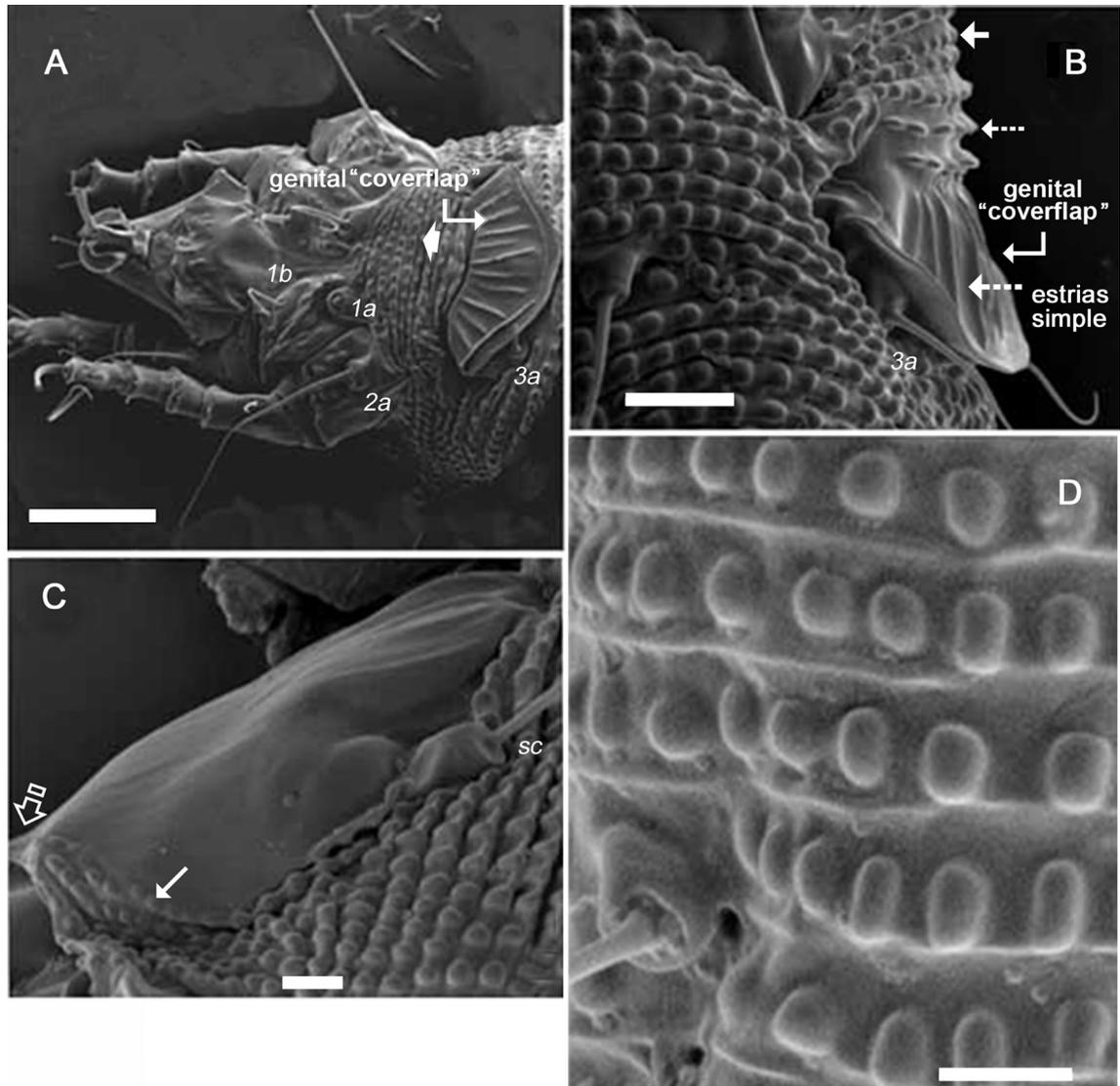


Figura 17. Hembra adulta de *Aceria oleae* (Nalepa 1900). Observación en MEB. A. Zona ventral anterior (Anillos de distribución más o menos paralela señalada por \blacktriangle). B. Placa genital, vista lateral (Promotorios elevados señalado por \blacktriangle ; promotorios menos elevados señalado por \blacktriangleleft). C. Ornamentaciones cuticular (promontorios cuticular señalados por \blacktriangledown ; Lóbulo frontal señalado por \blacktriangle). D. Vista lateral del escudo dorsal. Escalas: A= 10 μ m. B= 3 μ m. C, D= 2 μ m. Abreviaciones: 1b= seta coxal I; 1a= seta coxal II; 2a= seta coxal III; 3a= seta genital; sc= seta escapular. (Imagen A-D: Sergio Leiva).

Medidas: largo 22 μm (18-26); ancho, zona anterior 2,75 μm (2,5-3); ancho zona posterior 11 μm (10-12); setae basal, (*ep*) ausente; seta sub-apical, (*d*) 3,25 μm (3-3,5). Segmento terminal presenta seta (*t*) 0,5 μm (0,4-0,6) (Fig. 20 C y E, señalada por \blackleftarrow).

Escudo Prodorsal

Medidas: largo, 21 μm (19-23); ancho 25 μm (20-30); con características similares en la forma a la hembra. Seta escapular (*sc*) de 19 μm (16-22) largo, dirigida hacia atrás.

Tegumento: liso, con promontories cuticulares redondeados, situados lateralmente. La distribución de los promontorios es igual que en la hembra.

Forma: Sub-triangular, con lóbulo frontal pequeño. Lóbulo frontal, en forma de pico, con una poco profunda depresión en la zona basal; finas crestas se extienden hasta la parte apical.

Línea medial se extiende desde la zona posterior del escudo, hasta un tercio del largo total; dos líneas admediales, corren lateralmente a la línea medial.

Tubérculos dorsales prominentes, situados latero-posterior (ambos se encuentran separados por 0,55 μm (0,5-0,6)); seta escapular (*sc*), simple, en algunas oportunidades sus extremos terminan en forma de látigo, largo de 19 μm (18-20). Las setas están insertadas en el externo de tubérculos dorsales y están dirigidas hacia atrás.

Opistosoma (Fig. 19, 20)

Con 59 anillos dorsales y 49 anillos ventrales. Microtuberculos de forma ovoide – redondeada, situados entre anillos sucesivos o en el margen de estos; presentan un largo de 1 μm y un ancho de 0,7 μm (en promedio); los microtúbulos están separados entre ellos por 0,5 μm (en promedio).

En la zona posterior del opistosoma los tubérculos son más ovoides: en los últimos cinco anillos existen costillas de forma más o menos triangulares, de 0,5 μm de largo y de 0,4 μm de ancho en la zona basal y de 0,1 μm en la zona apical.

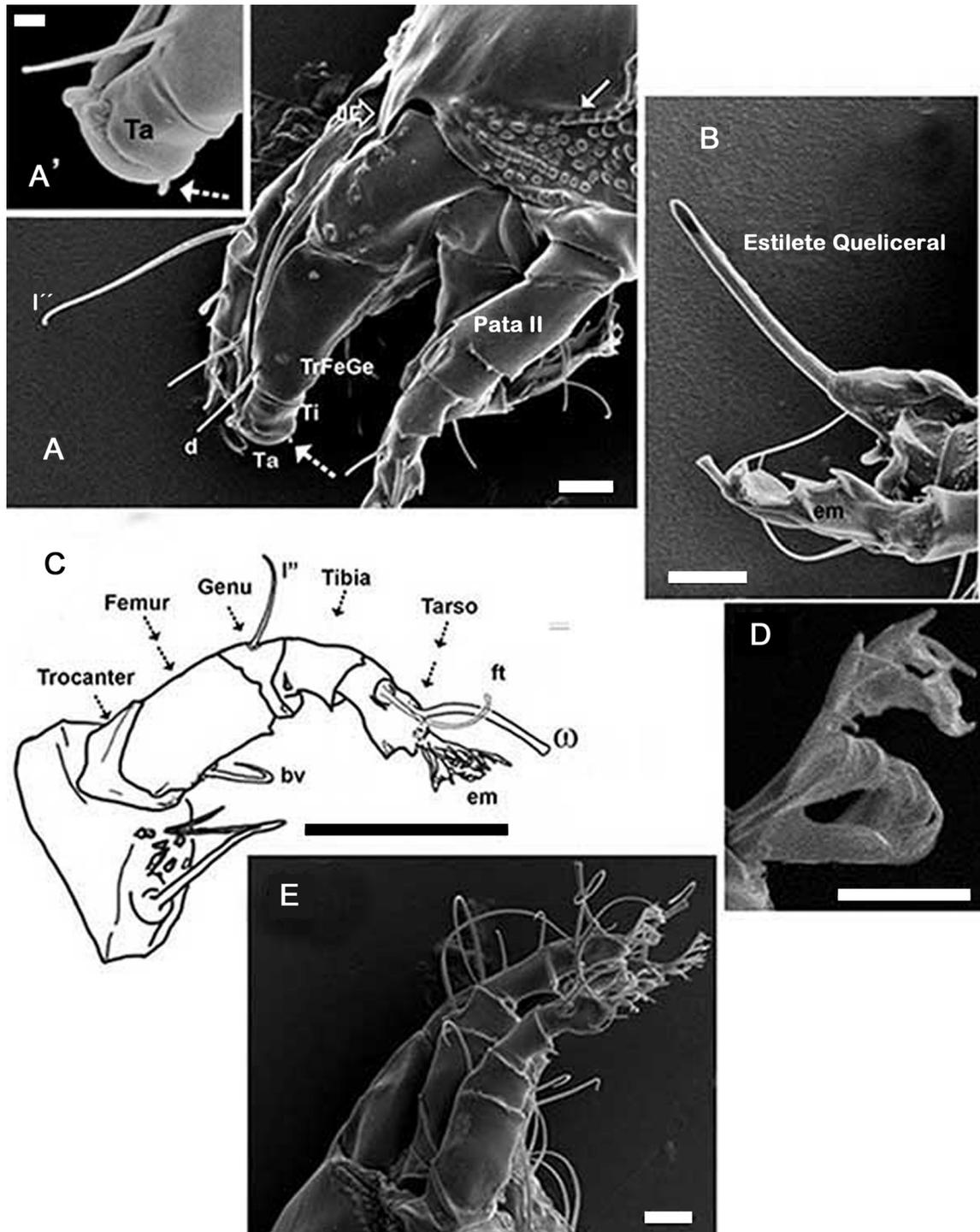


Figura 18. Hembra adulta de *Aceria oleae* (Nalepa 1900). Observación en MEB y en microscopio óptico. A. Gnathosoma y escudo dorsal, vista dorso-lateral (Seta del tarso señalada por \leftarrow ; Lóbulo frontal señalado por $\hat{=}$). A'. Detalle del tarso con seta (Seta del tarso señalada por \leftarrow). B. Estilete queliceral, vista lateral. C. Pata II vista paraxial. D. Pulvilus, vista lateral. E. Patas I-II, vista paraxial. Escalas: A, B, D, E= 3 μ m. C= 1,5 μ m; A'= 5 μ m. Abreviaciones: Ta= tarso; l' = seta genual; d = seta sub-apical; em =empodio; bv =seta femoral; ft =seta tarsal, ω = solenidio. (Imagen A-E: Sergio Leiva).

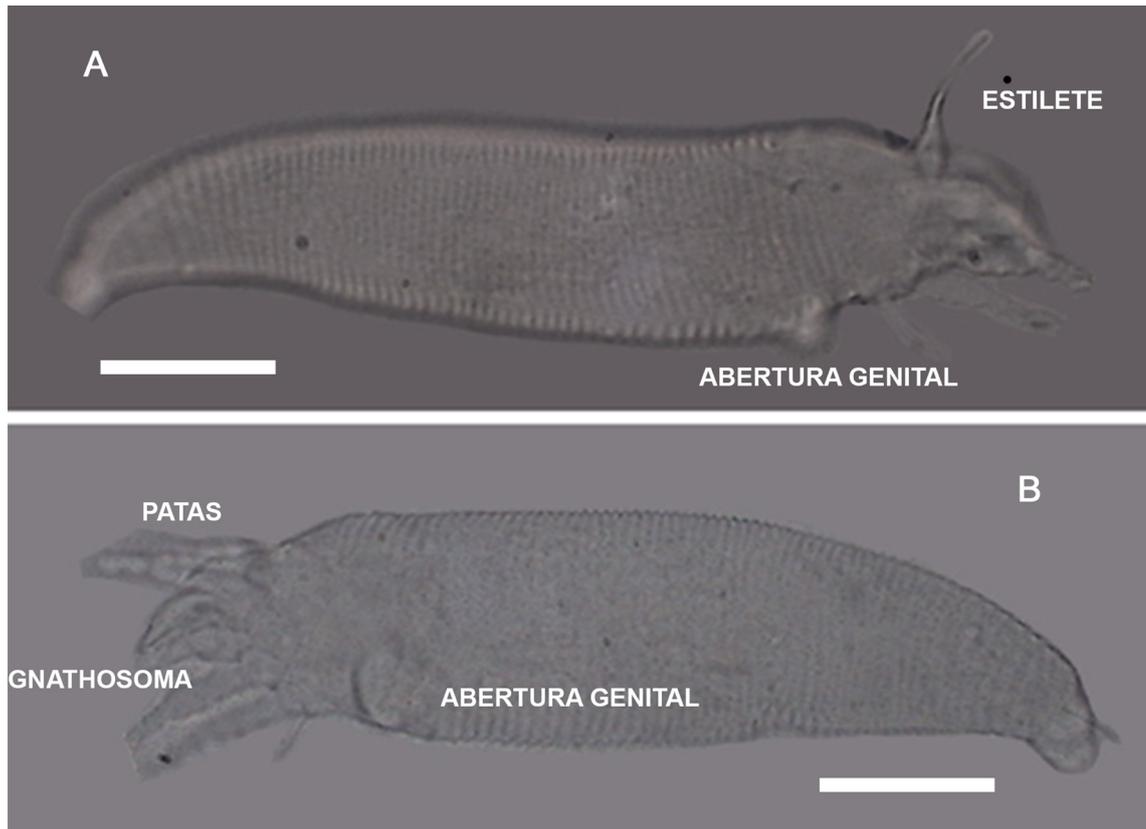


Figura 19. Macho adulto *Aceria oleae* (Nalepa 1900). Observación en microscopía óptica. A. Vista Lateral, plaga genital. B. Vista lateral-ventral, abertura genital. Escala. A, B= 30 μm . (Autor: Sergio Leiva, 2014).

La zona apical sobre pasa los anillos y aparece con una punta aguzada. El lóbulo anal es ovoide y curvo hacia abajo. Seta lateral (c_2) 14 μm (11-17) de largo, situada sobre el quinto anillo; primera seta ventral (d) 10,5 μm (9-12), situada sobre el anillo quince; segunda seta ventral (e) de 6,5 μm (5-8), localizada sobre el segmento treinta; tercera seta ventral (f) de 18 μm (15-21).

Ubicada sobre el segmento cuarenta y siete. Seta caudal (h_2) de 50 μm (40-60). Seta accesoria (h_1) de 4,5 μm (4-5); distancia entre ambas setas 4,1 μm (4,0-4,2) (Fig. 20 A y B).

Región coxisternal y Genital (Fig. 20, 21)

Apodemas, bien discernible.

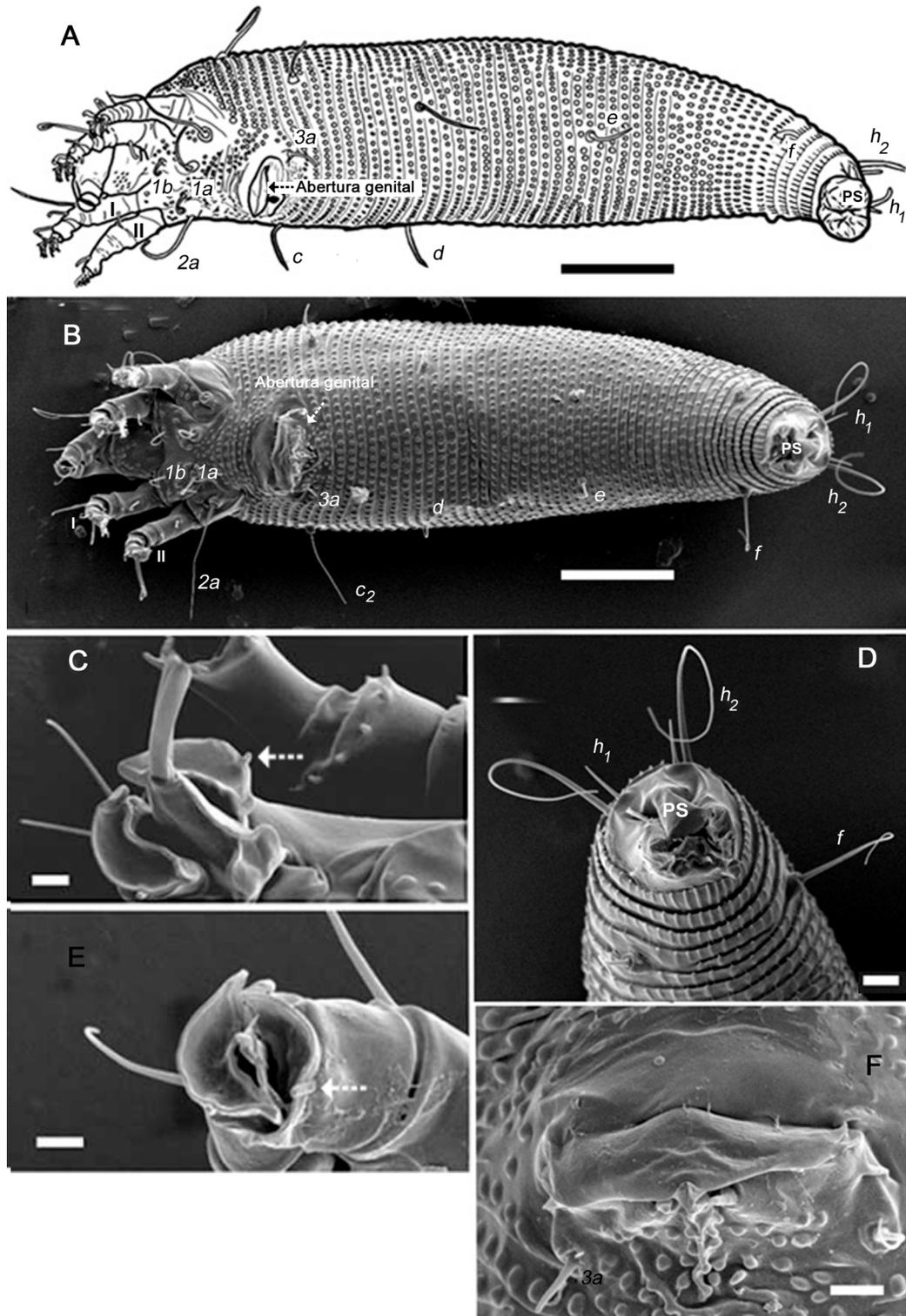


Figura 20. Macho adulto de *Aceria oleae* (Nalepa 1900). Observación en MEB y microscopio óptico. A. Vista Lateral-ventral. B. Vista lateral-ventral. C. Estilete queliceral y zona apical del Gnathosoma (Seta del tarso señalada por \leftarrow). D. Zona caudal, vista ventral. E. Gnathosoma, vista frontal (Seta del tarso señalada por \leftarrow). F. Abertura genital, vista ventral. Escala: A, B= 20 μ m. C= 3 μ m. D, E = 1 μ m. F= 2 μ m. Abreviaciones: c= seta lateral; d= seta ventral; e= seta ventral II; f= seta III; h₁= seta accesoria; h₂= caudal; 1b= seta coxal I; 1a= seta coxal II; 2a= seta coxal III; 3a= seta genital; I= pata I; II= pata II; PS= segmento pseudanal. (Imagen A-F: Sergio Leiva).

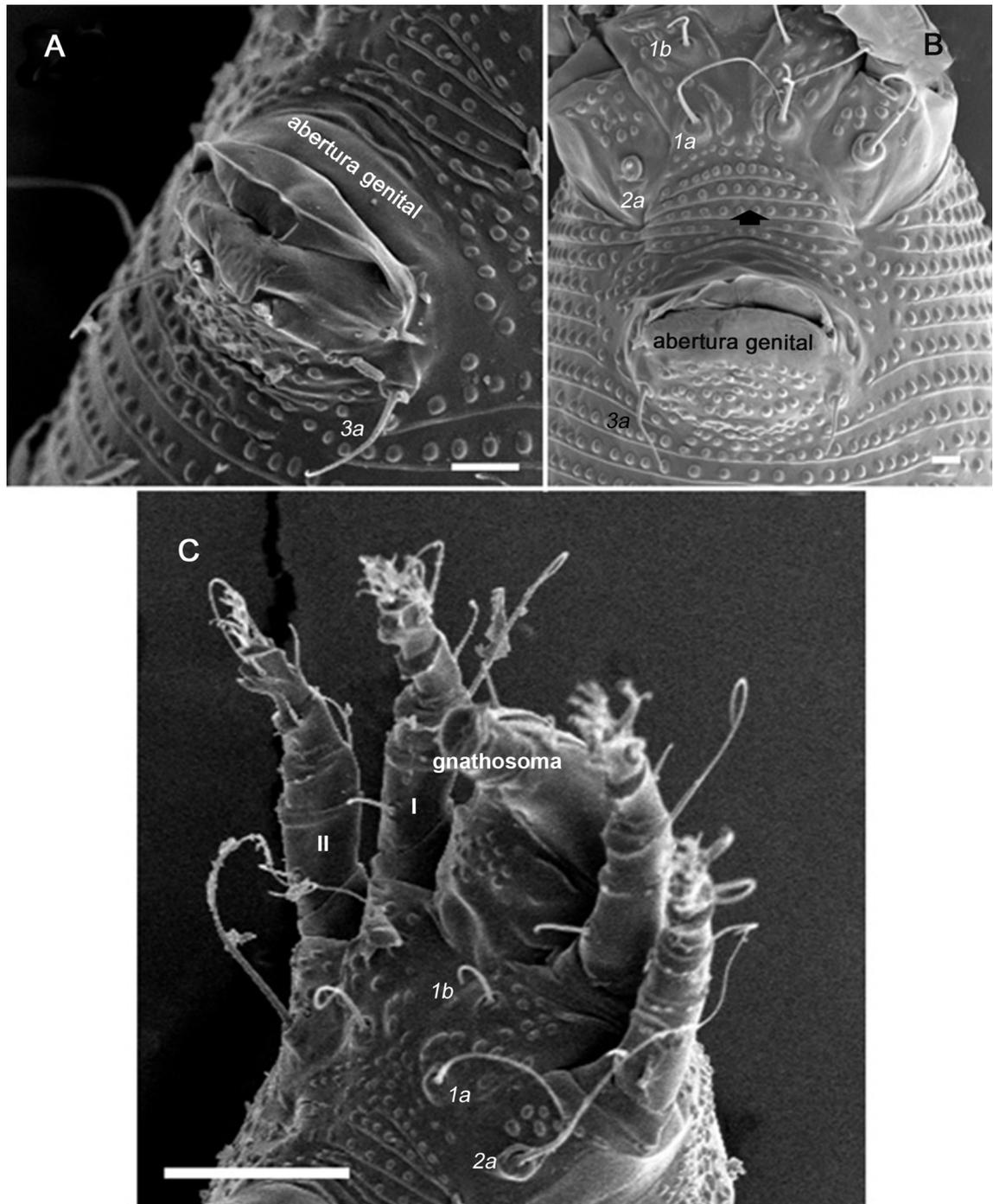


Figura 21. Macho adulto de *Aceria oleae* (Nalepa 1900). MEB. A. Placa Genital, Latero-ventral. B. Placa genital y región coxisternal (Ornamentación de la cutícula señalado por \blacktriangle). C. Gnathosoma, zona coxisternal y Patas I-II, vista latero ventral. Escala: A= 3 μm . B= 2. μm . C= 10 μm . Abreviaciones: *1b*= seta coxal I; *1a*= seta coxal II; *2a*= seta coxal III; *3a*= seta genital; I= pata I; II= pata II. (Imagen A-C: Sergio Leiva).

Apodema 1, forma poliédrica con dos setas *1a*, *1b*; *1a*, pequeña; *1b*, mediana; ambas setas en forma de látigo; *1a*, situada sobre un pequeño promontorio; *1b* situada sobre un gran promontorio. Apodema 2, rectangular, con seta *2a*, simple, grande, situada sobre

promontorio (Fig. 21 B y C).

Entre el epimero 2 y la zona anterior de la abertura genital 4-6 anillos ventrales, situado más o menos paralelos, poco definidos (mucho menos que en la hembra) (Fig. 21 B señalado por \blackrightarrow).

No presenta coverflap; largo 8 μm (6-10); ancho 17,5 μm (15-20); seta (*3a*) de 3,5 μm (2-5) de largo, situada sobre un promontorio. Setas genitales separadas por 13 μm (12-14) (Fig. 19, 20 A, B y F; 21 A y B).

Patatas(Fig. 19, 20, 21 y 22)

Pata I (20 A y B; 21 C; 22 A, C, D y E): largo total 26 μm (22-30). Trocanter, largo 2,75 μm (2,5-3); ancho 5,5 μm (5-6). Fémur, largo, 7,5 μm (7-8); ancho, 5 μm ; setae *bv*, largo 10 μm (9-11). Genu, largo 3,25 μm (2,5-4) ancho 4,75 μm (4,5-5); seta *l''* largo 14 μm (12-16). Tibia, largo 4,25 μm (4-4,5); ancho 3,5 μm (3-4); seta, *l'* ausente. Tarso, largo 4,75 μm (4,5-5); ancho 2,75 μm (2,5-3); seta *ft''*, largo 11 μm (10-12) seta *u'*, largo 1,35 μm (1,2-1,5); solenidio ω , grueso, cilíndrico, curvado hacia abajo, con poros situados apicalmente (Fig. 22 A y A', señalado por \blackrightarrow) largo 5,5 μm (5-6). Empodio (*em*) largo 4 μm (3,75-4,25); ancho 3 μm (2,8-3,2), con cuatro pares de "raylets" apicalmente trifurcados (Fig. 22 B y C, señalado por \blackleftarrow).

Pata II: (Fig. 20 A y B; 21 C; 22 B y E) Largo total 22,5 μm (20-25). Trocanter, largo 3,5 μm (3-4); ancho 5 μm (4,8-5,2), sin setas. Fémur, largo 6,25 μm (5-7,5); ancho 4,75 μm (4,5-5) con micro estrías en el margen anterior; seta *bv*, largo 5,5 μm (5-6). Genu largo 2,5 μm (2-3) ancho 4 μm (3,5-4,5), con micro estrías en el margen anterior; seta *l''*, largo 5,5 μm (5-6). Tibia, largo 3,5 μm (3-4); ancho 2,75 (2,5-3) con micro estrías en el margen anterior; seta *l'*, ausente. Tarso, largo 4,5 μm (4-5); ancho 2,25 μm (2-2,5), seta, *ft'* largo 3,5 μm (3-4); seta *ft''* largo 10,5 μm (10-11); seta *u'*, largo 1,5 μm (1,2-1,7); solenidio ω , grueso, cilíndrico, curvado hacia abajo, con poros situados apicalmente (Fig. 22 B) largo 5,5 μm (5-6). Empodio (*em*) largo 3,75 μm (3,5-5); ancho 3 μm (2,8-3,2), con cuatro pares de "raylets" apicalmente trifurcados (Fig. 22 B).

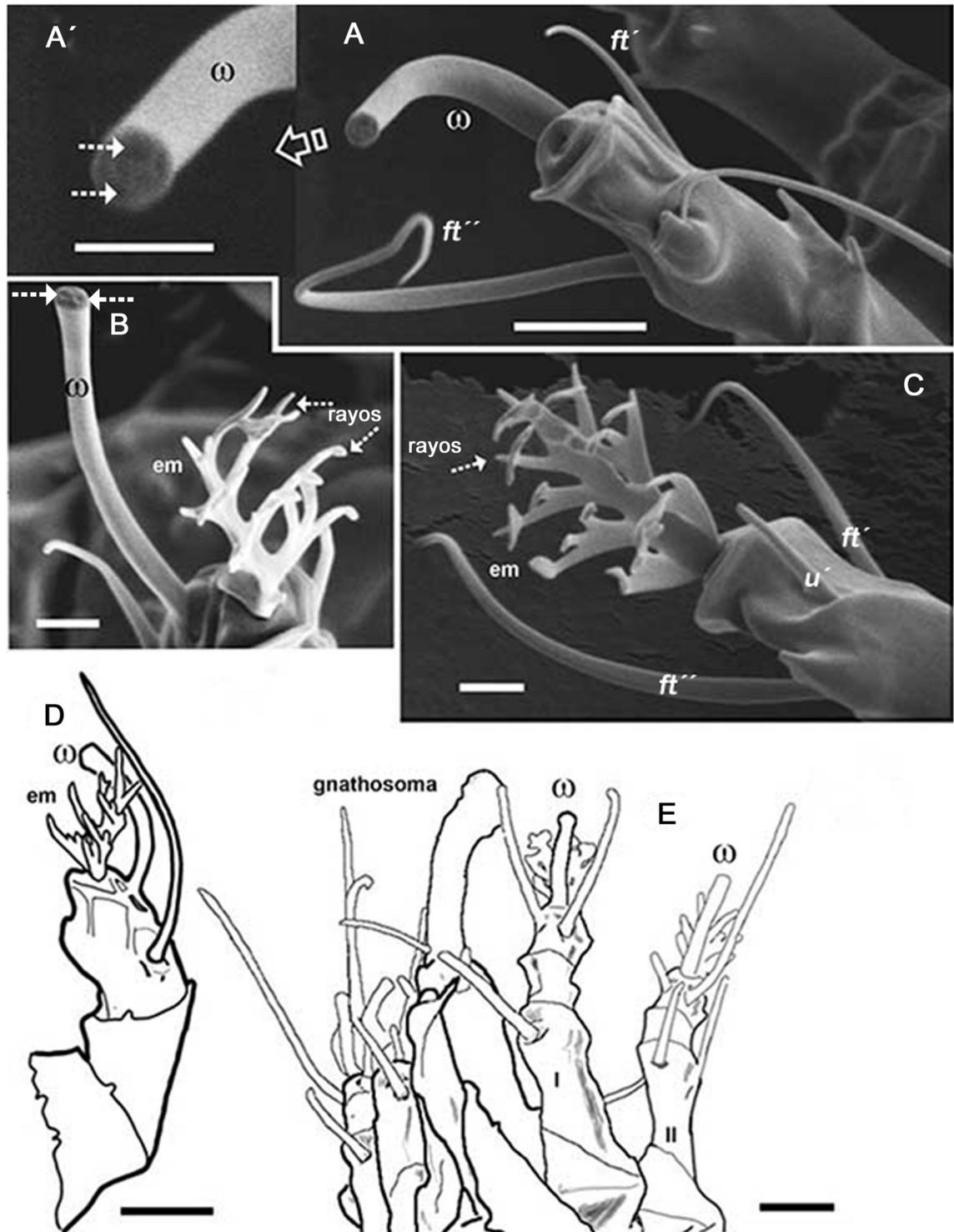


Figura 22. Macho adulto de *Aceria oleae* (Nalepa 1900). MEB y óptico. A. Pata I, con solenidio ω . A'. Solenidio ω (Poros zona apical señalado por \dashrightarrow). B. Pata II, con pulvillo, vista ventral, Solenidio ω (Poros zona apical señalado por \dashrightarrow). C. Pata I pulvillos y rayos. D. Pata I anti-axial. E. Gnathosoma, estilete y Patas I y II, vista dorso-lateral. Escala: A= 2 μ m. A', B, C= 1 μ m. D, E= 3 μ m. Abreviados: *em*=empodio; *ft'*=seta tarsal paraxial, *ft''*=seta tarsal anti-axial; *u'*= seta unguinal; ω = solenidio. (Imagen A-E: Sergio Leiva).

3.2 Descripción inmaduros

3.2.1. Huevo

No se ha podido detectar la presencia de una prelarva; no la descartamos, pero no la observamos.

Forma: Esférica. (Fig. 23).

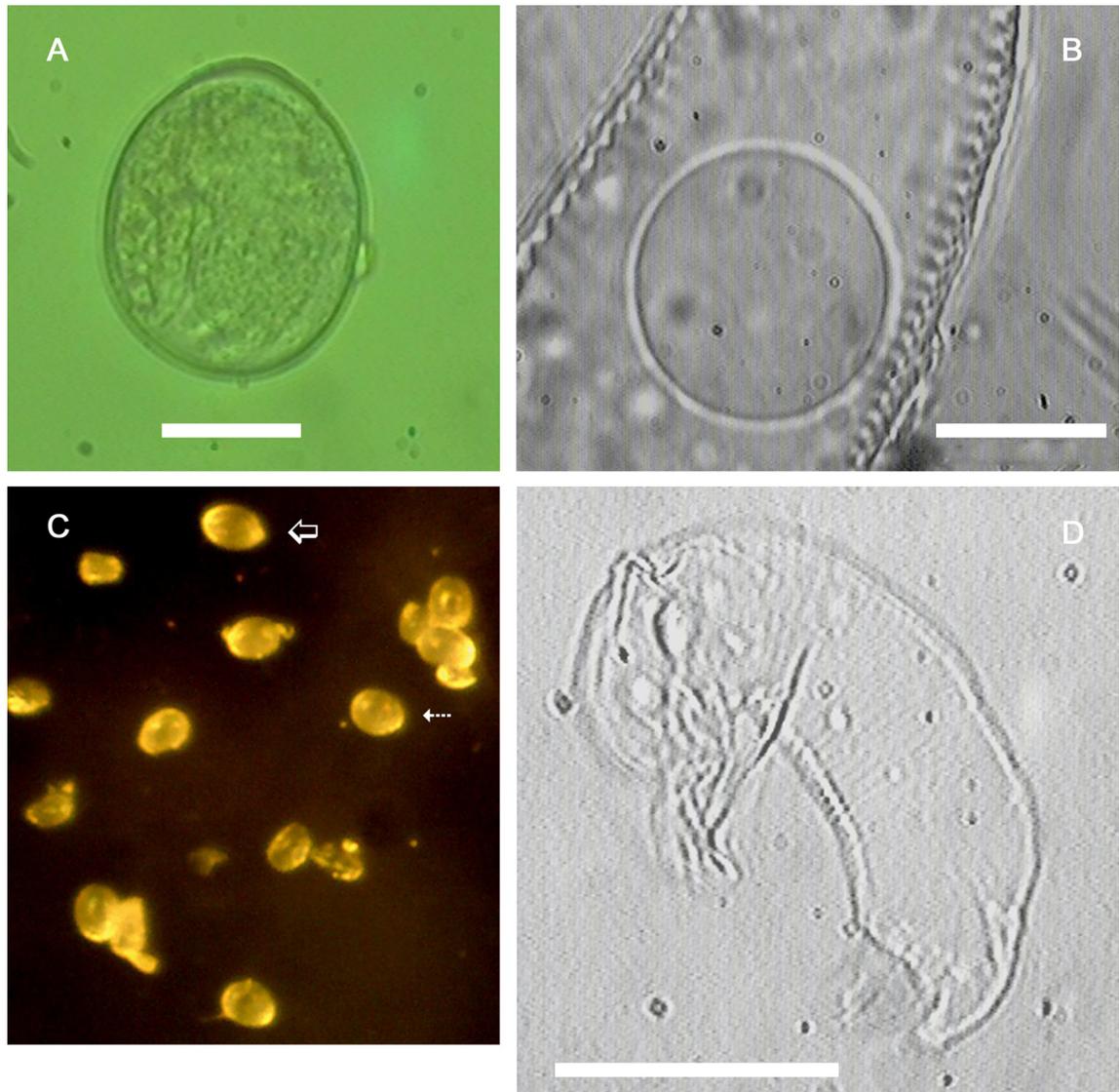


Figura 23. Huevo de *Aceria oleae* (Nalepa 1900). Observación en microscopio óptico y esteromicroscopio. A. Huevo, se visualiza la posición en “u” de la larva en formación. B. Huevo en el interior de la hembra. C. Huevos de distinta edad (Huevo más joven señalado por \leftarrow ; huevo más maduro señalado por \leftarrow). D. Larva emergiendo del huevo. Escala: A, B= 20 μ m; D= 35 μ m. (Imagen A-D: Sergio Leiva).

Color: Blanquecino-translucido, y a medida que va creciendo se hace un blanquecino –

amarillento.

Medidas: 38 μm de diámetro y 43 μm de largo.

3.2.2. Larva

Forma: ídem al adulto. (Fig. 24)

Color: ídem al adulto.

Soma: Largo 80 μm (78-84), ancho 24 μm (22-26), vermiforme y poco curvado.

Gnatosoma: dirigido hacia abajo (Fig. 24 A).

Escudo Dorsal: de forma subtriangular. Las líneas no se llegan a visualizar en microscopio óptico. Seta prodorsal (*sc*) proyectándose hacia atrás y de una longitud de 10 μm (9-11) (Fig. 24 B).

Opistosoma: con 56 (54-58) Anillos dorsales y 50 ventrales (49-51), Anillos completamente microtuberculos (Fig. 24 A).

Regiones coxisternal y genital: Apodemas, bien discernibles. Apodema 1, de forma poliédrica, con setas *1a* y *1b*, en forma de látigo. Apodema 2, de forma rectangular. No se distingue placa genital (Fig. 24 D).

Patas. (Fig. 24 D).

Patas I: Largo 16 μm (20-23), Solenidio (ω) largo 3,5 μm (3-4) curvado hacia abajo (Fig. 24 A), Empodio (*em*) con 4 rayos, largo 3 μm (2,8-3,2).

Patas II: Largo 14 μm (17-20), Solenidio (ω) largo 4 μm (3,8-4,2) curvado hacia abajo, Empodio (*em*) con 4 rayos, largo 3 μm (2,8-3,2).

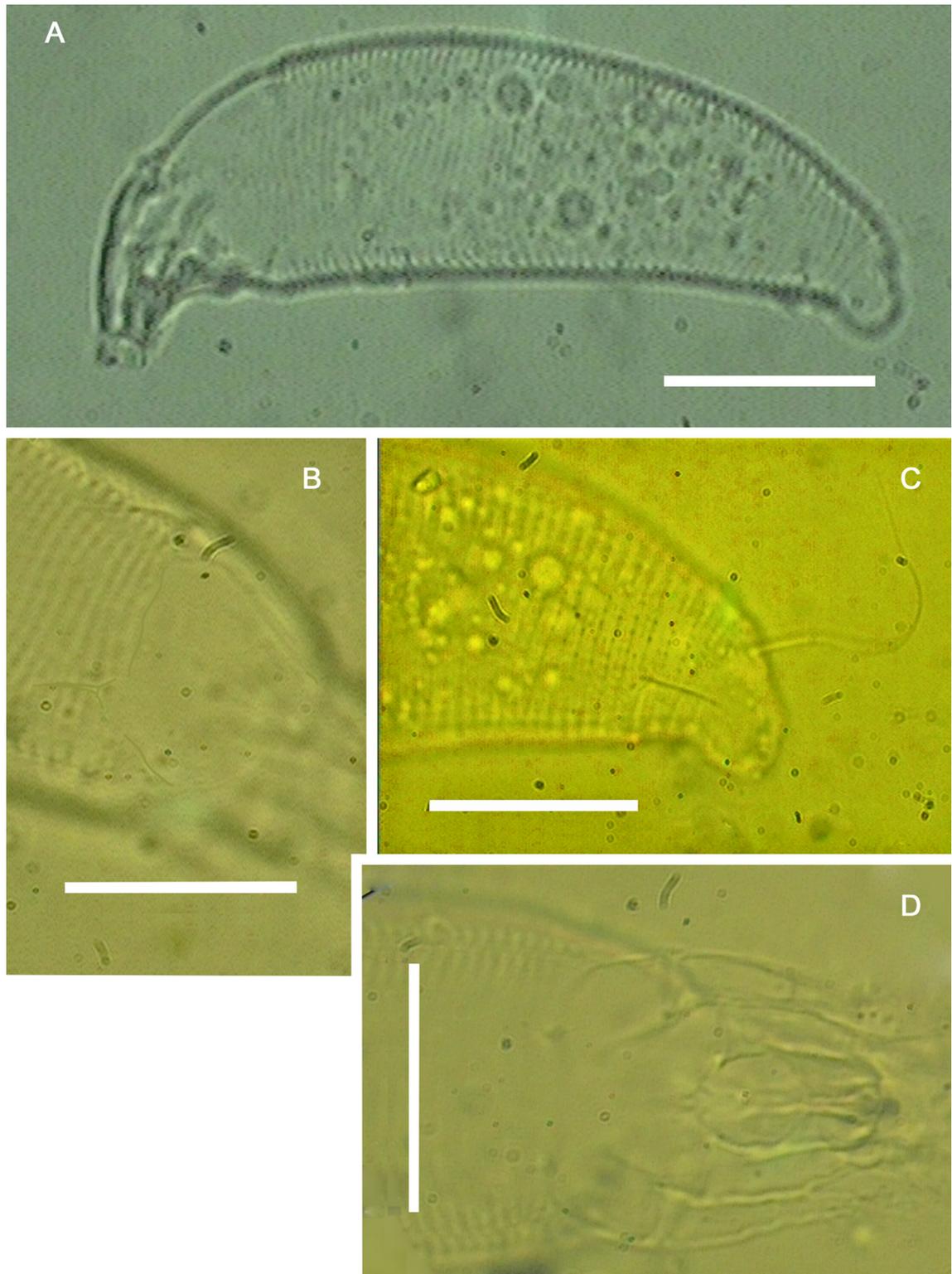


Figura 24. Larva de *Aceria oleae* (Nalepa 1900). Observación en microscopio óptico. A. Vista lateral. B. Escudo dorsal y setas *sc*. C. Parte posterior, se observa setas *h2* y *f*. D. Parte anterior ventral, sin abertura genital. Escala: A, B, C, D= 20 μ m. (Imagen A-D: Sergio Leiva).

3.2.3. Ninfa

Forma: Idéntica al adulto.(Fig. 25)

Color: Idéntico al adulto.

Soma: Largo 120 μ m (118-122), ancho 36,5 μ m (35-38), vermiforme y poco curvado (Fig. 25 A).

Gnatosoma: dirigido hacia abajo (Fig. 25 B)

Escudo Dorsal: de forma subtriangular. Las líneas no se llegan a visualizar en microscopio óptico. Seta prodorsal (*sc*) proyectándose hacia atrás y de una longitud de 11 μ m (10-12).

Opistosoma: con 58 (56-60) Anillos dorsales y 50 ventrales (49-51), Anillos completamente microtuberculos (Fig. 25 A).

Regiones coxisternal y genital: Apodemas, bien discernibles. Apodema 1, de forma poliédrica, con setas *Ia* y *Ib*; en forma de látigo. Apodema 2, de forma rectangular. No se distingue placa genital (Fig. 25 B).

Patas. (Fig. 25 B y C)

Patas I: Largo 21,5 μ m (20-23), Solenidio (ω) largo 3,5 μ m (3-4) curvado hacia abajo, Empodio (*em*) con 4 rayos, largo 3 μ m (2,8-3,2).

Patas II: Largo 18,5 μ m (17-20), Solenidio (ω) largo 4 μ m (3,8-4,2) curvado hacia abajo, Empodio (*em*) con 4 rayos, largo 3 μ m (2,8-3,2).

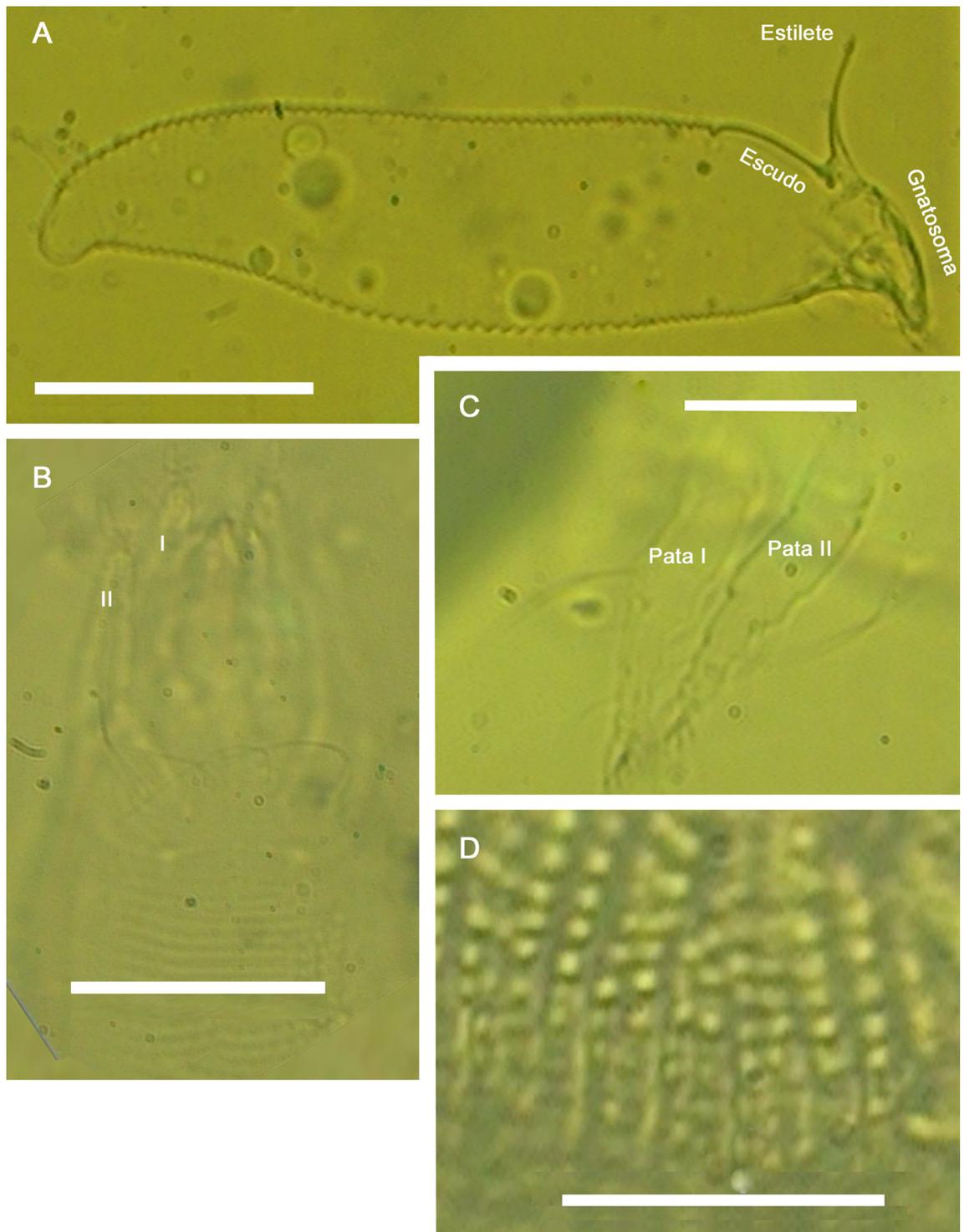


Figura 25. Ninfa de *Aceria oleae* (Nalepa 1900). Observación en Microscopio óptico. A. Vista lateral. B. Vista anterior ventral, sin abertura genital. C. Vista lateral, Pata I y II. D. Vista lateral de ornamentación. Escala: A= 30 μm ; B= 20 μm ; C, D= 10 μm . (Imagen A-D: Sergio Leiva).

4. Discusión.

Las medidas tomadas de las diferentes partes del soma de la hembra de *Aceria oleae* en especímenes recolectados en La Rioja (Argentina), se asemeja con las tomadas por Hatzinikolis en 1986 en Grecia. A excepción del tamaño de la seta dorsal “sc”, donde la diferencia es de unos 17,5 μm (Cuadro 3). Esto se puede deber a la falta de exactitud a la hora de tomar las medidas en un microscopio óptico.

En este trabajo, gracias a las fotos de MEB, se pueden realizar un detalle más exhaustivo de los ejemplares adultos. Se determinó una seta “t” en el tarso del gnathosoma de la hembra (Fig. 18 A y A’), y del macho (Fig. 20 C y E). Tres orificios en la zona apical del solenidio “ ω ” (Fig. 22 A, A’ y B) de la hembra, lo que nos podría indicar que estaríamos ante un receptor de sustancias químicas.

El formato de los estadios juveniles: larva más compacta y encorvada que la ninfa. En ambos estadios se observa una reducción del empodio y pocas ramificaciones en sus rayos. Como así también, las setas dorsales son posteriores semejante a los adultos, las patas son más cortas y anchas en relación al tamaño del cuerpo. Otro factor característico de estos estadios es la falta de abertura genital. Estas observaciones coinciden con las de Keifer (1975) y Lindquist (1996) en otras especies de eriófidos.

Los estudios que se conocen acerca de *Aceria oleae* en Argentina se realizaron en Mendoza (Becerra *et al.*, 2007; Herrera *et al.*, 2008; Dagatti *et al.*, 2010), pero no existe ningún estudio taxonómico.

5. Referencias

- Alberti, G. & N.A. Fernández. 1990a.** Aspects concerning the structure and function of the lenticulus and clear spot of certain oribatids (Acari: Oribatida). *Acarologia* 31, 65–72.
- Alberti, G. & N. Fernández. 1990b.** Fine structure and function of the lenticulus and clear spot of Oribatids (Acari: Oribatida). In: Andre, H.M. & Lions, J-Cl. (Eds), *L’ontogenese et le concept de stase chez les Arthropodes*. Agar Publishers, Wavere, Belgium, pp. 343–354.

Alberti, G.; Fernández, N. & Y. Coineau. 2007. Fine structure of spermiogenesis, spermatozoa and spermatophore of *Saxidromus delamarei*, Coineau 1974 (Saxidromidae, Actinotrichida, Acari). *Arthropod Structure & Development* 36 (2), 221–231. Doi: 10.1016/j.asd.2006.11.002.

Alberti, G.; Fernández, N. & G. Kümmel. 1991. Spermatophores and spermatozoa of Oribatid mites (Acari: Oribatida). Part II. Functional and systematical considerations. *Acarologia* 32 (4), 435–449.

Alberti, G. & N.A. Fernández. 1988. Fine structure of a secondarily developed eye in the freshwater moss-mite *Hydrozetes lemnae* (Coggi 1889) (Acari: Oribatida). *Protoplasma* 146, 106–117. Doi: 10.1007/BF01405919.

Alberti, G.; Norton, R.; Adis, J.; Fernández, N.A.; Franklin, E.; Kratzmann, M.; Moreno, A.I.; Ribeiro, E.; Weigmann, G. & S. Woas. 1997. Porose integumental organs of oribatid mites (Acari: Oribatida). *Zoologica* 48, 33–114.

Castagnoli, M. & F. Pegazzano. 1986. Acariens. pp. 303–336. In: Arambourg, Y. (Ed.). *Entomologie Oleicole Traité*. Conseil Oleicole Internationale, Madrid, Spain.

Dagatti, C.; Mazzanti, M.; Herrera, M.; Miano J. & V. Becerra. 2010. Population fluctuations of two eriophyoid mites (Acari: Eriophyidae) on *Olea europaea* in Coquimbito (Maipú, Mendoza, Argentina) *Rev. FCA UNCuyo*. Tomo 42, (1) 201–206.

Fernández, N.A.; Alberti, G. & G. Kümmel. 1991. Spermatophores and spermatozoa of some Oribatid mites (Acari: Oribatida). Part I. Fine structure and histochemistry. *Acarologia* 32, 261–286.

Fernández, N. & R. Cleva. 2010. Une nouvelle espece de *Scapheremaeus* (Arachnida, Acari; Oribatida, Cymbaeremaeidae) de Madagascar. *Scapheremaeus paulianin*. sp. *Zoosystema* 32:101–115.

Fernández, N.; Cleva, R. & P. Theron. 2010. *Idiozetes malgache*, a new species of

Idiozetidae (Acari: Oribatida) from Madagascar. *International Journal of Acarology* 36:437–451. 10.1080/01647954.2010.485132.

Fenández N., Cleva R. & P. Theron. 2011a. *Rogerzetes lacouturieri* n.gen. n. sp. (Acari: Etemaeozatidae) from Madagascar. *International Journal of Acarology* 37: 61-70.

Grandjean, F. 1949. Observation et conservation des très petits Arthropodes. *Bulletin Muséum Histoire Naturelles, Paris*, 21 (2), 363–370.

Hatzinikolis, E.N. 1971. A contribution to the study of *Aceria oleae* (Nalepa, 1900). (Acarina: Eriophyidae). *Proceedings of the 3rd International Congress of Acarology, Prague*. 221- 224 pp.

Hatzinikolis, E.N. 1976. Mites on olives. *FAO PL.Prot.Bull*, 19 (2), 43.

Hatzinikolis, E.N. 1986. Contribution to the description, record and onomatology of *Aceria oleae* (Nalepa, 1900) (Acari: Eriophyidae). *Entomologia Hellenica*, 4, 49–54.

Hatzinikolis, E.N. 1989. Description of *Aceria cretica* new species from olive trees in Greece (Acari: Eriophyidae). *Entomol Hell*, 7, 31–34.

International Olive Council. 2007. Production techniques in olive growing. 346 pp. disponible en: <http://www.internationaloliveoil.org> . Activo: Marzo 2014.

Jeppson, L.R.; Keifer, H.H. & E.W. Baker. 1975. Mites injurious to economic plants. University of California Press, Berkeley, 614 pp.

Krantz, G.W. & D.E. Walter. 2009. A manual of acarology. 3rd ed. Texas Tech University Press, Lubbock (TX), 807 pp.

Lindquist, E.E. 1996. External anatomy and systematic: External anatomy and notation of Structures. Their biology, natural enemies and control. Elsevier Science, Amsterdam, the Netherlands, pp. 3–11.

Meyer (Smith), M.K.P. 1981. Mite pests of crops in Southern Africa. *Repub. S. Afr. Dep.*

Agric. Tech. Serv., Sci. Bull, 397, 1–91.

Meyer (Smith), M.K.P. 1990. African Eriophyoidea: on some related genera: Neooxycenus Abou-Awad, Oxycenus Keifer, Neotegonotus Newkirk & Keifer, Tegonotus Nalepa and Tegolophus Keifer (Acari: Eriophyidae). *Phytophylactica*, 22 (4), 371–386.

Nalepa, A. 1900. Neue Gallmilben. *Anz. Akad. Wien*, 37, 154–156.

Nalepa, A. 1904. Beiträge zur systematic der Eriophyiden. *Denkschr. Akad. Wiss. Wien*, 77, 131–143.

Nalepa, A. 1923. Index nominum, Eriophyidarum generibus, speciebus e sub-especiebus imposita. *Marcellia*, 20, 25–26.

Nalepa, A. 1929. Neur katalog der bisher beschriebenen gallmilben, ihrer gallen und wirtspflanzen. *Marcellia*, 25, 67–183.

Naumann, M. 2006. Atlas del Gran Chaco Sudamericano. Sociedad Alemana de Cooperación Técnica (GTZ) ErreGé & Asoc. Buenos Aires, 92 pp.

Prado, E.; Larraín, P.; Vargas, H. & D. Bobadilla. 2003. Plagas del olivo, sus enemigos naturales y manejo. Editorial La Platina, Chile, 75 pp.

Spooner, H.R.; Tesoriero, L. & B. Hall. 2007. Field guide to olive pests, diseases and Disorders in Australia. Rural industries Research and Development Corporation, 68 pp.

Tzanakakis, M.E. 2006. Insects and mites feeding on olive: Distribution, importance, habits, seasonal development and dormancy. Brill Academic Publishers, Leiden and Boston, 198 pp.

Zaher, M.A. & B.A. Abou-Awad. 1979. Three new species of the genera Eriophyes and Phytoptus in Egypt. (Eriophyoidea: Eriophyidae). *Acarologia*, 20 (4), 556–562.

<https://upload.wikimedia.org/wikipedia/commons/7/7d/GranChacoApproximate.jpg>

CAPÍTULO 5

Aceria oleae (Nalepa 1900) Ciclo Biológico

1. Introducción

Ante la presencia de una serie de variaciones morfológicas (ver Capítulo 4 **Discusión**) en los ejemplares de *A. oleae* encontrados en Aimogasta, La Rioja, Argentina (como así también en otras zonas de La Rioja y Catamarca) consideramos necesario realizar su ciclo biológico y compararlo con los datos preexistentes.

Podemos citar dos estudios previos realizados sobre el ciclo de *A. olea*; el primero de ellos fue Hatzinikolis en 1971, en Grecia y el segundo fue realizado por Aboud-Awad *et al.*, en 2005, en El Cairo, Egipto.

Ambos estudios fueron realizados en laboratorio y bajo condiciones controladas. Inicialmente intentamos aplicar las técnicas utilizadas por Hatzinikolis en 1971. Este había utilizado la técnica utilizada por Rice y Strong (1962) y Davis (1964). El método utilizado por Rice y Strong (1962), consistió en microceldas: se hicieron mediante la perforación de agujeros 10 mm y de 3,5 mm en placas de acrílico. Cada placa fue de 5 cm de ancho, 7,5 cm de largo, y contenía 10 microceldas. La unidad de cría se preparó colocando una hoja de tomate verde sobre una gruesa capa de 1,25 cm de papel secante mojado, que fue apoyada por debajo por una placa de acrílico entera. La placa de acrílico

superior que contiene las microceldas se colocó en la hoja y la unidad entera por debajo de la hoja y el papel, se mantiene unidos con bandas elásticas (Fig. 26 A). La humedad relativa se mantuvo constantes por medio de soluciones saturado de sal como se ha descrito por O'Brien (1948).

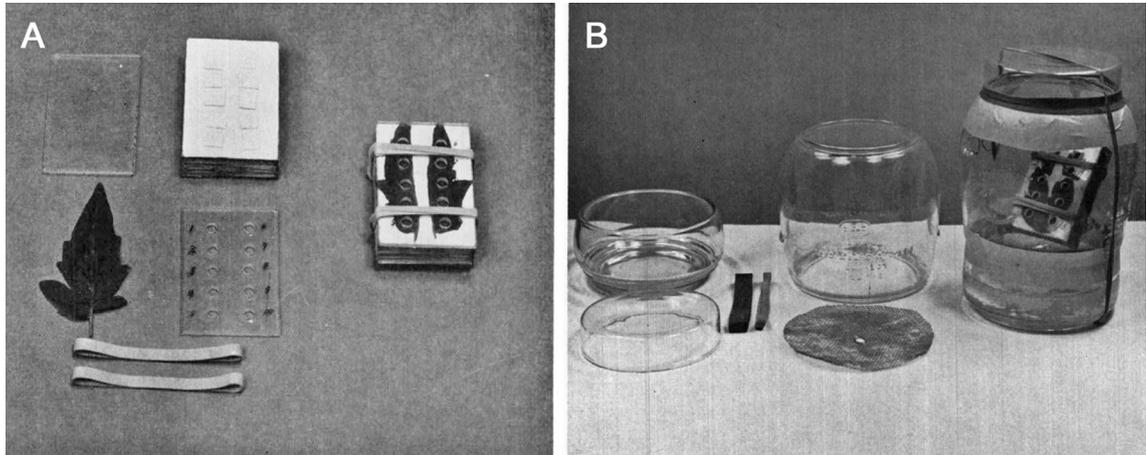


Figura 26. Microcelda de cría. *Sensu* Rice y Strong (1962). A. Microceldas en acrílicos. B. Cámara húmeda.

Las cámaras de humedad fueron hechas uniendo un tazón con una chimenea de lámpara. La solución de sal se colocó en el tazón y una pantalla de alambre dentro de la chimenea para apoyar la unidad de microcélula. La cámara fue hermética, mediante la colocación de una tapa de placa de petri en la parte superior de la chimenea y sellado con cinta adhesiva. Se colocó una banda de goma verticalmente alrededor de la cámara para sujetar la tapa hacia abajo (Fig. 26 B). La cámara de humedad con las unidades celulares se colocó en incubadoras para mantener la temperatura deseada. Luego este método fue utilizado también el de Aboud-Awad *et al.*, en 2004, que consistió en colocar una ramita de olivo en un medio enriquecido de nutrientes y hormona enraizante, con la intención de que esta ramita desarrolle raíces (Fig. 27 A y B). De la rama solo se dejó una sola hoja, donde fueron depositados los eriófidos para seguir el ciclo. Pero sin resultados satisfactorios.

Las microceldas de cría tuvo el inconveniente de que los eriófidos se dispersaban por el espacio entre la placa de acrílico y la hoja del olivo. Además, la hoja terminada deshidratándose a los 6 días. En el esqueje enraizado, los eriófidos sembrados en una sola hoja, se

dispersaban, terminaban perdiéndose. En Ambos casos, persistió el inconveniente de la presencia de los tricomas.

Luego se probó con métodos usados para otras especies de Eryophidae sin obtener resultados positivos como el utilizado por Acuña-Soto *et al.*, 2012, donde se colocó hojas nuevas en placas de petri, en contacto con algodón húmedo para evitar la deshidratación y asimismo crear un ambiente adecuado (Fig. 28 A, B y C).

Finalmente, el método que se tomó de referencia fue una célula de Munger modificado sacado de Druciarek *et al.*, 2014, que a su vez fue adaptado para llegar al objetivo perseguido.



Figura 27. Esqueje enraizado. A. Esqueje enraizado en vaso de tierra. B. Esqueje en cámara húmeda. (Imagen A y B: Sergio Leiva).

2. Materiales y métodos

Las condiciones de trabajo fueron, controladas en laboratorio a:

25 ± 2 °c, 70% HR y 14 hs de luz (3800 lux), Estas condiciones fueron establecidas teniendo en cuenta las condiciones utilizadas por otros autores que realizaron el ciclo de la misma especie (Hatzinikolis, 1971; Abou-Awad *et al.*, 2005).

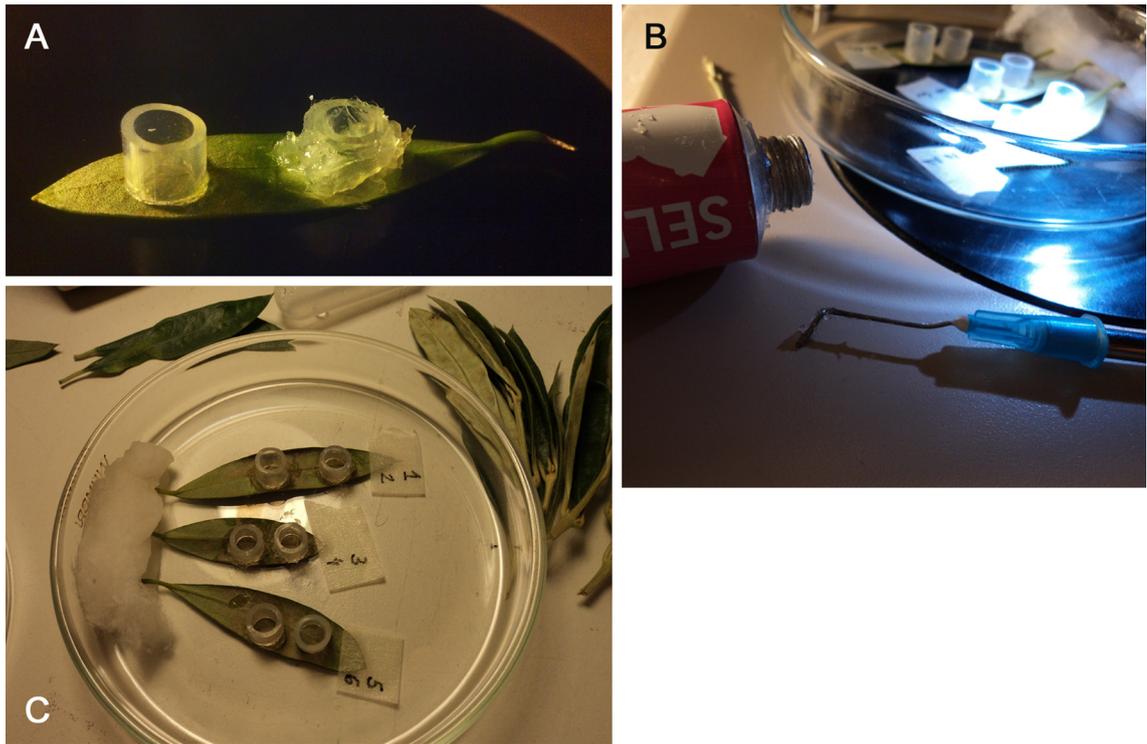


Figura 28. Hojas de olivo en placas de petri y algodón húmedo. A, B. Detalle de adaptación de las celdas de cría. C. Celda de cría instaladas.(Imagen A-C: Sergio Leiva).

2.1 Cámara de cría.

Para crear las condiciones antes mencionadas se construyó una “cámara de cría” de caño metálico estructural de 30 x 30 mm, de 2 m de largo por 1 m de ancho y de altura regulable. Para formar la mesa y el agarre de los elementos lumínicos, se utilizó malla de 2 x 2 cm. En dicha cámara, se puede controlar la intensidad y duración lumínica (Fig. 29). La misma consta de un *timer* digital programable, el cual comanda la hs de luz diaria (Fig. 29 E). Los lux se obtuvieron con la instalación de tubos fluorescentes y lámparas de

bajo consumos (Fig. 29 D y G). La temperatura se reguló con un aire acondicionado *split* marca Surrey frío/calor de 3000 frigorías (Fig. 29 E y F). La temperatura y la humedad se registró con un *data logger* marca Onset con sonda exterior (Fig. 29 F).



Figura 29. Cámara de cría Laboratorio de la AER Aimogasta. A, B, C, E. Armado e instalación eléctrica de la cámara de cría. D. Luxómetro. F. Data logger. G. Cámara en funcionamiento. (Imagen A-G: Sergio Leiva).

Para la obtención del material de estudio, se usaron hojas infestadas, las cuales fueron extraídas de plantas adultas de Olivo (*Olea europaea*), cv. Arauco, las cuales presentaban síntomas visibles de infección. Una vez en el laboratorio se procedió a remover los tricomas con agujas y bisturí (Fig.7 D y C), bajo microscopio estereoscópico (Fig.6 B y D). Es en esta zona donde las hembras adultas depositan los huevos. Una vez encontrados los mismos fueron tomados con la micropipeta que posee el pelo en la punta (Fig.7 F). Seguidamente, fueron colocados en un dispositivo constituido por una Placa de Petri que poseía una cámara de agua en el interior en la cual se adaptaron 5 celda de incubación (Fig. 30 A y B) de 5 mm de diámetro y 5 mm de alto. Estas, fueron adheridas a la placa de Petri por medio de pegamento de silicona. Las misma, permiten visualizar perfectamente los huevos y al mismo tiempo permiten retener las larvas de eriófidos en el momento de la eclosión.

Inmediatamente nacidas las larvas fueron sacadas de las celdas, con micropipeta que posee el pelo en la punta. Luego las larvas fueron llevadas a la **celda de cría definitiva** la que permitirá seguir el ciclo hasta adulto.



Figura 30. Materiales de Laboratorio. Placa de petri adaptada con cámara húmeda y celdas de incubación. (Imagen A y B: Sergio Leiva).

2.2 Celda de cría definitiva

Se utilizó una celda de 8 mm de diámetro basado en la célula de Munger modificado

célula de Druciarek *et al.*, 2014. El sistema montado para tales fines fue el siguiente: una placa ciega (sin ningún tipo de orificio) de 5 cm de largo x 2 cm de ancho (Fig. 30 E y F) y 3 mm de espesor, la cual fue colocada en la parte del haz de la hoja; otra placa de acrílico de las mismas medidas, pero con un orificio de 8 mm de diámetro fue colocada en la parte del envés de la hoja. La hoja quedó, de esta forma, entre las dos placas de acrílico lo que permitió al mismo tiempo manejar la hoja fácilmente bajo el estereomicroscopio (Fig. 31 C) y tener una cámara para criar los ácaros. En principio se armó 10 celdas de cría, donde se colocaron 10 eriófidos en cada una de las celdas, con el objetivo de obtener huevo. Los huevos fueron llevados a las placas de petri como para determinar el tiempo de incubación. Una vez emergida la larva fueron a las celdas de cría.

Se colocaron 5 celdas de cría (unidad experimental) por planta y tuvo 6 repeticiones (30 celdas en total). En cada celda de cría se colocó una larva que se obtuvo de la eclosión de los huevos en las placas de petri.

Llegar a obtener los resultados deseados, no fue tarea fácil y debimos resolver una serie de problemas. Una importante cantidad de tiempo nos llevó llegar a comprender los mismos y numerosos ensayos fueron necesarios para resolverlos:

- **Las hojas:** Se llegó así a comprender la necesidad de que las hojas debían tener una serie de condiciones: 1) Debíamos tener la seguridad de que estábamos trabajando con la larva que nosotros habíamos puesto y no con indeseadas contaminaciones provenientes de Eryophyidae que se pudieran encontrar parasitando las hojas. Para ello trabajamos con hojas de plantines de *Olea europaea*, cv. Arauco de 2 años que tenían una altura de 1, 5 m aproximadamente (Fig. 29 G; 31 C). Allí se seleccionaron hojas que no estuvieran infectadas (lo cual era relativamente fácil en ese tipo de plantines); además por las condiciones en las cuales fueron cultivados, era muy difícil encontrar hojas parasitadas. 2) Era necesario poder quitar los tricomas del envés de la hoja, para facilitar la observación; además debíamos asegurar que las hojas no fueran dañadas en el proceso de eliminación de los tricomas; la solución más práctica y efectiva fue el uso de una cinta

adhesiva ancha, la cual los eliminaba perfectamente y no producía lesiones (Fig. 31 A). *Aceria oleae* en olivo cv Arauco se ubican en las yemas y en las en el envés de la hoja. Más precisamente debajo de los tricomas, a la superficie salen muy eventualmente (Fig. 32 y 33), lo cual dificulta mucho la observación y el seguimiento.

- **Placa de acrílico:** El acrílico que estaba con el orificio donde se depositaban las larvas, se instalaba sobre el envés de la hoja y la nervadura nos producía una elevación (entre la hoja y la placa de acrílico) por la cual se escapaban los ácaros; este problema se solucionó con la instalación entre la placa de acrílico con agujero y la hoja, de una masa hecha de harina de trigo con agua (Fig. 31 E y F) la cual impedía la fuga.

2.3 Observación

Las celdas de crías fueron observadas 6 veces al día (aproximadamente cada 3 hs), para registrar los eventos biológicos y comportamentales de la especie. Los diferentes aspectos, fueron registrados digitalmente (fotografía y/o filmación).

En forma sistemática se tomaban algunos ejemplares para realizar preparaciones microscópicas, para poder monitorear, si nuestras observaciones eran correctas.

Es necesario destacar que estos ácaros son muy pequeños y las diferencias entre los diferentes estadios son escasas. Si bien la práctica y la importante cantidad de tiempo de observación, nos dio una adecuada experiencia para reconocer los diferentes estadios como así también los sexos, poder continuamente corroborar si las observaciones son correctas nos brinda seguridad.

Un aspecto que nos obligó a ser muy minuciosos fue, la necesidad de establecer en cada caso el sexo y recién allí poder incluir los datos obtenidos en machos o hembras.



Figura 31. Celdas de cría en hojas de *Olea europaea* (L). A. Extracción de tricomas de la hoja. B, C. Estereomicroscopio acondicionado con celda de cría. D. Cámara húmeda donde se alojan las cámaras de crías. E, F. Confección de cámara de Cría. (Imagen A-F: Sergio Leiva).

3. Resultados

3.1 La hembra

El ciclo completo (huevo-adulto) fue de $11,4 \pm 0,4$ días. El período de incubación del huevo fue de $4,8 \pm 0,5$ días. El estasio larva tuvo una duración de $3,8 \pm 0,46$ días. El estasio ninfa tuvo una duración de $2,8 \pm 0,29$. La longevidad fue de $26,1 \pm 0,38$ días.

Cuadro 3. Duración media en días de los estasis del ciclo de vida de *Aceria oleae*. Sobre 30 ejemplares.

Estasios	Sexo	25° ± 1,5 c / 80% ± 2 hr	
		media	D. S.
Huevo	hembra	4,80	0,50
	macho	3,90	0,24
Larva	hembra	3,80	0,46
	macho	2,90	0,50
Ninfa	hembra	2,80	0,29
	macho	3,80	0,38
Todos los estasis	hembra	11,40	0,40
	macho	10,60	0,80
Pre- oviposición	hembra	2,50	0,35
Oviposición	hembra	11,00	0,43
Post- oviposición	hembra	1,20	0,24
Total	hembra	26,10	0,38
	macho	23,40	0,48

Cuadro 4. Comparación de duración de ciclos de *Aceria oleae* de diferentes autores.

Estasios	Hatzinikolis (1971)	Abou-Awad et. al. (2004)	Este trabajo (2015)
Huevo	2,5	4,2	4,8
Larva	3,6	2,66	3,8
Ninfa	5,4	2,5	3,8
Huevo- Adulto	13,9	9,36	11,4

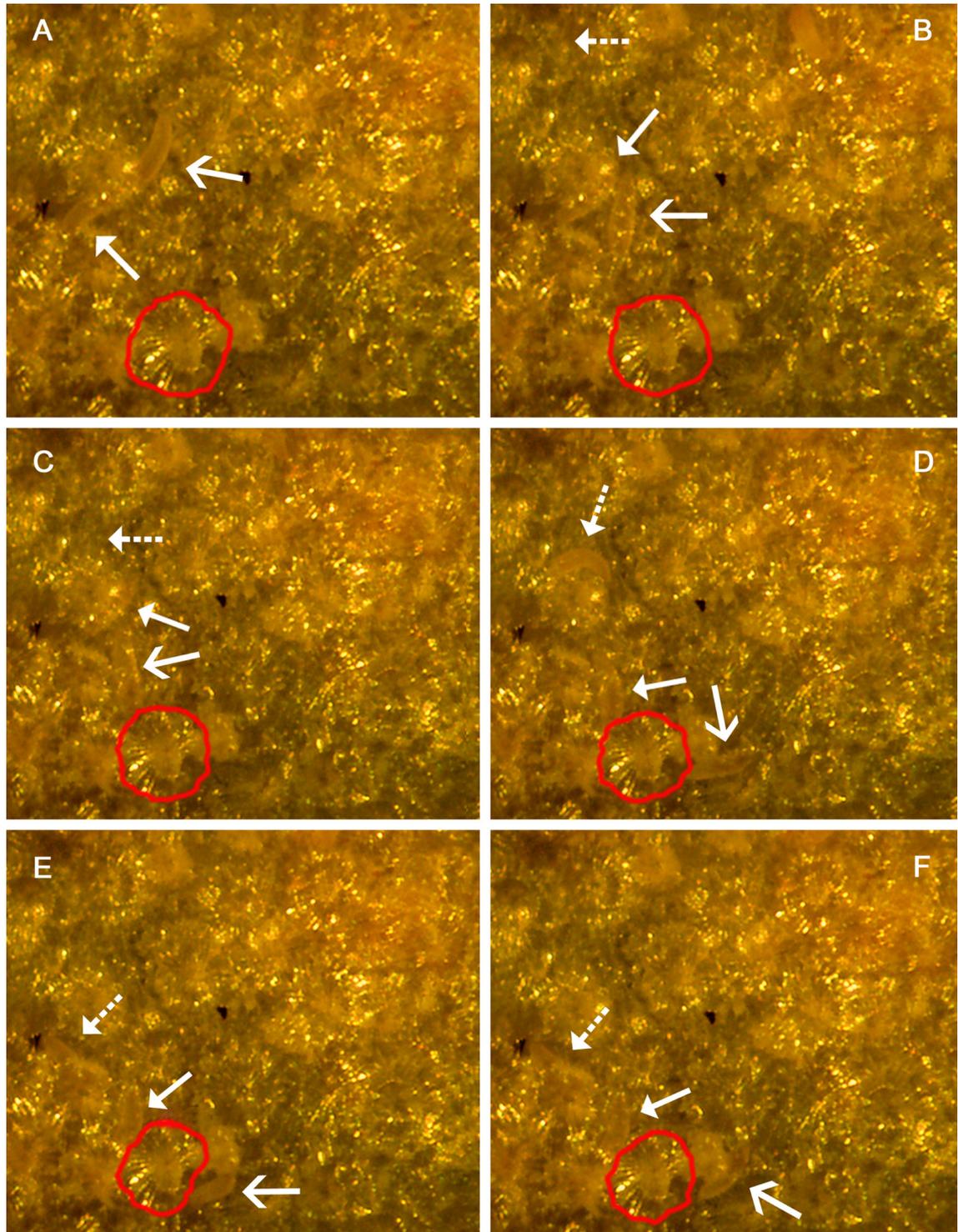


Figura 32. Movimiento de *Aceria oleae* en el envés de la hoja de *Olea europaea* L. cv Arauco. A-F. Imágenes secuenciadas, se observa el movimiento de *Aceria oleae* en el envés de la hoja debajo de los tricomas, tomado con cámara cada 3 segundo. Individuo 1 señalado por \leftarrow ; individuo 2 señalado por \leftarrow ; Individuo 3 señalado por \leftarrow ; Tricoma de referencia marcado con rojo. (Imagen A-F: Sergio Leiva).

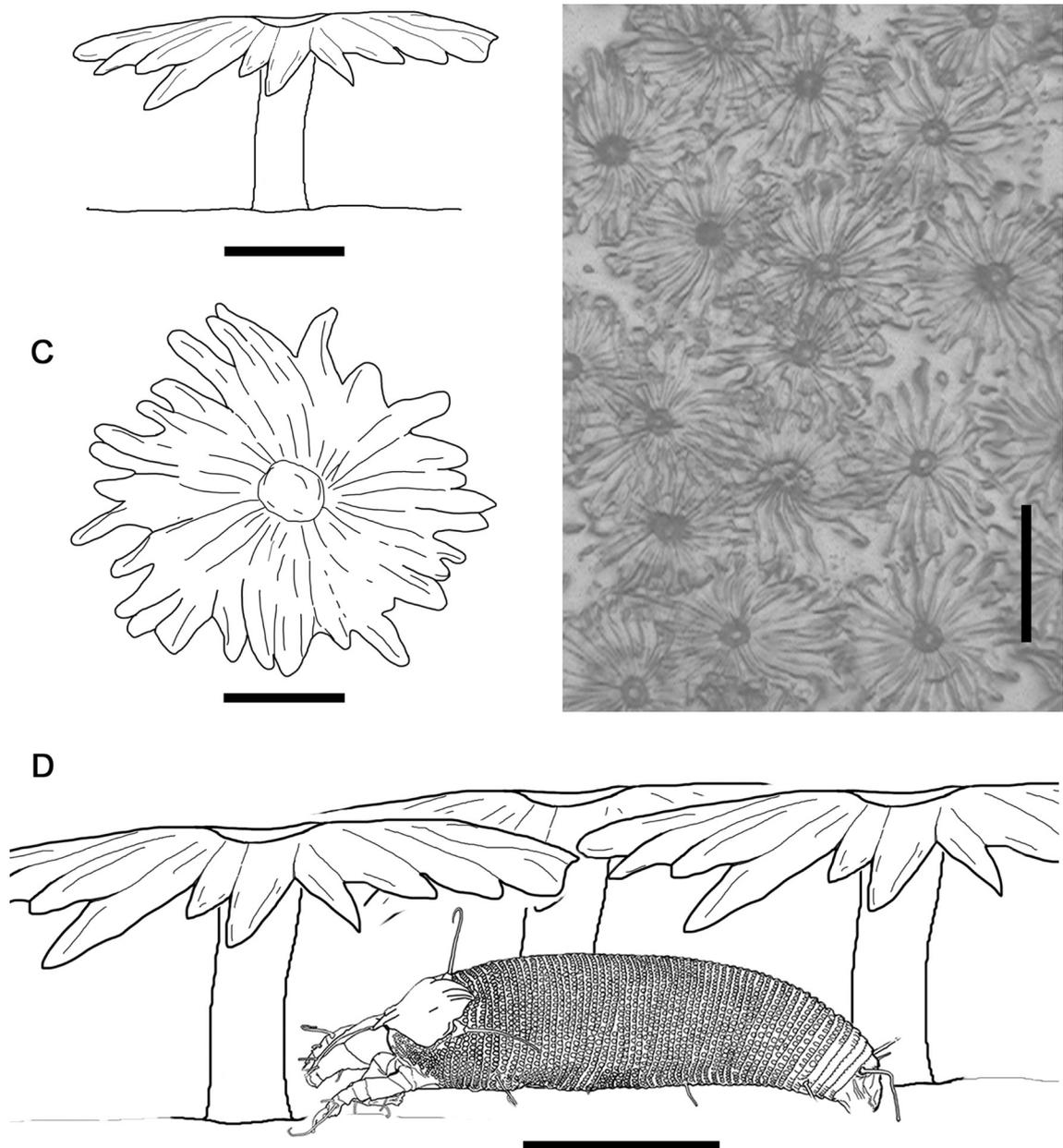


Figura 33. Esquema a escala del hábitat de los eriófidos en las hojas de *Olea europaea* (L) cv Arauco. A, C. Tricoma del envés de la hoja, también llamadas “escamas peltadas” (Barranco *et al.*, 2008), vista lateral y superior. B. Vista superior de los tricomas, microscopio óptico. D. Representación del hábitat de *A. oleae*. Escala: A, C, D= 50 μm . B= 150 μm . (Imagen A-D: Sergio Leiva).

3.2 El macho

El ciclo completo (huevo-adulto) fue de $10,6 \pm 0,8$ días. El periodo de incubación del huevo fue $3,9 \pm 0,24$ días. El estasio larva tuvo una duración de $2,9 \pm 0,5$. El estasio ninfa

tuvo una duración de $3,8 \pm 0,38$. La longevidad fue de $23,4 \pm 0,48$.

3.3 Potencial reproductivo

Las hembras, pueden ovipositar entre 7 a 18 huevos en un periodo de 11 días.

4. Discusión

En *Olea europaea* cv Arauco, *Aceria oleae*, deposita los huevos debajo de los tricomas lo cual les brinda protección a los factores climáticos. Los huevos son traslucidos o de color blanquecino y presentan forma ovoide; en muchas ocasiones se observan muy brillantes. Dan la idea de estar adherido a los tricomas por algún tipo de cemento, debido a que, en el momento de removerlos, ofrecen una cierta resistencia.

El embrión en el interior del huevo, tiene forma de “U” (Fig. 23 A); se desarrolla doblado al medio; de allí que cuando eclosiona la larva es más larga que el huevo que lo contenía (Fig. 23 D; 32 A, B, C, D y E).

En el momento de la eclosión, se libera una larva la cual tiene mucho movimiento. Esta tiene un aspecto muy similar al adulto; solamente que es más pequeña, presenta el soma de color blanquecino y las setas caudales son bien visibles, esto se puede observar con el microscopio estereoscópico. Con el uso del microscopio óptico se puede ver el menor número de anillos y la ausencia de placa genital (Fig. 24).

Un aspecto muy interesante es el hecho que las larvas inmediatamente trasladadas a las *celdas de cría definitiva*, se instalan en un lugar y se quedan quietas; en este aspecto nosotros interpretamos que se están alimentando, ya que curvan el cuerpo, lo cual coincide con la posición necesaria para introducir las piezas bucales en el tejido vegetal; esta posición, es coincidente con lo indicado para otros ácaros en el momento de la alimentación. El tiempo que permaneció la larva en esa posición fue de unas 20 hs aproximadamente. Luego de eso, se observa que se coloca en una posición vertical, adherida al sustrato por medio del lóbulo anal y las setas caudales, lo que coincide con varios autores en otras

especies de eriófidos (Acuña-Soto *et al.*, 2012); Este último aspecto se lo conoce como

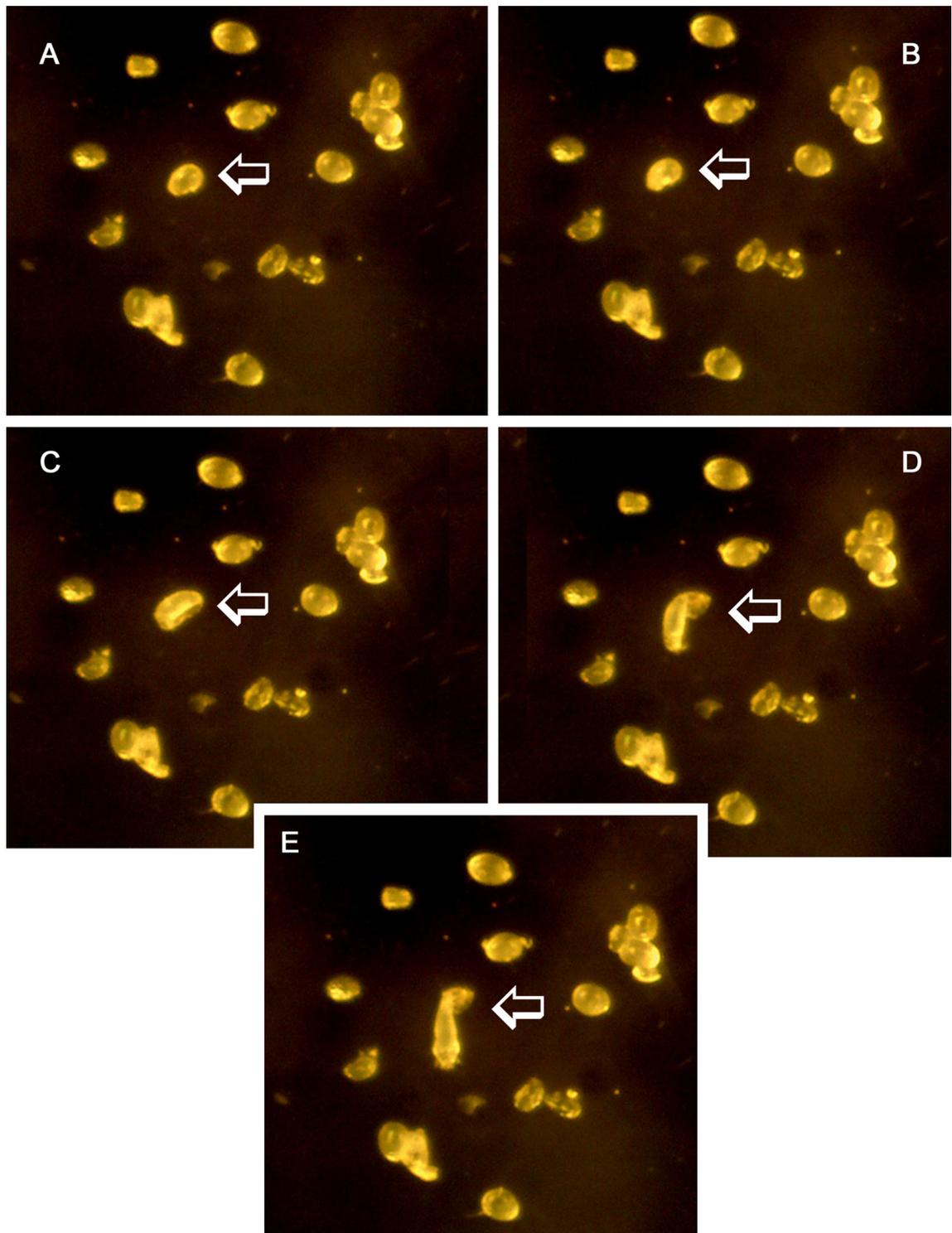


Figura 34. Eclosión de huevos de *Aceria oleae* (Nalepa 1900). Observación en Estereomicroscopio. A. Huevo deformado a punto de eclosionar. B. Ruptura del huevo. C. Nacimiento de la larva. D, E. Larva en movimiento. (Imagen A-E: Sergio Leiva).

periodo de quiescencia de los eriófidos. Se designa como ninfocrisálida a la fase quiescente entre la larva y la ninfa, e imagocrisálida a la fase correspondiente entre la ninfa y el adulto (Lindquist, 1996).

También hemos observado, las existencias de mudas, las cuales van acompañadas de un aumento del tamaño del soma y de las setas o sea estas mudas no están vinculadas a un cambio de estasio sino simplemente a un cambio de tamaño y no hay cambio de caracteres morfológicos, son diferentes estados del mismo estasio. Las mudas, se ven muy bien en las fotos tomadas con MEB (Fig. 35 A y B).

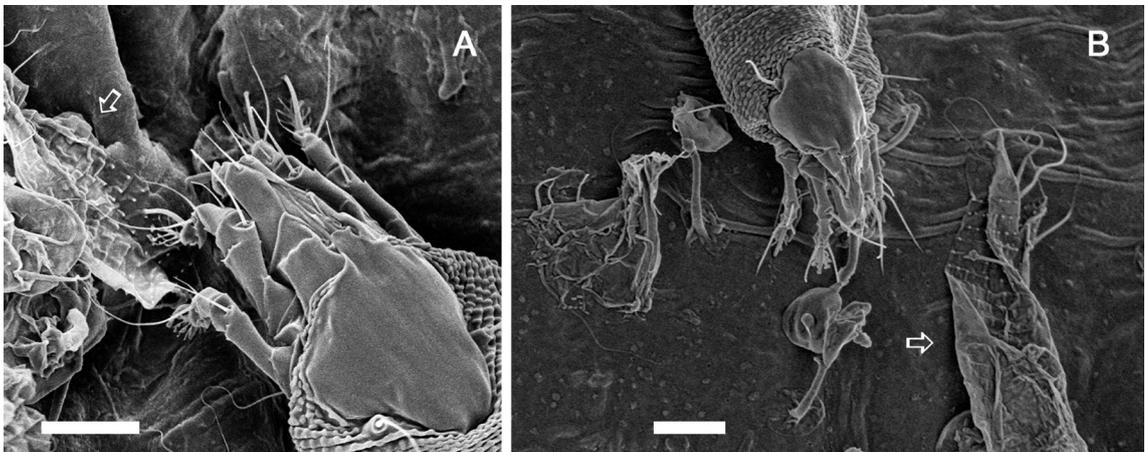


Figura 35. Muda de *Aceria oleae* (Nalepa 1900). Observación en MEB. A, B. Detalle de las mudas indicadas por la ↵. Escala: A y B= 10 μ m. (Imagen A-B: Sergio Leiva).

En el estasio adulto, es posible diferenciar perfectamente los machos y hembras con microscopio óptico y con un adecuado entrenamiento se llega a diferenciar los mismos en microscopio estereoscópico.

Los estudios realizados y el gran tiempo de observación diaria, nos permitió ver algunos aspectos interesantes del comportamiento; algunos de los cuales habíamos podido leer en la bibliografía, como ser el hecho que durante la oviposición las hembras arquean su cuerpo en forma reiterada.

Otro aspecto muy interesante el cual pudimos inclusive fotografiar es el siguiente: en el curso de los diferentes ensayos existieron momentos, en los cuales, las hojas en

estudio sufrieron una deshidratación severa; en esos momentos pudimos observar que los eriófidos comienzan a movilizarse en todos los sentidos. Asimismo, apreciamos que la gran mayoría se dirigen hacia los bordes de las hojas y comienzan a ponerse en forma vertical (Fig. 36). Sus patas están orientadas hacia arriba, y utilizan el ano como una sopapa y las setas del mismo, ayudarían a mantenerlos en posición vertical. En estos momentos las patas se encuentran en continuo movimiento.

Este comportamiento está relacionado (en función de lo leído en la bibliografía) con el hecho que los Eriophyidae son transportados a grandes distancias por el viento y ante la aparición de condiciones de vida desfavorables buscan cambiar de planta.

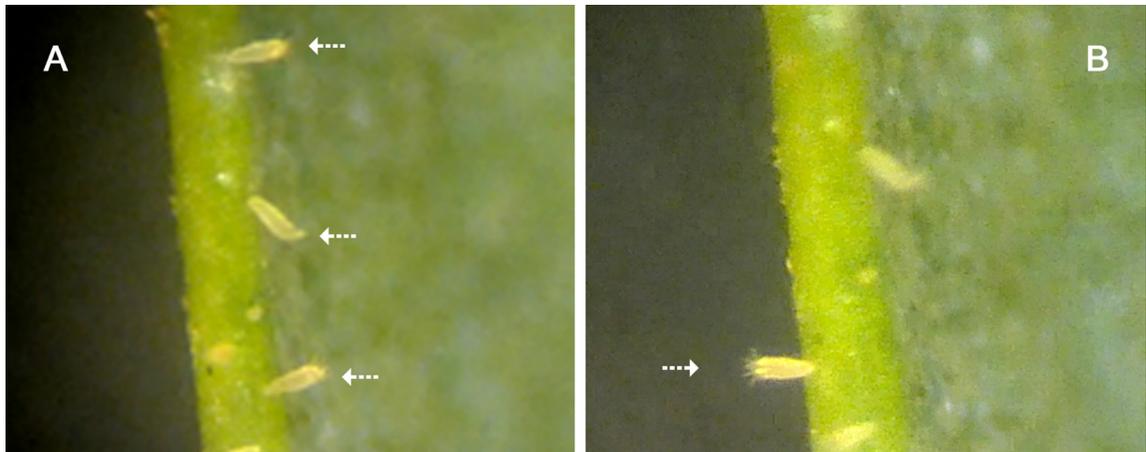


Figura 36. Adultos de *Aceria oleae* (Nalepa1900). Observación en estereomicroscopio. A, B. Vista lateral de adultos que esperan ser arrastrados por el viento (←--- señala los eriófidos en posición vertical). (Imagen A-B: Sergio Leiva).

5. Referencias

Abou-Awad, B.A; Metwally, A.M. & M.M. Al-Azzazy. 2005. Environmental management and biological aspects of two eriophyoid olive mites in Egypt: *Aceria oleae* and *Tegolophus hassani*. Z. Pflanzenkr. Pflanzenschutz 112:287–303.

Acuña-Soto, J.A.; Estrada-Venegas, E.G.; Equihua-Martinez, A. & J. Valdez-Carrasco. 2012. Ciclo biológico y observaciones del comportamiento de *Aceria tulipae* (Acari: Eriophyidae) bajo condiciones de laboratorio. Grupo Ibérico de Aracnología. Vol:

20. Pp: 129-141.

Barranco, D.; Fernández-Escobar, R. & L. Rallo. 2008. Cultivo del Olivo. Madrid, España. Ediciones Mundi-Prensa, 6ª ed. 846 pag.

Davis, E.N. 1964. Autoecological studies of *Rhynacus breitlowi* (Acarina: Eriophyidae). Florida Entomol. 47: 113-121.

Druciarek, T.; Lewandowski, M. & M. Kozak. 2014. Demographic parameters of *Phyllocoptes adalius* (Acari: Eriophyoidea) and influence of insemination on female fecundity and longevity. Exp Appl Acarol. 63: 349-360.

Hatzinikolis, E.N. 1971. A contribution to the study of *Aceria oleae* (Nalepa, 1900). (Acarina: Eriophyidae). Proceedings of the 3rd Internacional Congress of Acarology, Prague. 221- 224 pp.

Lindquist, E.E. 1996. External anatomy and systematic: External anatomy and notation on structures. In: Lindquist, E.E., Sabelis, M.W., and J. Bruin (eds.). Eriophyoid mites-their biology, natural enemies and control. Elsevier Science Publ., Amsterdam. The Netherlands. P. 3- 32.

O'Brien, F.E.M. 1948. The control of humidity by saturated salt solutions. Jour. Sci. Instr. 25: 73-76.

Rice, R. & F.E. Strong. 1962. Bionomics of the tomato russet mite *Vasates lycopersici* (Masses). Ann. Entomol. Soc. Am. 55: 431-435.

CAPÍTULO 6

*Agistemus aimogastaensis*³

Sergio Leiva, Néstor Fernández, Pieter Theron, Christine Rollard, 2013

Un nuevo Depredador de *Aceria Oleae* (Nalepa 1900)

1. Introducción

Las especies de *Agistemus* son consideradas importantes depredadores de ácaros fitófagos, pequeños insectos y de sus huevos. Estudios recientes en cultivo de importancia agrícolas como manzana, pera, citrus, frutilla, coco, café, higuera, vid, leguminosas, yerba mate, plantas medicinales y ornamentales así como en productos almacenados de estas plantas

³ Este capítulo es el resultado de un trabajo publicado titulado: “*Agistemus aimogastaensis* sp. n. (Acari, Actinedida, Stigmaeidae), a recently discovered predator of eriophyid mites *Aceria oleae* and *Oxycenus maxwelli*, in olive orchards in Argentina.”

ZooKeys 312: 65–78 (2013) doi: 10.3897/zookeys.312.5520

Sergio Leiva, Nestor Fernández, Pieter Theron, Christine Rollard.

(Ehara, 1962; Gonzalez-Rodriguez, 1961; Momen, 2012; Liana & Juarez, 2012; Momen, 2011; Al-Atawi, 2011; Marchetti & Juarez, 2011; Saber & Rasmy, 2010; Thakur *et al.*, 2010; Roy *et al.*, 2006, 2008, 2009; Fadamiro *et al.*, 2009; Kawashima *et al.*, 2008; Jamieson *et al.*, 2008; Matioli *et al.*, 2007; Gotoh & Shida, 2007; Matioli & De Oliveira, 2007; De Gouvea *et al.*, 2007; El-Sawi & Momen, 2006; Mineiro *et al.*, 2006; De Vis *et al.*, 2006; Bostanian *et al.*, 2006; Putatunda, 2005; Yousuf & Chouhan, 2004; Arbabi & Singh, 2002; Abou-Awad *et al.*, 2000).

Los conocimientos sobre las especies del genero *Agistemus* como predadores de Ácaros eriófidos en los cultivos de olivos (Momen, 2012; Abou-Awad *et al.*, 2010) son muy escasos a nivel Mundial; este es el primer trabajo sobre este género en Olivos en Argentina.

El género *Agistemus* fue descrito por Summers (1960) basado en especies de *Caligonus terminalis* Quayle 1912. Grandjean (1944) publicó un trabajo sobre la familia *Stigmaeidae*, y estableció una serie de características respecto a las patas y palpo. Posteriormente se realizaron estudios sobre el grupo que dieron como resultado la actual definición de la familia (Gonzalez-Rodriguez, 1961, 1963, 1965; Summers & Ehara, 1965).

2. Materiales y Métodos

2.1 Microscopia Electrónica de Barrido (MEB)

Se utilizó la metodología explicada en el Capítulo 4.

2.2 Terminología Morfológica

Los términos morfológicos y abreviaciones utilizados son los creados por Grandjean (1944), Summers (1960) y Gonzalez-Rodriguez (1963), Kethley (1990). Nosotros agregamos el término: “pequeñas elevaciones redondas-convexas longitudinalmente

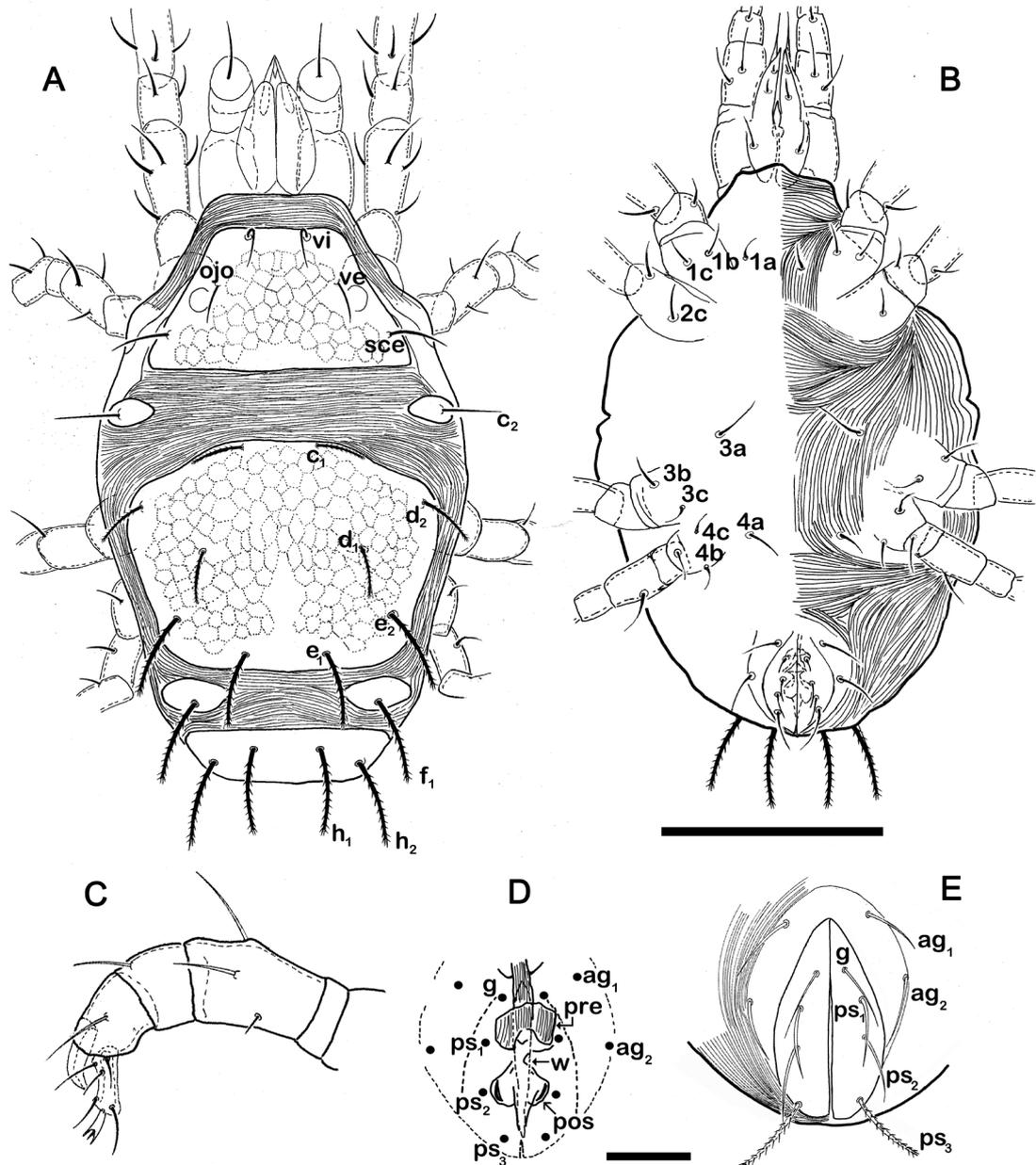


Figura 37. Hembra adulta *Agistemus aimogastensis* sp. n., Microscopio óptico. A. Vista dorsal, B. Vista ventral, C. Palpo, D. Cámara genital y componentes cuticulares; las placas ano-genitales se presentan con indicación de su relación con los órganos genitales. E. Placa ano-genital. Abreviaciones: ver material y métodos. Escalas: A, B= 100 μ m; C, D, E= 15 μ m. (Autor: Sergio Leiva, 2013).

alineadas” (*r.c.e.*), en referencia a las estructuras post-oculares en el soma.

2.3 Descripción de Nuevo Taxón

Agistemus aimogastaensis sp. n.

Etimología. El epíteto específico es dedicado a la ciudad de Aimogasta, La Rioja, Argentina, lugar donde fueron encontrados los especímenes.

Material examinado: *Holotipo* hembra y 2 *Paratipos* hembras, Aimogasta, Provincia de La Rioja, Argentina 11-NOV-2012 depositados en Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria (INTA), Aimogasta, La Rioja Argentina; 4 *Paratipos* hembras de igual fecha y localidad de recolección del Holotipo, depositados en el Museo Nacional de Historia Natural, Paris, Francia y 4 *Paratipos*, hembras de igual fecha y localidad de recolección del Holotipo, depositados en Museo de Historia Natural, Ginebra, Suiza. Todo el material está conservado en etanol al 70%. Los materiales tipos fueron recolectados sobre yemas, hojas, inflorescencias y frutos de *Olea europaea*, cv. Arauco.

2.4 Diagnósis (Hembra adulta).

Placa Propodosomal: Trapezoidal; ornamentada con un reticulado poliédrico poco acentuado; ojos claramente visibles, ovoide convexos, lisos; zona post-ocular triangular, con puntas redondeadas, presentando una serie de pequeñas elevaciones redondas-convexas que se encuentran alineadas longitudinalmente y unidas entre sí, por una estructura cuticular filamentosa con aspecto de “hebras de hilo”. *Placa Metapodosomal:* de forma poliédrica a hexagonal; ornamentación constituida por una acentuada malla poliédrica-reticulada. Placas Propodosomal y Metapodosomal separadas por un área amplia, con finas estrías tegumentarias transversales.

Las placas Humerales e Intercalares ubicadas marginalmente. Setas g , ps_1 , ps_2 de forma similar, finamente barbadas, punta aguzada; ps_3 con diminutas denticiones. Relación del largo: $g, ps_1, ps_2 > ps_3$ y con formas muy diferente tanto en el microscopio óptico como en el SEM. **Patas:** Genua II, III, IV fórmula setal 0-0-0; Pata IV carece de solenidio. Ambulacro con 2 uñas y un empodio con 3 pares de expansiones bicapitadas en forma de Y (llamadas en inglés *raylets*).

Esta especie se encuentra próxima a *Agistemus collyerae* Gonzalez-Rodriguez, 1963, teniendo en cuenta principalmente las setas de la pata IV.

Sin embargo, *Agistemus aimogastaensis* puede ser fácilmente diferenciada de esta última por la disposición y forma del Propodosoma, Metapodosoma, placa humeral y placas intercalares; así como por la longitud y disposición de las setas dorsales.

Las características dadas por Gonzalez-Rodriguez para *A. collyerae* en relación a las longitudes inusuales de la seta ag_2 (pg_2 *sensu* Gonzalez-Rodriguez, 1963) y la seta g (g_1 *sensu* Gonzalez-Rodriguez, 1963) y la longitud de las setas ag_1 , ps_1 , ps_2 y ps_3 (g , g_3 , g_4 , pg_1 , Fig. 37, *sensu* Gonzalez-Rodriguez, 1963). Esto último es muy diferente a lo encontrado en *A. aimogastaensis*, donde estas setas son iguales en tamaño y forma. Asimismo, la seta ps_3 (g_4 *sensu* Gonzalez-Rodriguez 1963) es completamente diferente a las otras setas, en forma y en tamaño.

Finalmente, otra característica importante es el cuerpo post-ocular (*pob*) y las microscultura existente alrededor de esta zona. El *pob* en *A. aimogastaensis* es triangular con extremos redondeado y la microscultura alrededor de esta zona es muy delicada con finas estrías tegumentales; en *A. collyerae* el *pob* es redondo y el microscultura circundante está formada por una red o retícula de pared delgada.

2.5 Descripción.

Medidas: SEM: 325 μm (312-351) x 160 μm (152-173) Luz microscopio: 336 μm (331-339) x 168 μm (166x174) (n=10).

Placa: Forma Ovoide (Fig. 37 A, B).

Color: Variable. Los especímenes observados en luz reflejada: presentan un color naranja-amarillento, algo brillante o son completamente blancos. Se estudiaron muestras de diferentes colores y todos fueron hembras.

Tegumento (Fig. 37 A, B; 38 A, D, E). Presenta una complicada microscultura, variando según la región del cuerpo. Placa Propodosomal (*P*), con un patrón reticulado poliédrico pequeño, que se extiende detrás de la inserción de la seta *vi* y paraxialmente a la inserción

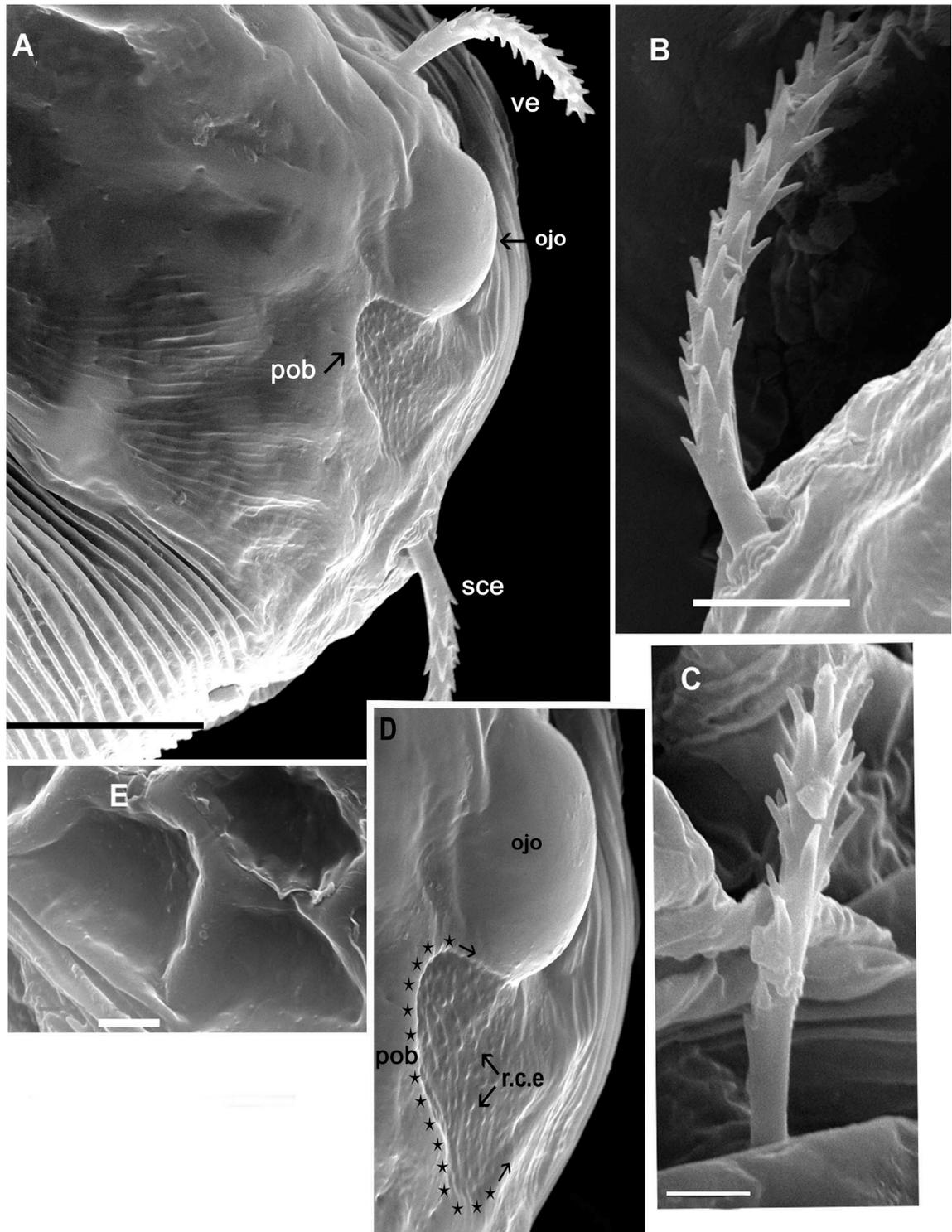


Figura 38. Hembra adulta *Agistemus aimogastaensis* sp. n. SEM. A. ojo, cuerpo post-ocular (*pob*) y Seta vertical externa (*ve*), vista lateral. B. Seta escapular externa (*sce*), vista lateral. C. Seta vertical interna (*vi*), vista lateral. D. Ojo, cuerpo post-ocular y elevaciones ligeramente redondeadas convexas (*r.c.e*), vista lateral (indicado por * y ←). E. Ornamentación, placa Metapodosomal. Abreviaciones ver en Materiales y métodos. Escala: A= 10 μ m; B, D, E= 5 μ m; C= 2 μ m. (Imagen A-E: Sergio Leiva).

de las setas *ve* y *sce* y paraxial a los ojos y al cuerpo post-ocular (*pob*). Cerca del ojo y del cuerpo post-ocular y antiaxialmente a las inserciones de las setas *ve* y *sce*, liso (Figs. 38 A, D). Existiendo también paraxialmente a los ojos y *pob*, tegumento muy finamente estriado.

Placa Metapodosomal (M) con patrón reticulado poliédrico, acentuado (Fig. 38 D). Placa Humeral (H), Placa Intercalar (I), y placa Suranal (SA), más o menos lisa (Fig. 37 A). Finas estrías cuticulares cubren la zona entre las placas Propodosomal, Metapodosomal, Humeral, Intercalar y Suranal (Fig. 37 A, 38 A). Finas estrías cuticulares cubren la zona ventral del idiosoma; la zona epimeral es lisa (Fig. 37 B). Las patas, presentan una superficie cuticular lisa.

Setación: todas las setas dorsales presentan denticulos de reducido tamaño y son apicalmente truncadas (Fig. 39 C, D). Largo: *vi* 12,60 μm (12,04-13,012); *ve* 13,78 μm (13,05-13,92); *sce* 18,80 μm (18,78-18,93); *c*₂ 20,70 μm (19,89-21,01); *c*₁ 19,5 μm (19,56-19,80); *d*₁ 16,45 μm (16,43-16,48); *e*₁ 18,1 μm (18,00-18,09); *d*₂ 19,33 μm (19,23-19,92); *e*₂ 17,80 μm (17,77-17,84); *f*₁ 17,85 μm (16,01-17,69); *h*₁ 14,20 μm (14,18-14,24); *h*₂ 17,20 μm (17,16-17,24).

Setación Ventral: epimérica lisas (*1a*, *1b*, *1c*, *2a*, *3a*, *3b*, *3c*, *4a*, *4b*, *4c*); *ag*₁, *ag*₂ y *g*, *ps*₁, *ps*₂, finamente barbadas (Fig. 39 E), punta aguzada; *ps*₃, con denticulos de reducido tamaño; apicalmente truncadas (Fig. 39 F).

Longitud: *ag*₁ 17,61 μm (17,58-17,66); *ag*₂ 17,70 μm (17,68-17,75); *g* 17,25 μm (17,17-17,29); *ps*₁ 17,40 μm (17,38-17,43); *ps*₂ 18,20 μm (18,18-18,24); *ps*₃ 17,05 μm (17,00-17,12).

En microscopio óptico la seta dorsal y genital *ps*₃ se observan más oscuras; las paragenitales y genitales (*g*, *ps*₁, *ps*₂) en cambio se ven transparentes.

Región Dorsal (Fig. 37 A). Placa Propodosomal (P) trapezoidal, con tres pares de setas: *vi* situado cerca del margen anterior de la placa; *ve* situado ligeramente anterior y paraxial

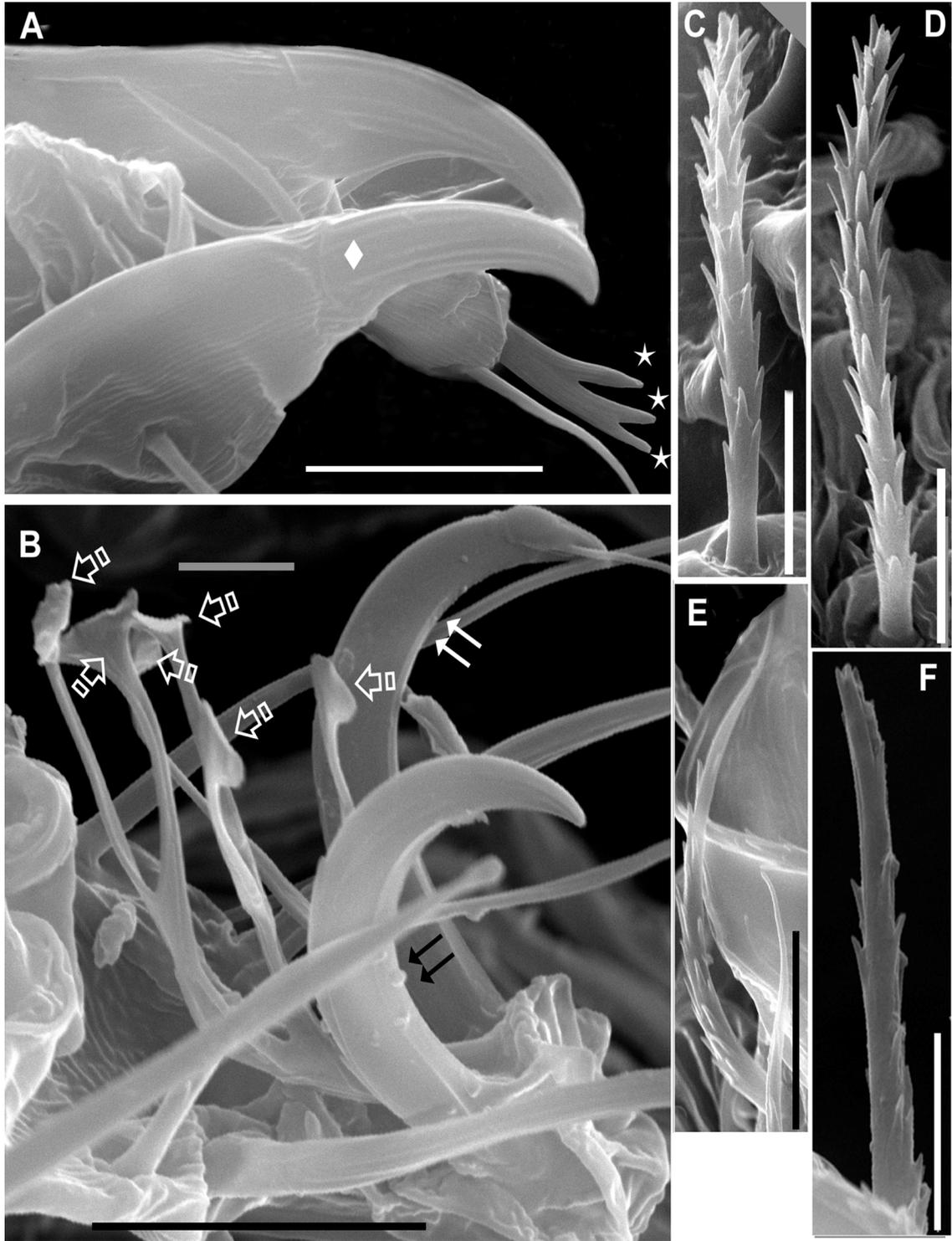


Figura 39. Hembra adulta *Agistemus aimogastaensis* sp. n., SEM. A. palpo, tibia y tarso, vista lateral. B. Ambulacrum pata I, vista lateral. C. Seta a dorsocentral. D. Seta dorsolateral *la*. E. Seta *ps2*. F. Seta *ps3*. Abreviaciones ver en Materiales y métodos. Escala: A, B, C, D, E, F= 5; * indica la asociación de los eupathidios *ul'* y *sul''*; indica la uña del palpo tibial; \diamond : indica uña, y \Leftarrow indica prolongaciones capitadas. (Imagen A-F: Sergio Leiva).

a los ojos y al cuerpo post-ocular (*pob*); *sce*, situada posterior y antiaxial a *pob*. Todas las setas están insertas en pequeñas protuberancias.

La observación de los ojos y el cuerpo post-ocular (*pob*) (no se muestra en la Fig. 37 A) es complejo, porque en los ácaros sin clarificar pueden ser ambos observados. Pero en los animales clarificados sólo el ojo es visible. La posición de la seta *ve* es complicada de ver con microscopio óptico. El MEB nos permite observar los ojos en la vista dorsal (Fig. 38 A, D) como una superficie lisa, y una forma ovoide; convexo en vista lateral; largo $9,55 \mu\text{m}$ (9,48-9,56); ancho $6,28 \mu\text{m}$ (6,26-6,29). El *pob* tiene una forma más o menos triangular con extremidades redondeadas (Fig. 38 A, D); $5,81 \mu\text{m}$ (5,79-5,83) de largo y $5,34 \mu\text{m}$ (5,32-5,37) de ancho; con una serie de elevaciones ligeramente redondeadas convexas (*r.c.e.*), alineadas longitudinalmente unidas entre ellas por estructuras cuticulares en forma de hebras de hilo.

En especímenes recién montados (observados en microscopio óptico), el *pob* presenta unas pequeñas manchas amarillo-rojo, desapareciendo estas rápidamente; posiblemente estas manchas sean el *r.c.e.* observado en el microscopio electrónico de barrido.

Las placas Propodosomal y Metapodosal están separadas por una relativamente amplia área de finas estrías cuticulares (Fig. 37 A, 38 A).

Placa Humeral situada antaxialmente a la placa Propodorsal y un poco antiaxial a la placa Metapodal; la inserción de la setae c_2 situada paraxial al nivel de la inserción de la seta d_2 (Fig.37 A).

Placa Metapodosomal (M) de forma hexagonal-polygonal.

Setas dorsocentrales: las inserciones c_1 y e_1 están situadas en el mismo nivel longitudinal; la inserción de la seta d_1 está situada antiaxialmente al nivel de la inserción a c_1 y e_1 .

Setas dorsolateral: d_2 inserción situada externamente y cerca del margen de la placa, posteriormente al nivel de inserción de c_1 pero anterior del nivel de la inserción de la seta d_1 ; la seta e_2 está situada ligeramente paraxial al nivel de inserción de la seta d_2 y

posterior y antiaxial al nivel de inserción de d_1 (Fig. 37 A).

Placa Intercalar (I) ovoide, situada cerca del margen del cuerpo (Fig. 37 A); Seta f_1 situada paraxialmente a nivel de inserción de e_2 y antiaxialmente al nivel de inserción de e_1 .

Región Ventral. Epímeros bien definidos (Fig. 37 B). Formula setal: 3-1-3-3. Anogenital región claramente visible; 2 pares de setas paragenitales: ag_1, ag_2 ; y 4 pares de setas: g , y 3 pares de setas anales ps_1, ps_2, ps_3 (ver Setación); las setas g, ps_1, ps_2 y ps_3 se diferencian en la forma.

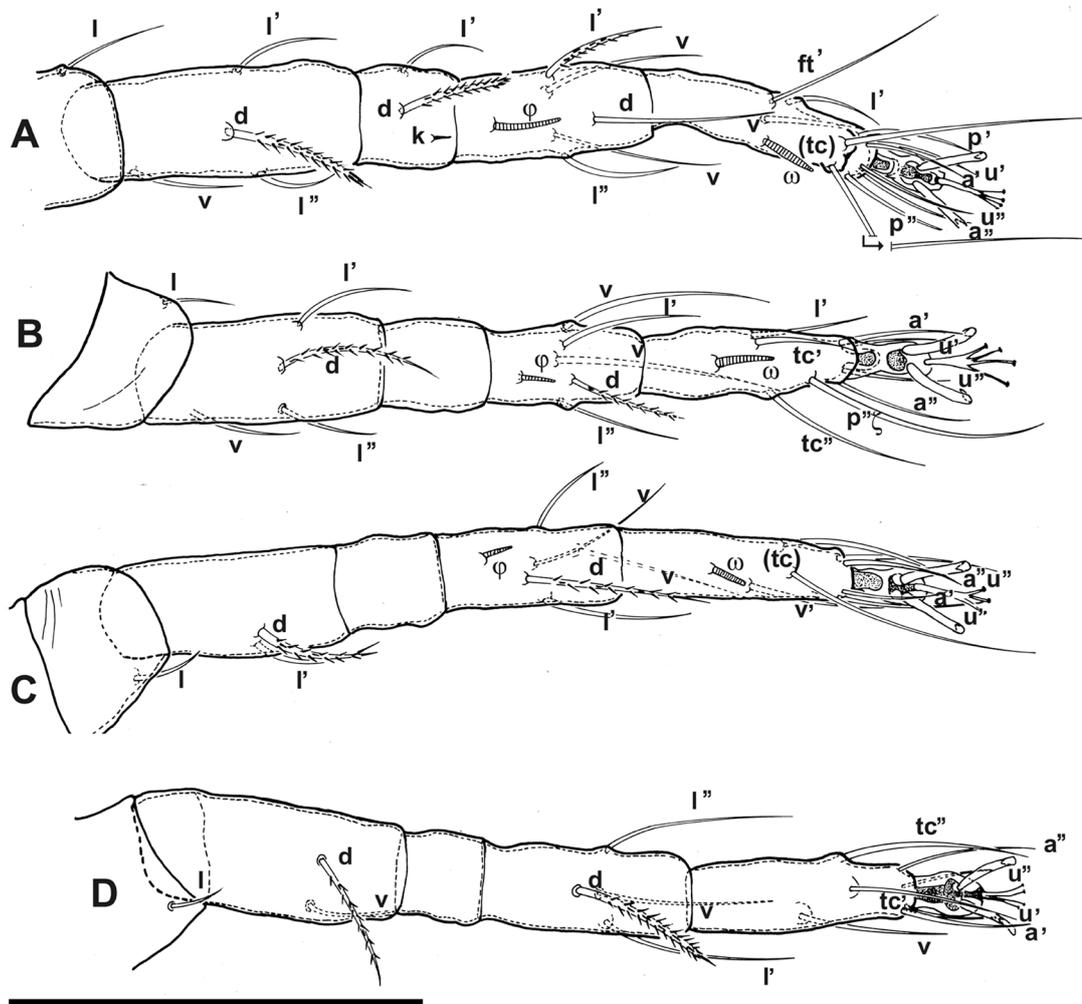


Figura 40. Hembra adulta *Agistemus aimogastaensis* sp. n. Patas. Todas las patas en vista dorsal. A, pata I; B, pata II; C, pata III, D, pata IV. Abreviaciones: ver materiales y métodos. Escala: A-D= 50 μ m. (Imagen A-D: Sergio Leiva).

Los componentes cuticulares de la cámara genital *preatrium* (*pre*), estructura en forma de platillo, con estrías longitudinales y *postatrium* (*pos*) bilobulado; entre *pre* y *pos* hay una contricción o “cintura” (*w*) (Fig. 37 D).

Patas (Fig. 40 A-D). Todas las patas con *ambulacrum*, compuesto por 2 uñas con pequeños dientes, (indicada por \equiv Fig.39 B) y un empodio con 3 pares de prolongaciones capitadas (parecido a las hojas del árbol *Ginkgo biloba*) (Fig. 3 B).

Formula setal (Solenidios con paréntesis) I (1-4-2 (1)-11(1)); seta *k* en genual I; II (1-4-0-5(1)-8(1)); III (1-2-0-5 (1)-7 (1)); IV (1-2-0-4-7).

Formula de las setas del palpo (3-1-2-8(1)) (Fig. 37 C); tarsos con 4 euphatidios y solenidio ω ; (*ul*) ζ , *sul* ζ unidos en una estructura trifida, (Figura 39 A, indicado con *) característica de los *Stigmaeidae* (Grandjean 1944). Uña tibial palpal presente (Fig. 39 A, indicado por \diamond).

Observaciones. El cuerpo post ocular, delimitado por manchas amarilla-rojizo, es claramente visible en los especímenes recién preparados, pero estas manchas se disipan haciéndose difícil observarlas; esta situación es similar a lo que ocurre *Hydrozetes lemnae* (Oribatida, Hydrozetidae) y luego con estudios ultraestructurales se comprobó que se trataba de ojos secundarios (Alberti & Fernández, 1988, 1990 a, b).

Nuestras observaciones sobre los componentes cuticulares de la cámara genital usando microscopía óptica deben ser considerado como provisorios, y hacemos hincapié en que su valor para los estudios taxonómicos tiene poca relevancia; pero son fundamentales para confirmar la edad adulta de los animales en estudio (como indica Summers & Ehara, 1965).

3. Referencias

Abou-Awad, B.A.; El-Sawaf, B.M. & A.S. Reda. 2000. Environmental management and biological aspects of the two eriophyoid fig mites *Aceria ficus* (Cotte) and *Rhyncaphytoptus*

ficifoliae Keifer in Egypt. Anzeiger für Schädlingkunde 73 (1): 5–12. doi: 10.1046/j.1439-0280.2000.00005.x

Abou-Awad, B.A.; Hassan, M.F. & A.H.M. Romeih. 2010. Biology of *Agistemus olivi*, a new predator of eriophyid mites infesting olive trees in Egypt. Archives of Phytopathology and Plant Protection 43 (8): 817–824. doi: 10.1080/03235400802246986.

Al-Atawi, F.J. 2011. Phytophagous and predaceous mites associated with vegetable crops from Riyadh, Saudi Arabia. Saudi Journal of Biological Sciences 18 (3): 239–246. doi: 10.1016/j.sjbs.2011.02.004.

Alberti, G. & N.A. Fernández. 1988. Fine structure of a secondarily developed eye in the freshwater moss-mite *Hydrozetes lemnae* (Coggi 1889) (Acari: Oribatida). Protoplasma 146: 106–117. doi: 10.1007/BF01405919.

Alberti, G. & N.A. Fernández. 1990a. Aspects concerning the structure and function of the lenticulus and clear spot of certain oribatids (Acari: Oribatida). Acarologia 31: 65–72.

Alberti, G. & N.A. Fernández. 1990b. Fine structure and function of the lenticulus and clear spot of Oribatids (Acari: Oribatida). In : Andre HM, Lions J-CI (Eds) L'ontogenese et le concept de stase chez les Arthropodes. Agar Publishers Wavere, Belgium 343–354.

Alberti, G.; Fernández, N. & G. Kummel. 1991. Spermatophores and spermatozoa of Oribatid mites (Acari: Oribatida). Part II. Functional and systematical considerations. Acarologia 32 (4): 435–449.

Alberti, G.; Norton, R.A.; Adis, J.L.; Fernández, N.A.; Franklin, E.; Kratzmann, M.; Moreno, I.A.; Ribeiro, E.F.; Weigmann, G. & S. Woas. 1997. Porose integumental organs of oribatid mites (Acari, Oribatida). 2. Fine structure. In: Alberti G, Norton RA (Eds) Porose integumental organs of oribatid mites (Acari, Oribatida). Zoologica 48 (146): 33–114.

Alberti, G.; Fernández, N. & Y. Coineau. 2007. Fine structure of spermiogenesis,

spermatozoa and spermatophore of *Saxidromus delamarei*, Coineau 1974 (Saxidromidae, Actinotrichida, Acari). *Arthropod Structure & Development* 36 (2): 221–231. doi: 10.1016/j.asd.2006.11.002

Arbabi, M. & J. Singh. 2002. Studies on *Agistemus industani* Gonzalez-Rodriguez (Acarina: Stigmaeidae), an efficient predator of *Tetranychus ludeni* Zacker on mulberry. *Acarina* 10 (1): 85–89.

Bostanian, N.J.; Hardman, J.M. & G. Racette. 2006. Inventory of predacious mites in Quebec commercial apple orchards where integrated pest management programs are implemented. *Annals of the Entomological Society of America* 99 (3): 536–544. doi: 10.1603/0013-8746(2006)99[536: IOPMIQ]2.0.CO;2

Coineau, Y. 1974. Elements pour une monographie morphologique, ecologique et biologique des Caeculidae (Acariens). *Memoires Museum National Histoire Naturelles*, 22 Zoologie 81: 299 pp.

De Gouvea, A.; Zanella, C.F. & S.M. Mazaro. 2007. Association and populational density of mites predators in the mate-tea tree *Ilex paraguariensis* St. Hil. (Aquifoliaceae) with or without the presence of phytophagous mites. *Ciencia Rural* 37 (1): 1–6.

De Vis, R.; De Moraes, G. & M. Bellini. 2006. Initial screening of little known predatory mites in Brazil as potential pest control agents. *Experimental and Applied Acarology* 39 (2): 115–125. doi: 10.1007/s10493-006-9004-7.

Ehara, S. 1962. Notes on some predatory mites (Phytoseiidae and Stigmaeidae). *Japanese Journal Applied Entomology Zoology* 6: 53–60. doi: 10.1303/jjaez.6.53

El-Sawi, S. & F. Momen. 2006. *Agistemus exsertus* Gonzalez (Acari: Stigmaeidae) as a predator of two scale insects of the family Diaspididae (Homoptera: Diaspididae). *Archives of Phytopathology and Plant Protection* 39(6): 421–427. doi: 10.1080/03235400500321388.

Fadamiro, H.Y.; Xiao, Y.; Nesbitt, M. & C.C. Childers. 2009. Diversity and seasonal

abundance of predacious mites in Alabama satsuma citrus. *Annals of the Entomological Society of America* 102 (4): 617–628. doi: 10.1603/008.102.0406.

Fernández, N.; Alberti, G. & G. Kummel. 1991. Spermatophores and spermatozoa of some oribatid mites (Acari: Oribatida) Part I. Fine structure and histochemistry. *Acarologia* 32 (3): 261–286.

Gonzalez-Rodriguez, R.H. 1961. Contribución al conocimiento de los ácaros del Manzano en Chile central. Universidad de Chile, Estación Experimental Agronómica. *Boletín Técnico* 11: 35–39.

Gonzalez-Rodriguez, R.H. 1963. Four new mites of the genus *Agistemus* Summers, 1960 (Acarina: Stigmaeidae). *Acarologia* 5 (3): 342–350.

Gonzalez-Rodriguez, R.H. 1965. A taxonomic study of the genera *Mediolata*, *Zetzellia* and *Agistemus* (Acari: Stigmaeidae). University of California Publications in Entomology 41: 66.

Gotoh, T. & T. Shida. 2007. Life cycles and interactions in spider mites (Acari: Tetranychidae) on *dwarf bamboo*, *Sasa senanensis* (F. & S.) (Poaceae), in Japan. *International Journal of Acarology* 33 (3): 259–273. doi: 10.1080/01647950708684531

Grandjean, F. 1944. Observations sur les Acariens de la famille des Stigmaeidae. *Archives Sciences Physiques et Naturelles* 26 : 103–131.

Grandjean, F. 1949. Observation et conservation des tres petits Arthropodes. *Bulletin Museum Histoire Naturelles, Paris*. 21(2) : 363–370.

International Olive Council. 2007. Production Techniques in olive growing. 346 pp. <http://www.internationaloliveoil.org>

Jamieson, L.E.; Chhagan, A. & J.G. Charles. 2008. Predation of citrus red mite (*Panonychus citri*) by *Stethorus* sp. and *Agistemus longisetus*. *New Zealand Plant Protection* 61: 317–321.

Kawashima, M.; Chung, B.K. & C. Jung. 2008. Herbivorous and predacious mites on persimmon trees, *Diospyros kaki* Thunb., in Korea. *International Journal of Acarology* 34 (2): 167–174. doi: 10.1080/01647950808683720

Kethley, J. 1990. Acarina: Prostigmata (Actinedida). In: Dindal DL (Ed) *Soil Biology Guide*. John Wiley & Sons, 667–756.

Krantz, G.W. & D.E. Walter. 2009. *A manual of acarology*. 3rd ed. Lubbock (TX): Texas Tech, University Press, 807 pp.

Liana, J. & F. Juarez. 2012. Mite (Acari) population dynamics in grapevines (*Vitis vinifera*) in two regions of Rio Grande do Sul, Brazil. *International Journal Acarology* 38 (5): 386–393. doi: 10.1080/01647954.2012.657240

Marchetti, M. & F. Juarez. 2011. Diversity and population fluctuation of mites (Acari) in blackberry (*Rubus fruticosus*, Rosaceae) in the state of Rio Grande do Sul, Brazilia. *Iheringia Serie Zoologia* 101 (1–2): 43–48. doi: 10.1590/S0073-47212011000100005

Matioli, A.L. & de C.A.L. Oliveira. 2007. Biology of *Agistemus brasiliensis* Matioli, Ueckermann & Oliveira (Acari: Stigmaeidae) and its predation potential on *Brevipalpus phoenicis* (Geijskes) (Acari: Tenuipalpidae). *Neotropical Entomology* 36 (4): 577–582. doi: 10.1590/S1519-566X2007000400016.

Matioli, A.L.; Tavares, M.G. & A. Pallini. 2007. *Agistemus pallinii* n. sp. (Acari: Stigmaeidae) from citrus orchards in Brazil. *International Journal of Acarology* 33 (3): 245–251. doi: 10.1080/01647950708684529.

Mineiro, C.; Sato, M.E. & A. Raga. 2006. Diversity of mites (Arachnida: Acari) on five cultivars of two species of coffee (*Coffea* spp.) in Garca, State of Sao Paulo, Brazil. *Arquivos do Instituto Biologico Sao Paulo* 73 (3): 333–341.

Momen, F.M. 2011. Natural and factitious prey for rearing the predacious mite *Agistemus exsertus* Gonzales (Acari: Stigmaeidae). *Acta Phytopathologica et Entomologica*

Hungarica 46 (2): 267–275. doi: 10.1556/APhyt.46.2011.2.11

Momen, F.M. 2012. Influence of life diet on the biology and demographic parameters of *Agistemus olivi* Romeih, a specific predator of Eriophyid Pest Mites (Acari: Stigmaeidae and Eriophyidae). Tropical Life Sciences Research 23 (1): 25–34.

Putatunda, B. 2005. Mites (Acarina) associated with stored food products in Himachal Pradesh, India: a taxonomic study. Journal of Entomological Research (New Delhi) 29 (1): 79–82.

Roy, I.; Gupta, S. & G. Saha. 2006. Two new species of prostigmatid mites infesting medicinal plants in West Bengal, India. Entomon 31(4): 307–313.

Roy, I.; Gupta, S. & G. Saha. 2008. New reports of predatory mites (Acari: Prostigmata, Mesostigmata) from medicinal plants of Darjeeling district, West Bengal, India with description of a new species. Entomon 33 (2): 119–128.

Roy, I.; Gupta, S. & G. Saha. 2009. Predatory mites of the genus *Agistemus* (Acari: Stigmaeidae) from medicinal plants of West Bengal, India, with description of a new species. Entomon 34 (3): 175–180.

Saber, S. & A. Rasmy. 2010. Influence of plant leaf surface on the development, reproduction and life table parameters of the predacious mite, *Agistemus exsertus* Gonzalez (Acari: Stigmaeidae). Crop Protection 29 (8): 789–792. doi: 10.1016/j.cropro.2010.04.001

Spooner, H.R.; Tesoriero, L. & B. Hall. 2007. Field guide to olive Pests, Diseases and Disorders in Australia. Rural industries Research and Development Corporation 68 pp.

Summers, F.M. 1960. Several stigmaeid mites formerly included in *Mediolata* redescribed in *Zetzellia* Ouds, and *Agistemus*, new genus. Proceeding Entomological Society Washington 62 (4): 233–247.

Summers, F.M. 1966. Genera of the mite family Stigmaeidae Oudemans (Acarina). Acarologia8: 230–250

Summers, F.M. & S. Ehara. 1965. Revaluation of the taxonomic characters in four species of the genus *Cheyllostigmaeus* Willmann (Acarina: Stigmaeidae). *Acarologia* 7: 49–62

Thakur, M.; Dinabandhoo, C.L. & U. Chauhan. 2010. Host Range, distribution, and morphometrics of predatory mites associated with phytophagous mites of fruit crops in Himachal Pradesh, India. *Trends in acarology. Proceedings of the 12th International Congress*: 431–434.

Yousuf, M. & S. Chouhan. 2004. Observations on two predatory mites belonging to the families: Stigmaeidae & Cheyletidae, associated with forestry phytophagous mites. *Bulletin of Pure & Applied Sciences a Zoology* 23A (2): 93–97.

CAPÍTULO 7

Daños producidos por *Aceria oleae*

1. Discusión

La acción de alimentación del ácaro sobre el fruto produce deformaciones “agallas”; estas se hallan principalmente en la parte inferior del fruto (Fig. 42 D, indicada por ⇔), en la etapa inicial de la formación del fruto, inmediatamente después del cuaje. Se cuenta con videos tomados en la época de brotación del olivo (yemas florales en crecimiento) donde muestra, que los eriófidos migran de las hojas y de la misma yema hacia los ramilletes florales en formación (Fig. 41). Por lo tanto, consideramos que la acción de alimentación (penetración de los estiletes) comienza a tener efecto de alteraciones sobre los tejidos del futuro fruto en el momento que la flor comienza a formarse. Estas deformaciones son principalmente promontorios redondeados (Fig. 45 A, B, C; 46 A) a veces con varias protuberancias. Las deformaciones son difíciles de percibir para un lego; pero si se pone una aceituna sana al lado de una atacada, se aprecian claramente las deformaciones (Fig. 47 B). Allí se produce una reacción del consumidor al punto tal de no querer ingerir los frutos deformes y preguntarse que hay en esos promontorios y si no es nocivo comer esas aceitunas. En *Olea europaea* L. cv. Arauco, los daños ocasionados producen: hipertrofia, clorosis, deformación y agallas.

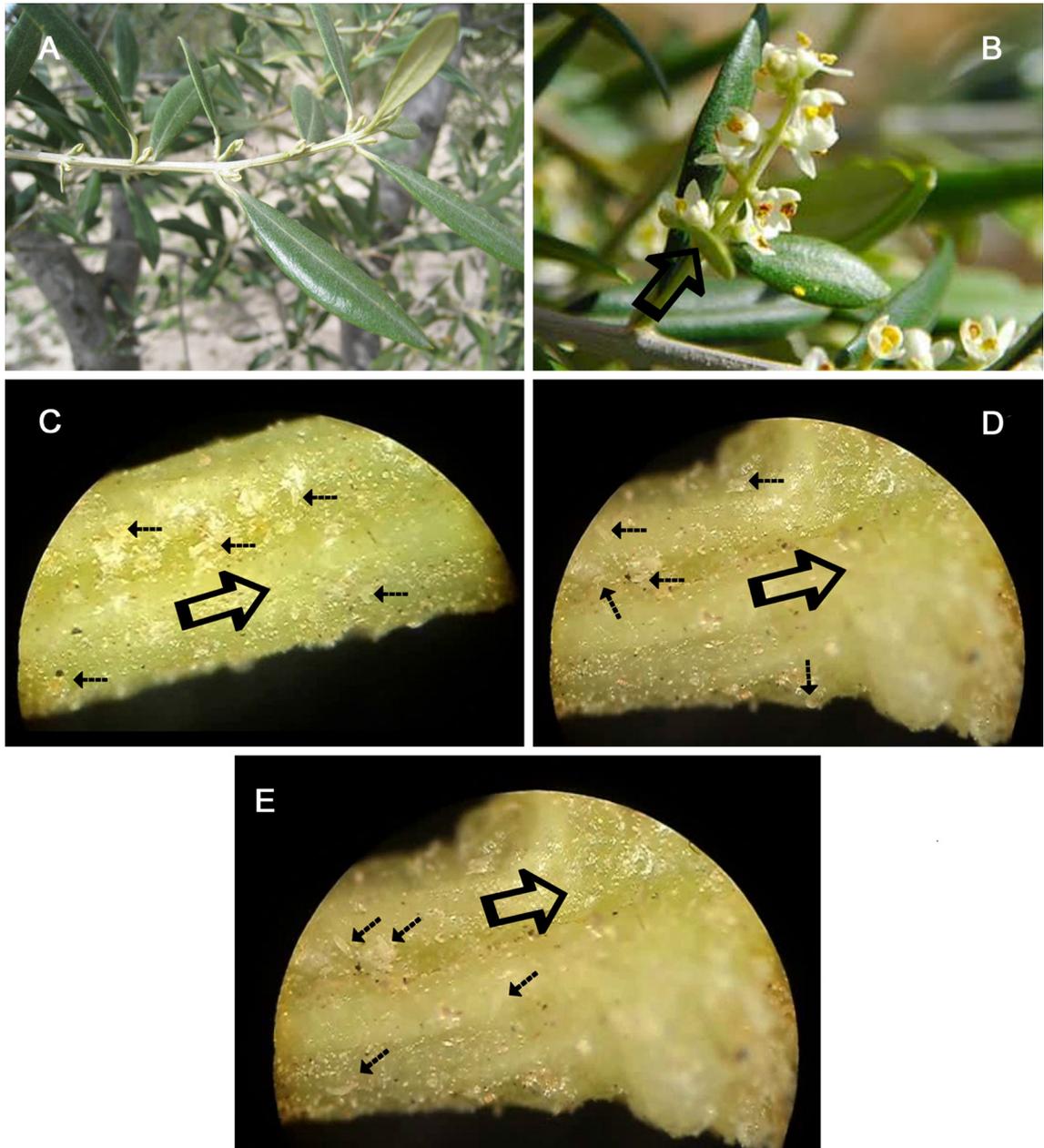


Figura 41. Secuencia de migración de los eriófidos. A. Rama en brotación. B. Inflorescencia. C, D, E. Eriófidos migrando de las hojas y yemas hacia las flores (← señala los eriófidos, ⇨ indica el sentido de la migración). (Imagen A tomada de www.aceiteoliva.com “content/uploads/2014/04/floracion_2.jpg”), (Imagen B tomada de www.telecinco.es “http://www.telecinco.es/bbtfile/6_20121216nmJD4S.jpg”), (Imagen A-E: Sergio Leiva).

1.1 Yemas

En las yemas (Fig. 42), *Aceria oleae* se resguarda en el invierno. Al alimentarse de este tejido tierno, la futura hoja se desarrolla deformada.

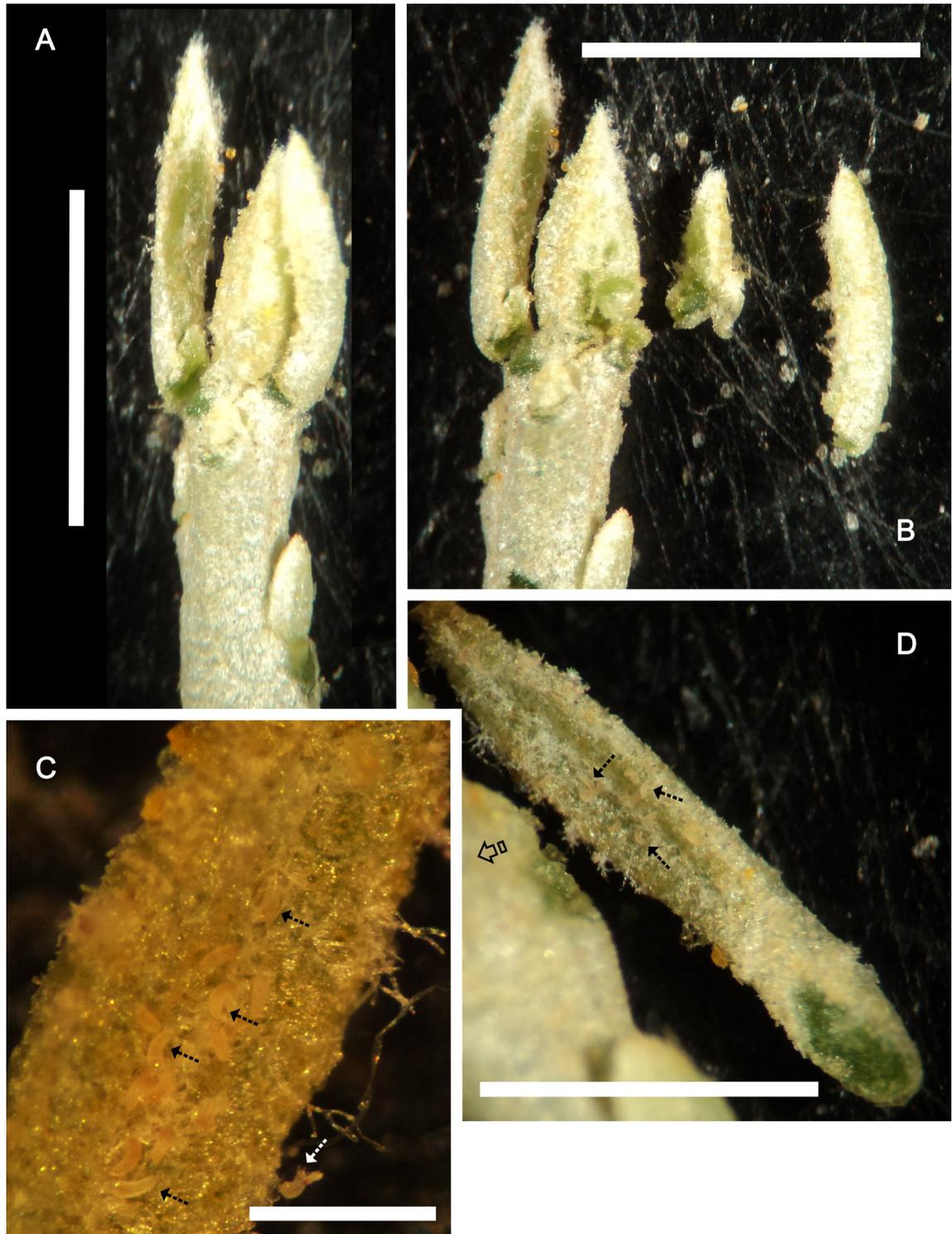


Figura 42. Yema de *Olea europaea* (L.). Observación estereomicroscopio. A. Yema completa. B. Yema con protofilos desprendidos. C. Protofilo con *Aceria oleae* (↔ señala a los eriófidos). C'. Imagen ampliada de C, se visualiza los eriófidos. Escala: A, B= 5000 μm , C= 2500 μm ; C'=600 μm .(Imagen A-C: Sergio Leiva).

1.2 Hoja

Las hojas (Fig. 43, 44, 46 G-Ñ) proveniente de las yemas afectadas, resultan deformadas (Fig. 46 G, H, I, J). Donde se observan en el haz, depresiones cloróticas (Fig. 44 A, B, C; 46 K y L), mientras que, en el envés, se ven, agallas blanquecinas debido al desprendimiento de los tricomas (Fig. 43, 44 D, E, F; 46 M, N, Ñ). Una vez que los tricomas son removidos de su lugar, las ampollas se tornan al color verde claro. Esto ocasiona una pérdida de capacidad fotosintética.

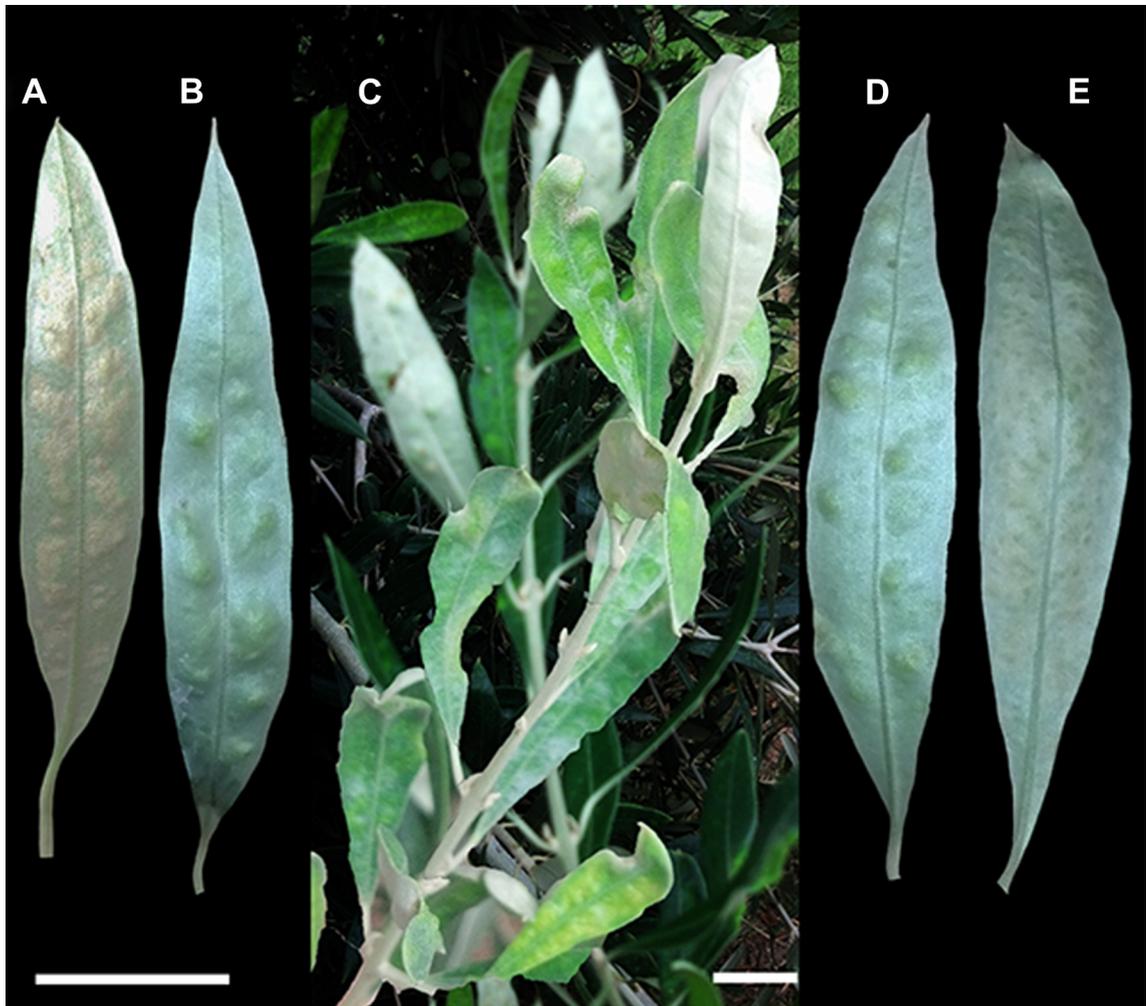


Figura 43. Daños en hojas de *Olea europaea* (L.). A, B, D, E. ampollas con desprendimiento de Tricomas. C. Brindilla defectuosa con hojas afectadas. Escala: A, B, D, E= 20.000 μm ; C= 17.200 μm . (Autor: Sergio Leiva, 2015).



Figura 44. Hojas dañadas por eriófidos de *Olea europaea* (L). A, B, C. Hojas de olivo del Haz. D, E, F. Hojas de olivo del envés. Escala: A-F= 35.000 μm . (Autor: Sergio Leiva, 2015).

1.3 Inflorescencia

Cuando las yemas comienzan a crecer en la primavera, para dar lugar a los racimos

florales (Fig.41 B), *A. oleae* comienza a movilizarse de desde la yemas y hojas donde estaban protegidos hacia las yemas que darán las futuras flores. Ya en las flores, *A. oleae* se alimenta sobre el gineceo (Fig. 41).

1.4 Fruto

A medida que crece la flor, cuaja el fruto (Fig. 45, 46, 47), *A. oleae* sigue alimentándose, ocasionando deformación “agallas” (Fig. 45 A, B, C; 46 B, C, D, E). Es evidente que *A. oleae* se alimenta de tejido tierno, debido a esto, cuando el fruto toma un cierto tamaño *A. oleae* migra nuevamente hacia las yemas y hojas.

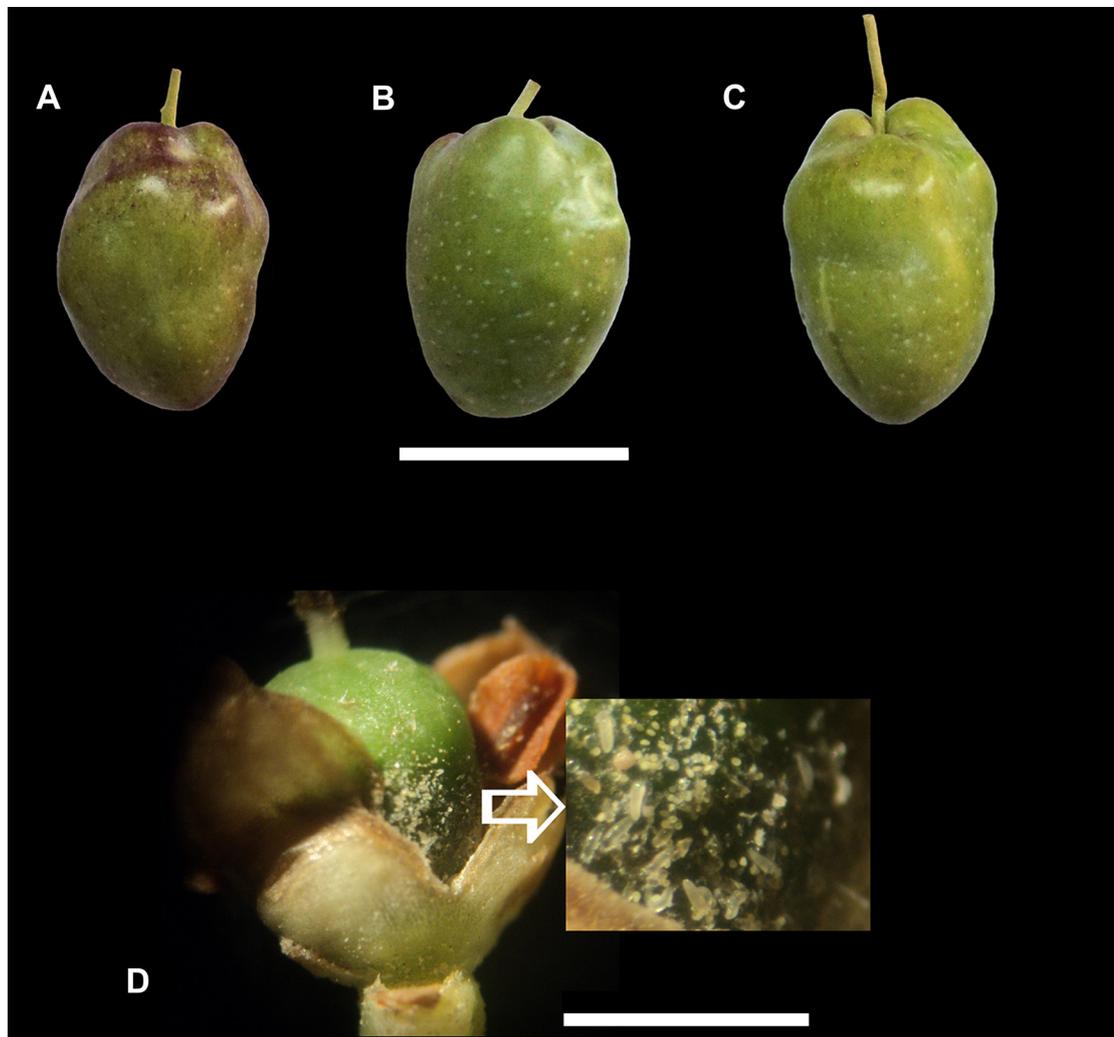


Figura 45. Fruto de *Olea europaea* (L), deformados por el ataque de Eriófidos A, B, C. Aceitunas deformadas, vista lateral. D. Fruto recién formado, con colonia de *Aceria oleae*. Escala: A, B, C= 18.000 μm ; D= 2.400 μm . (Autor: Sergio Leiva, 2015).

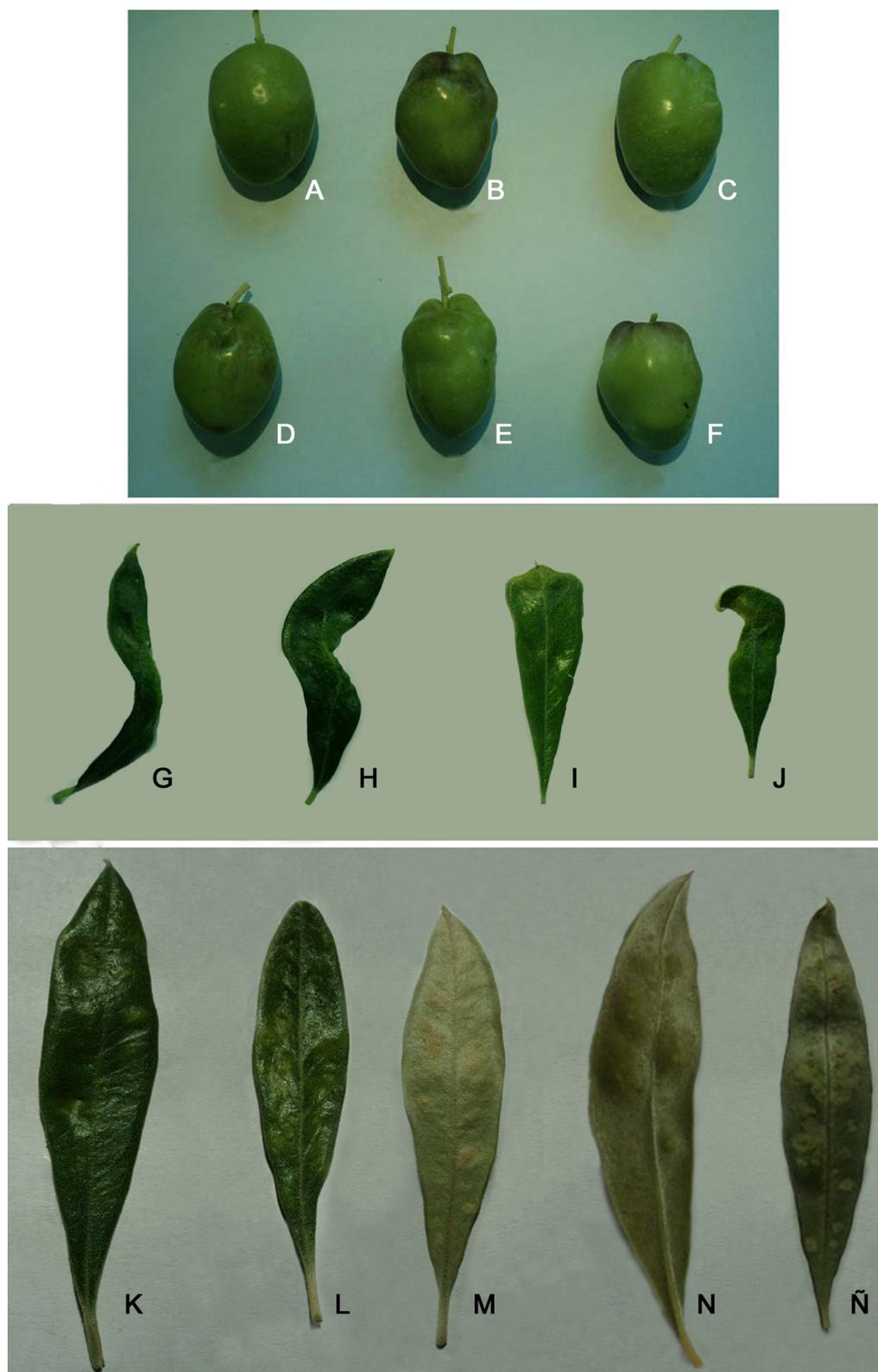


Figura 46. Malformaciones inducidas por eriófidos en hojas y frutos de *Olea europaea* L. A. Fruto sano. B, C, D, E, F. Frutos Afectados (con mal formaciones). G, H, I, J. Hojas afectadas (provenientes de yemas atacadas por eriófidos). K, L. Hojas afectadas en el haz. M, N, Ñ. Hojas afectadas en el envés. (Autor: Sergio Leiva, 2015).

1.5 Problemas en el cultivo de olivo en Argentina relacionados con los ácaros eriófidos y su depredador *Agistemus aimogastaensis* sp. n.

La industria del olivo en Argentina es importante, con varias provincias como Mendoza, San Juan, San Luis, La Rioja y Catamarca productores de aceitunas y sus derivados, pero con niveles de producción variables. La producción del olivo juega un papel socioeconómico muy importante como proveedor principal de empleo en La Rioja y Catamarca.

En los olivares los ácaros eriófidos son considerados una plaga secundaria (Internacional Consejo Oleícola 2007; Spooner *et al.*, 2007), relativa a los árboles jóvenes, y un problema en invernaderos o en zonas con alta humedad y temperatura (Spooner *et al.*, 2007).

Lamentablemente, en Argentina, este problema tiene alta incidencia y produce grandes pérdidas en el rendimiento de la industria de oliva, alcanzando hasta un 20%.

Las especies predominantes de eriófidos que se encuentran en *Olea europaea* (cv. Arauco) en Catamarca y La Rioja son *Aceria oleae* y *Oxycemus maxwelli*. De estos dos, *A. oleae* es predominante, con un pico poblacional máximo sobre hojas y frutos en abril y noviembre. Estos dos eriófidos causan un impacto significativo en las economías regionales, debido a las malformaciones en frutos y hojas (Fig. 43, 44, 45, 46).

El depredador *Agistemus aimogastaensis* fue encontrado en estas dos provincias en gran cantidad, principalmente en relación con el nivel de población de eriófidos.

Existe la posibilidad de utilizar este depredador como medida de control biológico de los eriófidos. Nuestras observaciones de laboratorio muestran que *A. aimogastaensis* es un depredador voraz, principalmente en *A. oleae*. Hemos podido comprobar que en todos los estadios ontogenéticos, estos ácaros son depredadores de eriófidos. Se están realizando en estos momentos estudios sobre diferentes aspectos como depredadores.



Figura 47. Hojas y frutos de *Olea europaea* (L.), sin ataque. A. Vista del envés de la hoja. B. Aceitunas. C. Vista del haz de las hojas. Escala: A, C= 3,5 cm; B= 2 cm. (Autor: Sergio Leiva, 2015).

2. Conclusiones

- La especie determinada correspondió con *Aceria oleae* Nalepa (1900). Por presentar principalmente las siguientes características: cuerpo vermiforme y blanco; el escudo dorsal con las líneas típicas de la especie, setas largas y solo un par orientadas hacia atrás; rayos en los empodios de las patas típicas de la especie. La forma y cantidad de costillas de la placa genital de la hembra también caracteriza a la especie. Además, casi no hay diferencia con la duración del ciclo de esta especie con los determinados por Hatzinikolis 1971 y Abou-Awad *et al.*, 2004.
- Las características morfológicas coinciden con las descritas por Hatzinikolis descrito en 1971.

- La ninfa no presenta la curvatura del soma tan notable como la larva.
- Con MEB se logró realizar una descripción mucho más detallada a la que hizo Hatzinikolis en 1971 con microscopio óptico.
- En el solenidio se pudo observar 3 orificios, lo que indica que se trata de un órgano sensorial (quimiorreceptor).
- El ciclo de *A. oleae* se cumple en 11, 4 días, y una hembra es capaz de oviponer 12 huevos aproximadamente. Esto nos da una idea clara de la capacidad que tienen estos individuos de aumentar la población en poco tiempo. Si consideramos que numerosos autores muestran que, al aumentar la temperatura, el ciclo se hace más corto. En nuestra zona, las temperaturas comienzan a elevarse paulatinamente en la época que comienza la primavera, coincidiendo con la brotación del olivo. Estos factores favorables (temperatura y alimento), conduce a un aumento de los daños si no se realiza los controles pertinentes en las épocas adecuadas.
- *Agistemus aimogastaensis*, es un potencial controlador de *A. oleae*. Es un depredador voraz, con grandes cualidades observadas en laboratorio. Puede llegar a ser una herramienta eficaz para el productor a la hora de controlar *A. oleae*.
- Teniendo en cuenta que la olivicultura en Aimogasta es urbana y periurbana, controlar los eriófidos que afecta al olivo termina siendo una tarea complicada. *A. aimogastaensis* podría llegar a ser un controlador inocuo para las personas que habitan entre las fincas de olivos.
- Este trabajo es el primero que se realiza en Argentina en el cual se detallan la morfología, morfometría y la biología de la especie *Aceria oleae* y la identificación de *Agistemus aimogastaensis*.

3. Referencias.

Alberti, G. & N. Fernández. 1990b. Fine structure and function of the lenticulus and clear spot of Oribatids (Acari: Oribatida). In : Andre HM, Lions J-CI (Eds) L'ontogenese et le concept de stase chez les Arthropodes. Agar Publishers Wavere, Belgium 343–354.

Alberti, G.; Fernández, N. & Y. Coineau. 2007. Fine structure of spermiogenesis, spermatozoa and spermatophore of *Saxidromus delamarei*, Coineau 1974 (Saxidromidae, Actinotrichida, Acari). *Arthropod Structure & Development* 36 (2): 221–231. doi: 10.1016/j.asd.2006.11.002.

Alberti, G.; Fernández, N. & G. Kümmel. 1991. Spermatophores and spermatozoa of Oribatid mites (Acari: Oribatida). Part II. Functional and systematical considerations. *Acarologia* 32 (4): 435–449.

Alberti, G. & N.A. Fernández. 1988. Fine structure of a secondarily developed eye in the freshwater moss-mite *Hydrozetes lemnae* (Coggi 1889) (Acari: Oribatida). *Protoplasma* 146: 106–117. doi: 10.1007/BF01405919.

Alberti, G. & N.A. Fernández. 1990a. Aspects concerning the structure and function of the lenticulus and clear spot of certain oribatids (Acari: Oribatida). *Acarologia* 31: 65–72.

Alberti, G. & N.A. Fernández. 1988. Fine structure of a secondarily developed eye in the freshwater moss-mite *Hydrozetes lemnae* (Coggi 1889) (Acari: Oribatida). *Protoplasma* 146: 106–117. doi: 10.1007/BF01405919

Alberti, G. & N.A. Fernández. 1990a. Aspects concerning the structure and function of the lenticulus and clear spot of certain oribatids (Acari: Oribatida). *Acarologia* 31: 65–72.

Castagnoli, M. & F. Pegazzano. 1986. Acariens. pp. 303–336. In: Arambourg, Y. (Ed.). *Entomologie Oleicole Traité*. Conseil Oleicole Internationale, Madrid, Spain.

Dagatti, C.; Mazzanti, M.; Herrera, M.; Miano J. & V. Becerra. 2010. Population fluctuations of two eriophyoid mites (Acari: Eriophyidae) on *Olea europaea* in Coquimbito

(Maipú, Mendoza, Argentina) Rev. FCA UNCuyo. Tomo 42. N° 1. Año 2010. 201-206.

Grandjean, F. 1949. Observation et conservation des très petits Arthropodes. Bulletin Muséum Histoire Naturelles, Paris. 21(2): 363–370.

Hatzinikolis, E.N. 1989. Description of *Aceria cretica* new species from olive trees in Greece. Entomol. Hell. 7: 31–34.

Hatzinikolis, E.N. 1986. Contribution to the description, record and onomatology of *Aceria oleae* (Nalepa, 1900) (Acari: Eriophyidae). Entomologia Hellenica: Vol 4: 49-54.

Hatzinikolis, E.N. 1971. A contribution to the study of *Aceria oleae* (Nalepa, 1900). (Acarina: Eriophyidae). Proceedings of the 3rd Internacional Congress of Acarology, Prague. 221- 224 pp.

International Olive Council. 2007. Production Techniques in olive growing. 346 pp.
<http://www.internationaloliveoil.org>

Jeppson, L.R.; Keifer, H.H. & E.W. Baker. 1975. Mites injurious to economic plants. Berkeley, University of California Press: 1-614.

Krantz, G.W. & D.E. Walter. 2009. A manual of acarology. 3rd ed. Lubbock (TX): Texas Tech, University Press, 807 pp.

Lindquist, E.E. 1996. External anatomy and systematic: External anatomy and notation of Structures. *In*: E. E. Lindquist, M. W. Sabelis and J. Bruin (Ed.), Eriophyoid mites- Their Biology, natural enemies and control. Elsevier Science Publi., Amsterdam. The Netherlands. (3-11) pages

Meyer (Smith), M.K.P. 1990. African Eriophyoidea: on some related genera: Neooxycenus Abou- Awad, Oxycenus Keifer, Neotegonotus Newkirk & Keifer, Tegonotus Nalepa and Tegolophus Keifer (Acari: Eriophyidae). Phytophylactica 22(4): 371–386.

Meyer, M.K.P. (Smith). 1981. South African Eriophyidae (Acari): The genus *Aceria*

Keifer, 1944. *Phytophylactica* 13: 117-156.

Naumann, M. 2006. Atlas del Gran Chaco Sudamericano. Sociedad Alemana de Cooperación Técnica (GTZ). 92 pp. ErreGé & Asoc. Buenos Aires

Prado, E.; Larraín, P.; Vargas, H. & D. Bobadilla. 2003. Plagas del olivo, sus enemigos naturales y manejo. Editorial La Platina. Chile. 75 p.

Skoracka, A. 2005. Two new species and four new records of eriophyoid mites from grasses in Hungary. *Genus. International Journal of Invertebrate Taxonomy Department of animal taxonomy and ecology.* 16(3): 445-462.

Spooner, H.R.; Tesoriero, L. & B. Hall. 2007. Field guide to olive pests, diseases and disorders in Australia. Rural industries Research and Development Corporation 68 pp.

Tzanakakis, M.E. 2006. Insects and mites feeding on olive: distribution, importance, habits, seasonal development and dormancy. Brill Academic Publishers, Leiden and Boston. 198 pp.

Zaher, M.A. & B.A. Abou-Awad. 1979. Two new eriophyid species infesting olive tree in Egypt (Eriophyoidea: Eriophyidae). *Acarologia* XXI: 65-69.