



# Naturalis

Repositorio Institucional  
<http://naturalis.fcnym.unlp.edu.ar>

Universidad Nacional de La Plata  
Facultad de Ciencias Naturales y Museo



## **Cicadélidos vectores de fitoplasmas a cultivos de importancia económica en la Argentina : Sistemática y bioecología [Insecta - Auchenorrhyncha - Cicadellidae]**

### **Catalano, María Inés**

Doctor en Ciencias Naturales

Dirección: Marino de Remes Lenicov, Ana María

Co-dirección: Conci, Luis Rogelio

Facultad de Ciencias Naturales y Museo  
2011

Acceso en:

<http://naturalis.fcnym.unlp.edu.ar/id/20120126001051>




Esta obra está bajo una Licencia Creative Commons  
Atribución-NoComercial-CompartirIgual 4.0 Internacional



# Naturalis

Repositorio Institucional  
FCNyM - UNLP



Cicadélidos vectores de fitoplasmas a cultivos  
de importancia económica en la Argentina  
Sistemática y bioecología  
(Insecta- Auchenorrhyncha- Cicadellidae)

Tesis Doctoral  
Lic. María Inés Catalano  
2011

Director: Dra. Ana María Marino de Remes Lenicov  
Co-Director: Dr. Luis Rogelio Conci

Universidad Nacional de La Plata  
Facultad de Ciencias Naturales y Museo

**A mis padres por todo.**

# Agradecimientos

En primer lugar deseo agradecer a mi directora Dra. Ana Marino de Remes Lenicov y mi codirector Dr. Luis Conci por haberme brindado toda su experiencia y conocimientos en el transcurso de esta investigación.

Agradezco también a mi codirectora de beca, la Dra. Susana Paradell quien me ha guiado y enriquecido en todo momento con sus conocimientos científicos, y por su amistad.

Al Ing. Silvio Lanati por su valiosa colaboración en la realización de los muestreos, por la asistencia técnica y permitirme el uso de las instalaciones del Laboratorio de Entomología de INTA EEA La Consulta (Mendoza). A él y toda su familia por recibirme en su casa.

A la Dra. Natalia Meneguzzi por haberme brindado su ayuda y enseñanza en la realización de los estudios moleculares en el Instituto de Fitopatología y Fisiología Vegetal (IFFIVE) INTA, Córdoba; y por haberme recibido tan cálidamente en su casa.

Al Dr. Arnaldo Maciá (Técnico Profesional CIC) por su cálida y desinteresada colaboración y las valiosas sugerencias referidas al análisis estadístico de los datos.

A los Dr. Christopher Dietrich (INHS, USA), Stuart McKamey (USNM, USA), Paul Freytag (Universidad de Kentucky, USA) y Murray Fletcher (NSW-ASCU, Australia) por sus invaluable consideraciones y por facilitarme el préstamo de los materiales desde las respectivas colecciones.

Al Dr. Eduardo Virla (PROIMI-Tucumán), al Biól. Juan Pedro Bouvet (INTA EEA Concordia) y al Ing. Darío Fernández (INTA Alto Valle) por el envío de los materiales por ellos capturados y que resultaron un excelente aporte para este estudio.

A mis amigas y compañeras de laboratorio, Eugenia, Andrea, Luciana y Gimena por los momentos vividos, las charlas, los consejos, y los trabajos compartidos.

A la Comisión de Investigaciones Científicas de la Provincia de Buenos Aires (CIC) y al Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas (CONICET) por haber financiado parcialmente los estudios de mi tesis doctoral.

Por último, quiero agradecer muy especialmente a mis padres, quienes me apoyaron incondicionalmente en todos los aspectos, al igual que mis hermanos, Ariel y Pablo.

A Pablo, por su enorme colaboración en la redacción y compilación del manuscrito, las valiosas sugerencias aportadas, y especialmente por el amor y la contención y por demostrarme que se puede por más imposible que parezca.

# Índice de Contenidos

Resumen.....	1
Abstract .....	3
Capítulo I Introducción general.....	5
Capítulo II Taxonomía de la Familia Cicadellidae Subfamilia Typhlocybinae.....	11
Introducción .....	12
Materiales y métodos.....	35
Resultados .....	36
Conclusiones.....	84
Capítulo III Cicadélidos como vectores de fitoplasmas.....	85
Introducción .....	86
Materiales y métodos.....	92
Resultados .....	96
Discusión .....	103
Conclusiones.....	104
Conclusiones generales y perspectivas.....	106
Bibliografía .....	109
Glosario .....	129

# Índice de Figuras

Fig. II-1. Cicadélidos típicos de la fauna Argentina.....	12
Fig. II-2. Cabeza de Cicadélidos .....	13
Fig. II-3. Aparato bucal de Cicadélidos .....	15
Fig. II-4. Tórax de Cicadélidos.....	17
Fig. II-5. Alas de Cicadélidos .....	18
Fig. II-6. Patas de Cicadélidos .....	19
Fig. II-7. Abdomen de Cicadélidos .....	21
Fig. II-8. Desarrollo de los cinco estadios ninfales de Cicadélidos .....	22
Fig. II-9. Caracteres de la Subfamilia Typhlocybinae.....	28
Fig. II-10. Genitalia de la hembra de Typhlocybinae.....	31
Fig. II-11. Cámara filtro de tipo tiflocibinae .....	32
Fig. II-12. Tribu Alebrini, caracteres diagnósticos .....	37
Fig. II-13. <i>Protalebrella brasiliensis</i> (Baker, 1899).....	42
Fig. II-14. <i>Protalebrella panamensis</i> Young, 1957 .....	44
Fig. II-15. <i>Rhabdotalebra litoralensis</i> n. sp.....	50
Fig. II-16. <i>Rhabdotalebra flava</i> n. sp. ....	54
Fig. II-17. Tribu Dikraneurini, caracteres diagnósticos.....	57
Fig. II-18. <i>Typhlocybella maidica</i> n. sp.....	62
Fig. II-19. <i>Typhlocybella affinis</i> n. sp.....	65
Fig. II-20. <i>Typhlocybella parva</i> Ruppel y DeLong 1953.....	67
Fig. II-21. Tribu Erythroneurini, caracteres diagnósticos .....	68
Fig. II-22. <i>Zygina nivea</i> (Mulsant y Rey, 1855).....	71
Fig. II-23. Hábitat de <i>Zygina nivea</i> .....	72
Fig. II-24. Cambios en la coloración de un macho de <i>Zygina nivea</i> .....	73
Fig. II-25. Cambios en la longitud de los apodemas esternales de <i>Zygina nivea</i> .....	73

Fig. II-26. Tribu Typhlocybini, caracteres diagnósticos .....	74
Fig. II-27. <i>Edwardsiana froggatti</i> (Baker, 1925) .....	79
Fig. II-28. Tribu Empoascini, caracteres diagnósticos .....	80
Fig. II-29. <i>Kybos populis</i> (Edwards, 1908) .....	83
Fig. III-1. Principales áreas productoras de ajo en Argentina.....	86
Fig. III-2. Plantas de ajo con síntomas de “tristeza del ajo” .....	88
Fig. III-3. Mecanismo de transmisión de fitoplasmas.....	91
Fig. III-4. Áreas de muestreo en cultivos de ajo en Mendoza, Argentina .....	93
Fig. III-5. Abundancia Relativa de las especies dominantes y frecuentes.....	99
Fig. III-6. Gel de agarosa con amplificación de la banda de tamaño esperado.....	102

# Índice de Tablas

Tabla II-1. Riqueza y diversidad de géneros endémicos de las Subfamilias de Cicadellidae .....	23
Tabla II-2. Número de especies de Typhlocybinae descritas por región zoogeográfica .....	24
Tabla II-3. Diferentes clasificaciones de las tribus de la subfamilia Typhlocybinae .....	33
Tabla III-1. Número de especies y géneros de Cicadélidos vectores de fitoplasmas y enfermedades causadas. ....	90
Tabla III-2. Especies de Membracoideos capturadas .....	96
Tabla III-3. Importancia relativa de las especies capturadas en el cultivo de ajo .....	98
Tabla III-4. Análisis de correlación entre variables climáticas y abundancia de <i>Paratanus exitiosus</i> y <i>Agalliana ensigera</i> .....	100
Tabla III-5. Número de individuos de machos y hembras de <i>A. ensigera</i> , <i>P. exitiosus</i> y <i>E. curveola</i> capturados por año. ....	100
Tabla III-6. Número de individuos de machos y hembras de <i>A. ensigera</i> , <i>P. exitiosus</i> y <i>E. curveola</i> capturados por mes .....	101
Tabla III-7. Cicadellidae evaluados a través de PCR directo para la detección de fitoplasmas generales. ....	102

## Resumen

Los hemípteros son un grupo de insectos fitófagos con un distintivo aparato bucal sucto-picador. Entre las especies de hemípteros, las de la familia Cicadellidae son conocidas como “chicharritas”, siendo esta familia la más diversa, con aproximadamente 22.000 especies distribuidas en todas las regiones zoogeográficas del mundo. La importancia fitosanitaria de los cicadélidos radica en su rol en la transmisión, dispersión y reservorio de patógenos tales como fitoplasmas, patógenos que causan enfermedades en un amplio rango de plantas huéspedes. La “tristeza del ajo” es una de las enfermedades causadas por fitoplasmas de mayor importancia en Argentina, pero aún no se conocen los insectos vectores de su agente causal, el fitoplasma 16SrIII (*X-disease*). Adicionalmente, son escasos los estudios acerca de la diversidad de las especies de cicadélidos presentes en Argentina y su interacción con las especies huéspedes. En consecuencia, en este trabajo de tesis se propuso: abordar aspectos taxonómicos de la Familia Cicadellidae, en particular de la Subfamilia Typhlocybinae, estudiar aspectos bioecológicos de las especies de cicadélidos asociadas al cultivo de ajo e identificar potenciales vectores del fitoplasma causal de la enfermedad “tristeza del ajo” en Argentina.

Como resultado de este trabajo de tesis se describen cuatro nuevas especies para la ciencia: *Rhabdotalebra litoralensis*, *Rhabdotalebra flava*, *Typhlocybella maidica* y *Typhlocybella affinis*; se citan por primera vez para la fauna Argentina los géneros *Typhlocybella* Baker, 1903, *Zygina* Fieber, 1866 y *Kybos* Fieber, 1866, y las especies *Protalebrella panamensis* Young, 1957, *Zygina nivea* (Mulsant y Rey, 1855) y *Kybos populis* (Edwards, 1908); se redesciben las especies *Typhlocybella parva* Ruppel y De Long 1953, *Protalebrella brasiliensis* (Baker, 1899) y *Edwardsiana froggatti* (Baker, 1925). Para cada una de las especies estudiadas se incluye su distribución geográfica, rango de huéspedes naturales y tipo de daño causado. Adicionalmente, se elaboró una clave dicotómica de las tribus de la subfamilia Typhlocybinae presentes en

Argentina, y claves de las especies de los géneros *Rhabdotalebra* y *Typhlocybella* que incluyen las nuevas especies descritas. De la presente contribución se establece que, la subfamilia Typhlocybinae está representada en la Argentina por 14 géneros y 66 especies agrupados en cinco tribus: Alebrini, Dikraneurini, Erythroneurini, Typhlocybini y Empoascini.

Treinta y nueve especies de la familia Cicadellidae pertenecientes a las subfamilias Agalliinae, Cicadellinae, Deltocephalinae, Gyponinae, Typhlocybinae y Xerophloeinae; y una especie de la familia Membracidae fueron asociadas a agroecosistemas de ajo. De la fauna presente en el cultivo se mencionan 14 especies de Cicadellidae por primera vez para la provincia de Mendoza y cinco especies vectoras de fitoplasmas a otros vegetales. *Agalliana ensigera*, *Paratanus exitiosus* y *Empoasca curveola* son las especies predominantes. La taxocenosis presenta dos períodos de mayor abundancia a lo largo del ciclo del cultivo: uno entre abril y mayo correspondiente a la etapa de crecimiento vegetativo y otro entre noviembre y diciembre durante la maduración del cultivo. El número de individuos capturados está correlacionado con las condiciones ambientales, en particular con las temperaturas. Usualmente se observó una preponderancia de hembras en el número de individuos recolectados. Se confirmó la presencia del fitoplasma causal de la “tristeza del ajo” en las dos especies predominantes: *A. ensigera* y *P. exitiosus*. En síntesis, la abundancia durante el desarrollo del cultivo y la detección del fitoplasma 16SrIII (*X-disease*) en individuos de estas especies sugiere que *Agalliana ensigera* y *Paratanus exitiosus* son potenciales vectores del fitoplasma causal de la “tristeza del ajo”.

## Abstract

The Hemiptera is a diverse group of phytophagous insects with distinctive pierce-sucking mouthparts. Among the hemipteran species, insects in the Cicadellidae family are known as “leafhoppers”, being this family the most diverse, with about 22.000 species distributed across all zoogeographic regions in the world. The phytosanitary importance of the leafhoppers is because of their role in transmission, spread and reservoir of pathogens such as phytoplasmas, pathogens which cause diseases in a wide range of host plants. The “garlic decline” disease is one of the most important diseases caused by phytoplasmas in Argentina, but the insect vectors of the causal agent 16SrIII (X-disease) are still unknown. Additionally, information about the diversity of leafhopper species present in Argentina and their interaction with plant hosts is scarce. In this sense, this thesis work proposed: to characterize taxonomic aspects of the Cicadellidae family, in particular of the Typhlocybinae subfamily, to understand bio-ecological aspects of leafhopper species associated to garlic crops and, and to identify potential vectors of the phytoplasma causing the “garlic decline” disease in Argentina.

As result of this thesis work, four new species are described to science: *Rhabdotalebra litoralensis*, *Rhabdotalebra flava*, *Typhlocybella maidica* and *Typhlocybella affinis*; the following genera are mentioned for the first time in Argentina: *Typhlocybella* Baker, 1903, *Zygina* Fieber, 1866, and *Kybos* Fieber, 1866; as well as the species *Protalebrella panamensis* Young, 1957, *Zygina nivea* (Mulsant and Rey, 1855) and *Kybos populis* (Edwards, 1908). The following species are re-described: *Typhlocybella parva* Ruppel and De Long 1953, *Protalebrella brasiliensis* (Baker, 1899) and *Edwardsiana froggatti* (Baker, 1925). For each of the mentioned species their geographic distribution, plant host range and type of damage are described. Additionally, a taxonomic key of the tribes in the Typhlocybinae subfamily present in Argentina and two keys of the species in the *Rhabdotalebra* and *Typhlocybella* genera are given, which include the new species described. As a result of the contribution of this thesis, the Typhlocybinae subfamily is now composed of 14 genera and 66 species

grouped in five tribes: Alebrini, Dikraneurini, Erythroneurini, Typhlocybini and Empoascini.

Thirty-nine species of the Cicadellidae family belonging to the subfamilies Agalliinae, Cicadellinae, Deltocephalinae, Gyponinae, Typhlocybinae and Xerophloeinae, as well as one species of the Membracidae family were associated to garlic agricultural ecosystems. Of the species range present in the crop, 14 species of Cicadellidae are mentioned for the first time in the Mendoza province, as well as five species known vectors of phytoplasmas to other plant hosts. *Agalliana ensigera*, *Paratanus exitiosus* and *Empoasca curveola* are the predominant species. The taxocenosis presents two stages with high abundance during the crop, one between April and May corresponding to the vegetative growth stage, and another one comprising November and December, corresponding to the crop maturity stage. The number of insects collected is correlated with the weather, in particular with temperature. Typically there was a preponderance of females in the number of insects. The phytoplasma causing the “garlic decline” disease was found in the two predominant species: *A. ensigera* and *P. exitiosus*. In synthesis, both the abundance during crop growth and the detection of the 16SrIII (X-disease) phytoplasma in insects of these species suggests that both *Agalliana ensigera* and *Paratanus exitiosus* are potential vectors of the phytoplasma causing the “garlic decline”.

# **Capítulo I**

## **Introducción general**

Los **hemípteros** comprenden un grupo de insectos que presentan un distintivo aparato bucal sucto-picador, que les ha conferido un relevante efecto en su extensa radiación adaptativa (Goodchild, 1966). Dentro de ellos, los “homópteros”, exclusivos alimentadores de fluidos vegetales, reúnen a especies que por sus altas tasas reproductivas y su capacidad para transmitir patógenos constituyen una de las plagas más reconocidas. Entre los rasgos más sobresalientes del grupo se destacan la cabeza opistognata, las alas anteriores de consistencia uniforme en toda su extensión e inclinadas a ambos lados del cuerpo y los tarsos uni a trisegmentados.

Las primeras propuestas acerca de la posición filogenética del grupo fueron realizadas por Boudreaux (1979) y Hamilton (1981), quienes justificaron la monofilia de Homoptera por los siguientes rasgos sinapomórficos: foramen magnum amplio, sutura loreal grande demarcando la placa mandibular, ala anterior más grande que el ala posterior, tarsómeros reducidos, y por la morfología de las células espermáticas. Sin embargo, la reciente inclusión de estudios moleculares y la re-interpretación de datos morfológicos soportan la hipótesis de que Homoptera es parafilético (Hennig, 1981; von Campbell *et al.*, 1995; Dohlen y Moran 1995; Gullan, 1999), y por consiguiente la denominación “homoptera” está actualmente en desuso, considerándose esta agrupación en dos series o subórdenes: Sternorrhyncha y Auchenorrhyncha (Carver *et al.*, 1991; Wheeler *et al.*, 1993).

Aun permanece en discusión la valoración de los caracteres que permiten explicar la filogenia de los **Auchenorrhyncha**. Kristensen (1973), Hennig (1981) y Carver *et al.* (1991) lo consideran monofilético por poseer sistema acústico timbal, antena aristoide y tegmina con la vena ScP+R fusionadas. Wheeler *et al.* (1993) y von Dohlen y Moran (1995) también justifican dicha posición mediante la inclusión de datos moleculares. Sin embargo, otros estudios confirman la parafilia de los grupos componentes (Ross, 1965; Goodchild, 1966; Hamilton, 1981; Sorensen *et al.*, 1995) por considerar homoplásicos los caracteres morfológicos antes mencionados.

Siguiendo la posición de Evans (1963), Hennig (1981) y Carver *et al.*, (1991) los Auchenorrhyncha se dividen en dos infraórdenes: Fulgoromorpha y Cicadomorpha.

**Cicadomorpha** es considerado un grupo monofilético por poseer una cámara filtro particular -asociada a los túbulos de Malpighi-, un reborde alrededor de la foseta antenal, lora con una amplia conexión a la hipofaringe y una muy delgada conexión a la gena, y un sistema de acoplamiento alar representado por un pliegue espiralado o

lóbulo (Evans, 1963; Blocker, 1996; Hamilton, 1981, 1999; D'Urso e Ippolito, 1994; Sorensen *et al.*, 1995). De acuerdo a Dietrich (2005) se distingue de otros Hemiptera por la siguiente combinación de caracteres: postclipeo ensanchado; antena con pedicelo pequeño sin sensilas conspicuas y flagelo aristiforme; tégula ausente; venas anales del ala anterior usualmente separadas desde la base en toda su longitud; coxas medias pequeñas y escasamente separadas.

Los Cicadomorpha son uno de los grupos más abundantes dentro de los hemípteros. Comprende aproximadamente 30.000 especies descritas (Dietrich y Wallner, 2002), las cuales se agrupan en tres superfamilias: Cicadoidea, Cercopodoidea y Membracoidea (o Cicadelloidea) (Cryan, 2005).

La superfamilia **Membracoidea** Rafinesque, 1815 (= Cicadelloidea Latreille, 1825), es distinguible de otros auquenorrincos por poseer las patas posteriores con las coxas de posición transversa e hileras de setas sobre las tibias, y el tentorio incompleto (Evans, 1963; Hamilton, 1992). De acuerdo a Deitz y Dietrich (1993) y Dietrich y Deitz (1993) las setas de tipo "cuculladas" (en forma de capucha) alineadas en las tibias metatorácicas constituyen los rasgos sinapomórficos que caracterizan a los Membracoidea. Esta superfamilia incluye a las familias Cicadellidae, Aetalionidae, Melizoderidae y Membracidae (Deitz y Dietrich, 1993), comprende aproximadamente 25.000 especies descritas, agrupadas en alrededor de 50 subfamilias, 150 tribus, y 3.000 géneros (Oman *et al.*, 1990; McKamey, 1998; Dietrich *et al.*, 2001).

La familia **Cicadellidae** Latreille, 1825 comprende a los insectos fitófagos comúnmente conocidos como "chicharritas" o "leafhoppers". Esta familia contiene aproximadamente 22.000 especies distribuidas en todo el mundo (McKamey, 2002), constituyendo la familia más numerosa del orden Hemiptera, y una de las 10 familias más diversas de insectos (Hamilton, 1984). El número de subfamilias reconocidas es variable de acuerdo a los diferentes autores, aunque es frecuentemente utilizada la clasificación de Oman *et al.* (1990), la cual propone 40 subfamilias y 119 tribus.

La importancia fitosanitaria de la familia Cicadellidae radica en la numerosidad de especies causantes de daños de distinta etiología. Son severos los efectos que provocan durante la alimentación particularmente por la toxicidad de la saliva, y por su intervención en la transmisión, dispersión y reservorio de patógenos como virus, espiroplasmas, bacterias y principalmente fitoplasmas. Afectan especialmente gramíneas y otras plantas cultivadas y silvestres (Nault y Ammar, 1989), estimándose que el 70 % de los insectos vectores de enfermedades a las plantas pertenecen a esta

familia (Nielson, 1979), y que más de 70 especies son conocidas como vectores de fitoplasmas en diferentes especies vegetales (Weintraub y Beanland, 2006).

En particular la Subfamilia **Typhlocybinae** Kirschbaum, 1868 es considerada la segunda subfamilia después de Deltocephalinae con aproximadamente 5.000 especies descritas (Dietrich y Dmitriev, 2006), y presenta una distribución cosmopolita (Balme, 2007). Sin embargo, en la Argentina esta subfamilia cuenta con escasos registros y un reducido número de contribuciones taxonómicas. Posiblemente esta falencia se deba al pequeño tamaño y a la homogeneidad de los rasgos externos de estos insectos, y también a los insuficientes estudios de conjunto existentes a nivel mundial que incluyan claves y descripciones detalladas de tribus, géneros y especies.

Los tiflocibinos se consideran importantes plagas debido a que causan daños sobre las hojas durante la alimentación, denominados “stippling” y “hopperburn”, a cultivos tales como poroto, papa, manzano y vid (Backus *et al.*, 2005), generando importantes pérdidas económicas. Especies tales como *Empoasca papayae* Oman, *Amrasca devastans* (Distant), *Alebroides nigroscutellatus* (Distant) han sido comprobadas como vectores de fitoplasmas en papaya y solanáceas (Weintraub y Beanland, 2006).

Los fitoplasmas son bacterias fitopatógenas de la Clase Mollicutes, responsables de numerosas enfermedades conocidas como “amarillamientos”. Las enfermedades causadas por este tipo de patógenos muestran en los últimos años un aumento en la incidencia y una amenaza en el futuro, siendo incluso factores limitantes para la producción en numerosos cultivos (McCoy *et al.*, 1989). Estos patógenos son transmitidos a través de insectos fitófagos (Weintraub y Beanland, 2006).

En Argentina, se pueden apreciar dos situaciones bien definidas en relación con la presencia de fitoplasmas y manifestación de enfermedades. Por un lado, especies de plantas en donde aparecen síntomas de infección esporádicamente y con baja frecuencia. Así se han identificado infecciones en plantas nativas, malezas y cultivos de importancia económica, como duraznero (*Prunus persicae* L.) (Rosaceae) (Cursel *et al.*, 2009), tomate (*Solanum lycopersicom* L.) (Solanaceae) (Galdeano, 2005), zanahoria (*Daucus carota* L.) (Apiaceae) (Torres *et al.*, 2006), artemisia (*Artemisia annua* L.) (Asteroideae) (Meneguzzi *et al.*, 2004), romerillo (*Heterothalamus alienus* (Spreng.)) (Asteraceae), chilca (*Baccharis flabellata* Hook y. Arn.) (Asteraceae), coqueta (*Bellis perennis* L.) (Asteraceae) (Guzmán *et al.*, 2004), crisantemo (*Chrysanthemum* sp.) (Asteraceae), vinca (*Catharanthus roseus* (L.)) (Apocynaceae),

manzanilla (*Matricaria chamomilla* L.) (Asteraceae) (Torres *et al.*, 2004), sunchillo (*Tagetes minuta* L.) (Asteraceae), zapallito (*Cucurbita maxima* var. Zapallito (Carr.)) (Cucurbitaceae) (Galdeano, 2005), entre otros. Por otro lado, existe otra situación donde sistemáticamente se detectan plantas afectadas, como por ejemplo ajo (*Allium sativum* L.) (Amaryllidaceae) (Conci *et al.*, 1998), alfalfa (*Medicago sativa* L.) (Fabaceae) (Conci *et al.*, 2005), paraíso (*Melia azedarach* L.) (Meliaceae) (Gómez *et al.*, 1996), rama negra (*Conyza bonariensis* (L.) Cronq.) (Asteraceae) (Meneguzzi *et al.*, 2004; 2007), lagaña de perro (*Caesalpinia gilliesii* (Hook.) D. Dietr.) (Fabaceae) (Guzmán *et al.*, 2004), maíz (*Zea mays* L.) (Poaceae) (Giménez Pecci *et al.*, 2002) y frutilla (*Fragaria x annanasa*) (Rosaceae) (Fernández *et al.*, 2008) en las que puede evaluarse la importancia económica de la enfermedad e intentar identificar los insectos vectores. De estas enfermedades, las de mayor importancia son “el declinamiento del paraíso” (Vázquez *et al.*, 1983), la “escoba de bruja” de la alfalfa (Conci *et al.*, 2005) y la “tristeza del ajo” (Conci *et al.*, 1998).

“La tristeza del ajo”, que se caracteriza por producir en las plantas enrojecimiento o amarillamiento con posterior declinamiento y muerte, se detecta en las áreas productoras de ajo de la Argentina (Mendoza, San Juan, Buenos Aires y Córdoba) (Conci *et al.*, 2003).

La capacidad de los Cicadélidos de transmitir patógenos a un amplio rango de plantas huéspedes, la mayoría de ellas de relevante interés económico, como cultivos hortícolas, frutícolas y cerealeros, convierte a este grupo de insectos en uno de los más importantes desde el punto de vista fitosanitario. Esta problemática, sumada a los escasos conocimientos en Argentina acerca de su diversidad e interacción con las especies huéspedes, hace necesario, como un primer aporte que permita conocer su accionar en el cultivo y los efectos adversos que sobre ellos provocan, abordar estudios sobre los aspectos taxonómicos y biológicos de las especies asociadas al cultivo del ajo, donde se ha reportado la presencia de la “tristeza del ajo”. La identificación de los insectos involucrados en la dispersión de fitoplasmas en la naturaleza y los mecanismos que utilizan, permitirá abordar estudios etiológicos y epidemiológicos con miras a plantear estrategias de control.

## Objetivos

La escasa información existente respecto de las especies de Cicadélidos presentes en Argentina involucradas en la transmisión de fitoplasmas, motiva el planteo de los siguientes objetivos:

- Estudiar el aspecto taxonómico de las especies de la Familia Cicadellidae, en especial de la Subfamilia Typhlocybinae, asociadas a cultivos que presentan sintomatología de infección por patógenos.
- Estudiar aspectos de la dinámica poblacional de especies de Cicadélidos asociados a cultivos de ajo.
- Caracterizar el rol potencial de especies de Cicadélidos presentes en el cultivo de ajo como vectores del fitoplasma causal de la enfermedad “tristeza del ajo” en Argentina.

**Capítulo II**  
**Taxonomía de la Familia**  
**Cicadellidae**  
**Subfamilia Typhlocybinae**

# Introducción

## Familia Cicadellidae

Esta familia comprende insectos de tamaño variable desde 1.7 mm a 30.0 mm; y coloración desde amarillenta o verdosa homogénea a formas coloridas con distintivos diseños (Fig. II-1) (Evans, 1947).



Fig. II-1. Cicadélidos típicos de la fauna Argentina. A) *Xerophloea viridis*; B) *Acinopterus gentilis*; C) *Graminella puncticeps*; D) *Dalbulus maidis*; E) *Plesiommata mollicela*; F) *Syncharina argentina*; G) *Ciminius platensis*; H) *Bucephalagonia xanthophis*. Escala = 1 mm.

## Morfología

### Cabeza

La corona o vertex representa la superficie dorsal completa entre los ojos, con una sutura coronal siempre visible de posición media longitudinal (Fig. II-2A); los ocelos, generalmente presentes, pueden disponerse lateralmente sobre el disco de la corona, en el margen anterior o por debajo de ella (Fig. II-2B). La longitud relativa y el ancho interocular o transocular de la corona son usados como caracteres diagnósticos, a menudo en combinación con otras estructuras. El área entre la sutura frontolateral y los ojos recibe el nombre de área ocelo-ocular (Fig. II-2B). Los ojos varían en tamaño y forma.

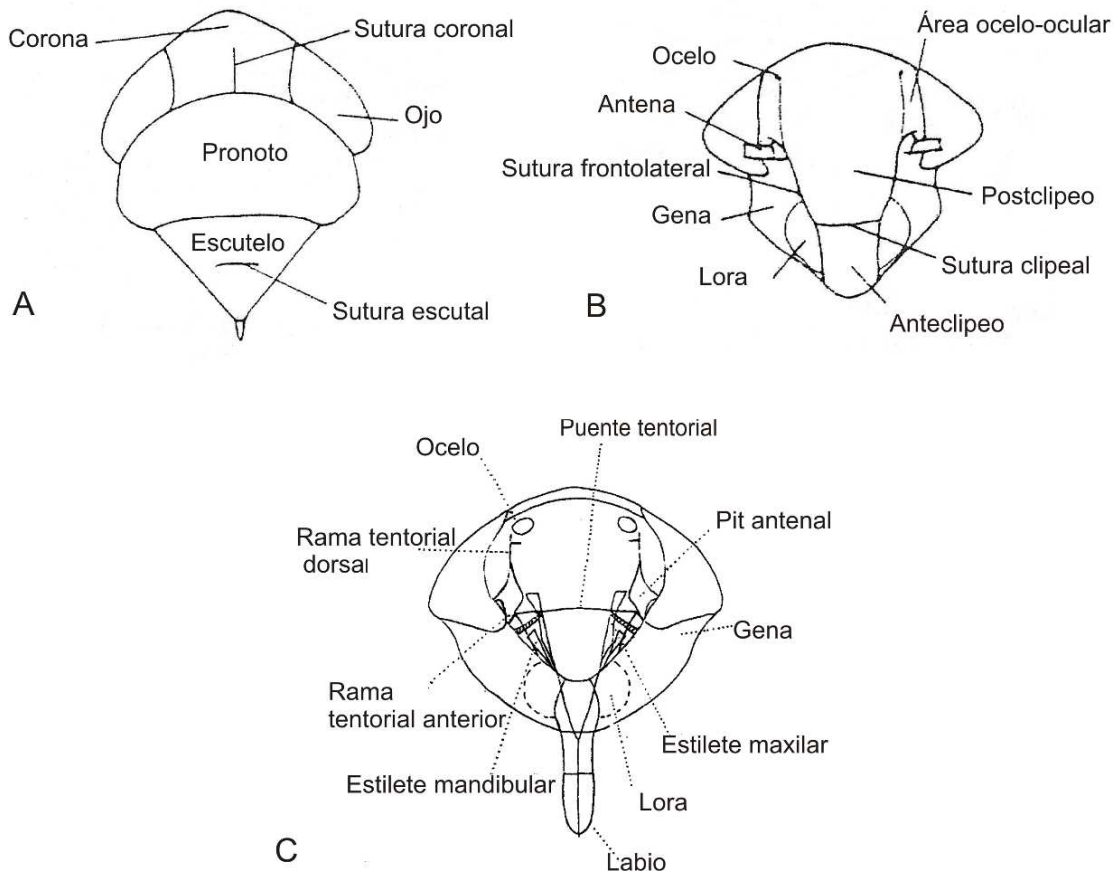


Fig. II-2. Cabeza de Cicadélidos. A) vista dorsal; B) vista anterior; C) vista ventral (Adaptado de Cwikla y Freytag, 1983).

El rasgo más sobresaliente de la cabeza es la diferenciación del esclerito central, clipeo, en una parte superior de mayor tamaño, el postclipeo (o clipeo) y una inferior más pequeña, el anteclipeo (o clipeo), ambas regiones delimitadas por la sutura clipeal transversa (Fig. II-2B). El postclipeo, abultado y transversalmente estriado, puede fusionarse con la frente, área reducida anterior al posclipeo, delimitando la región frontoclipeal. En algunos grupos la frente se encuentra separada del postclipeo por la sutura epistomal transversa. El frontoclipeo está limitado lateralmente por suturas frontolaterales y posteriormente por la sutura postfrontal. El frontoclipeo puede tener una posición completamente ventral como se observa en la Subfamilia Ledrinae, o extenderse hacia la superficie dorsal de la cabeza, como en Deltocephalinae (Linnavuori, 1959). Lateralmente al anteclipeo se encuentran las lora (o placas mandibulares), que se extienden posteriormente a partir de los *pits* o impresiones tentoriales anteriores y, externamente, las genas (o placas maxilares) por debajo de los ojos (Fig. II-2B). Las antenas se ubican en la proximidad o en línea con el borde anterior de los ojos; con un escapo basal, un pedicelo y un largo y filiforme flagelo que puede presentar una seta en los primeros 3 o 4 flagelómeros.

El endoesqueleto cefálico, tentorio (Fig. II-2C), es una estructura compleja, conformada por un puente tentorial transversal posterior al que se unen ramas anteriores y dorsales, externamente se visualiza a través de *pits* o fosetas tentoriales, ubicadas próximas a las antenas y a las placas mandibulares. La variabilidad de esta estructura es considerada de valor taxonómico a nivel de subfamilia. Los apodemas post-occipitales están fuertemente desarrollados y pueden evidenciar diferente morfología con valor taxonómico complementario (Hamilton, 1983a).

### **Piezas bucales**

El aparato bucal (Fig. II-3) está conformado por labro, labio, mandíbulas y maxilas; con las dos últimas estructuras finalizando en procesos estiliformes. Los palpos labiales y maxilares están ausentes. La región anterior del canal alimentario (precibario y cibario) está asociada funcionalmente con las piezas bucales.

El labro, de forma triangular, está ubicado por encima del labio y basal al anteclepeo y la superficie interna forma parte del surco donde se alojan los estiletes mandibulares y maxilares.

El labio forma la parte más visible, el rostro (“probosis” o “pico”); está modificado en una estructura tubular, tri-segmentada, longitudinal y profundamente acanalada en su superficie anterior para alojar el conjunto de los estiletes; exteriormente está tapizado de pelos y sensilas de función sensorial.

Las mandíbulas son notoriamente más cortas que las maxilas y se ubican por fuera, bordeando y envolviendo a éstas. La superficie externa de cada estilete mandibular tiene surcos concéntricos hacia el ápice formando distintivas “púas”, e internamente ambos pares de estiletes presentan canales y sensilas dendríticas. Las maxilas están conformadas por un área basal, placa maxilar, y un proceso apical estiliforme, que es una modificación de las lacinias (Hamilton, 1981). Los estiletes maxilares yacen en el centro del haz y están estrechamente unidos a través de surcos y engrosamientos entrecruzados formando un canal dorsal, “canal alimentario”, y uno ventral más pequeño, “canal salival”, directamente comunicado con la bomba o siringe salival. Ambos pares de estiletes son accionados por músculos protractores y retractores que se insertan en sus bases.

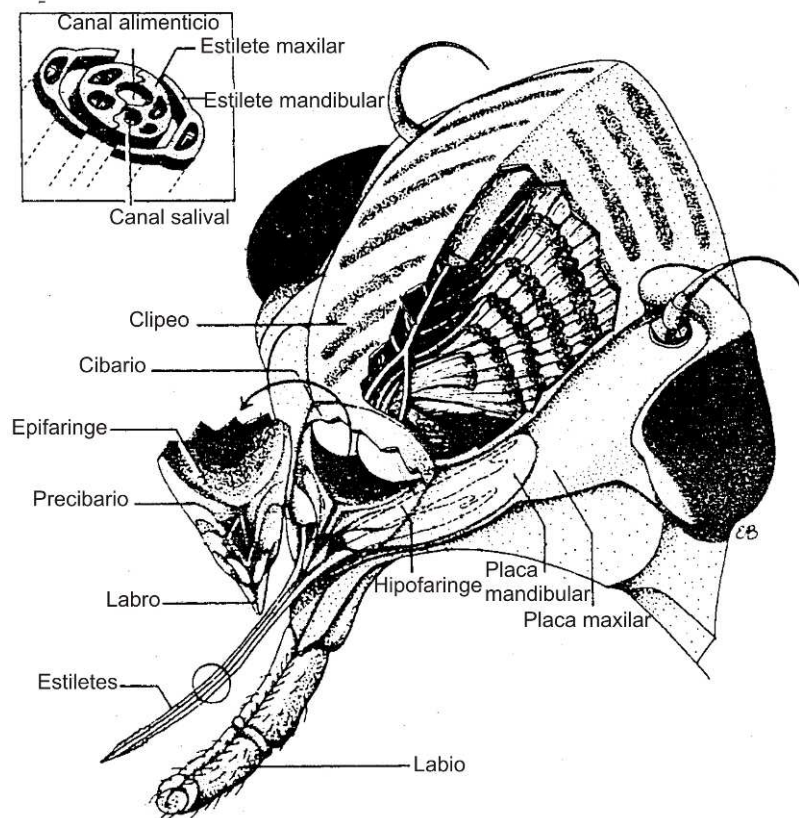


Fig. II-3. Aparato bucal de Cicadélidos. (Vista ventral de la cabeza) (Adaptado de Backus, 1985).

Los fluidos vegetales ingeridos a través de los estiletes entran en una delgada cámara, precibario, para ser conducidos hacia el cibario (bomba suctora o alimentaria). Las especies que se alimentan de xilema tienen músculos dilatadores agrandados y el precibario más ancho y fuertemente esclerotizado, para generar una fuerte presión negativa en el xilema. En contraste, los alimentadores de floema tienen músculos dilatadores más pequeños y el precibario es más delgado y menos esclerotizado (Backus, 1985).

Diversos órganos sensoriales intervienen en las actividades alimentarias; en particular las sensilas labiales, mecano y quimiosensoriales, responsables de reconocer la textura de la superficie de la planta y los constituyentes químicos de la misma. Estas funciones son de gran importancia para la selección óptima del huésped, interviniendo en la “fase de exploración de la superficie de la planta” (fase I de Backus, 1985). Las sensilas de los estiletes y las precibarias transmiten estímulos mecánicos y químicos (gustativos) durante la ingestión; ambos tipos de sensilas intervienen durante la “fase de prueba de los estiletes” (fase II).

## Tórax

El pronoto (Fig. II-4A) es un esclerito transverso en forma de silla de montar. Lateralmente, el epímero es reducido y oculto por el lóbulo lateral; por delante de éste se visualiza el episterno y trocantín. El esclerito esternal I es delgado y poco desarrollado.

El mesonoto (Fig. II-4A y B) es de forma romboide, conformado por dos escleritos visibles dorsalmente, el escudo, que representa la mayor porción del tergo mesotorácico y el escutelo, más pequeño, triangular, por detrás de la sutura escudo-escutelar. Por delante, la precosta mesotorácica consiste de un delgado y pequeño esclerito transversal separado del resto del mesonoto por la sutura antecostal. En vista lateral, la pleura mesotorácica está dividida por la sutura pleural en episterno y epímero; el episterno, dividido por la sutura anapleural en anepisterno y katepisterno, está relacionado con las alas anteriores (tegmina) y pata II respectivamente a través de los puentes prealar y precoxal. El endoesqueleto está conformado por fragmas que ocupan la mitad de la cavidad torácica. El espiráculo mesotorácico está localizado en la región membranosa pleural superior entre el pro y mesotórax. El esterno mesotorácico está formado por un prebasiesternito anterior, un amplio basiesternito medio y un furcaesternito posterior entre las cavidades coxales. El furcaesternito lleva *pits* furcales.

El metanoto, oculto debajo de las alas en reposo, está compuesto por un amplio escudo y un pequeño escutelo. La pleura consiste de un episterno y epímero separado por la sutura pleural. El espiráculo metatorácico está ubicado en la región membranosa de la pleura entre meso y metatórax. El esterno metatorácico tiene un basiesternito y un *pit* furcal.

El tamaño y las microesculturas cuticulares de los escleritos pleurales del pro y mesotórax: proepisterno, mesepisterno- anepisterno y katepisteno- y mesepímero (Fig. II-4A) son elementos de valor taxonómico (Dietrich, 2005).

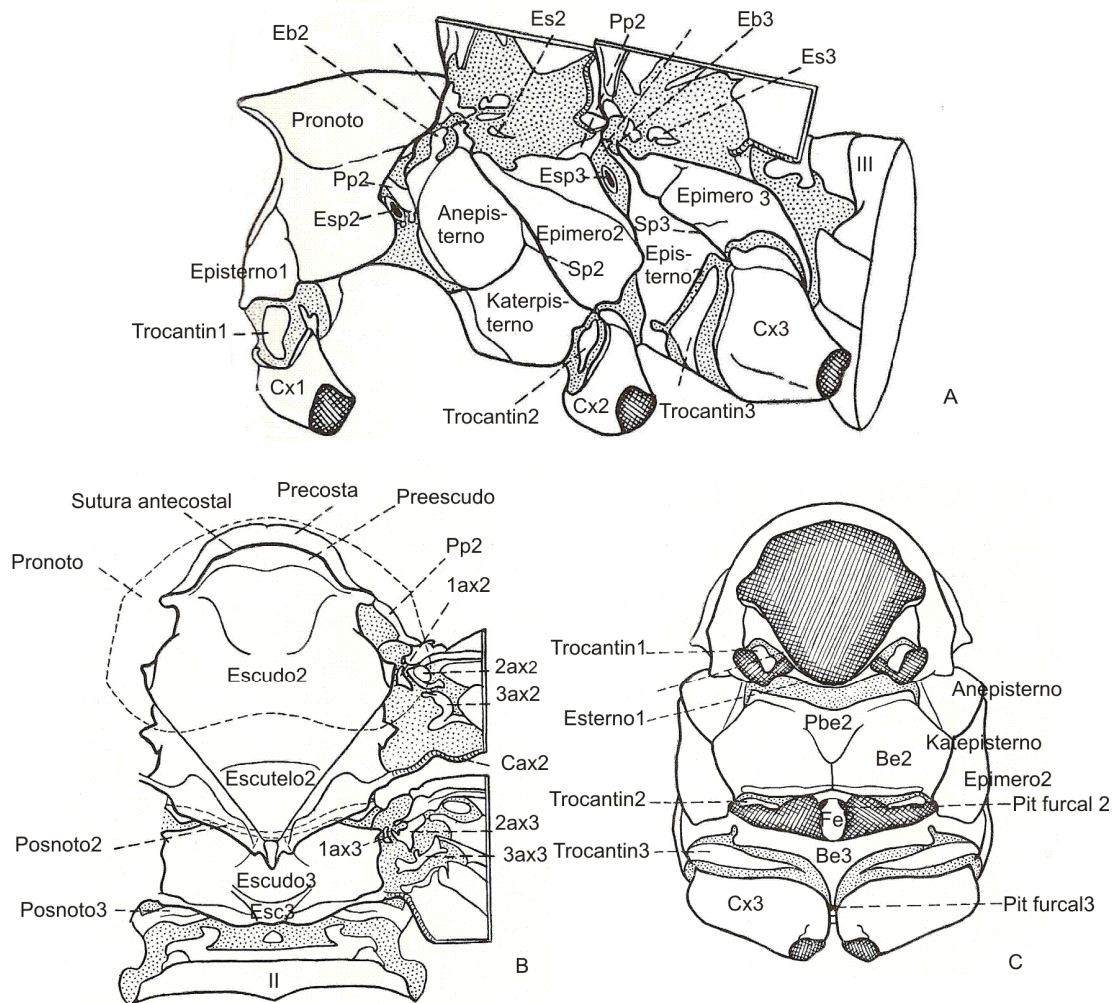


Fig. II-4. Tórax de Cicadélidos. A) vista lateral; B) vista dorsal; C) vista ventral. cx: coxa, Eb: esclerito basalar, Es: esclerito subalar, Esc: escutelo, Pp: puente prealar, Pb: prebasiesternito, Be: basiesternito, Fe: furcaesternito, Esp: espiráculo, II y III segmento abdominal (Adaptado de Kramer, 1950).

### Alas

El ala anterior o tegmen (Fig. II-5A) está dividida por un pliegue vannal en una región remigial anterior y un pequeño vannus posterior. El ala posterior (Fig. II-5B) es membranosa, además del pliegue vannal tiene un pliegue jugal que demarca el jugum; sobre el margen costal presenta una serie de pequeñas setas con forma de ganchos, que intervienen en el proceso de acoplamiento alar. En ambas alas, las venas longitudinales: subcostal (Sc), radial (R), medial (M), cubital (o claval) (Cu) y anal (o vannal) (A) delimitan las celdas apicales y anteapicales. En el ala posterior las venas longitudinales pueden prolongarse en una vena común submarginal.

Las bases de ambas alas contienen tres escleritos axilares, así como también una placa mediana, una placa humeral y una cuerda axilar, ubicadas lateral, anterior y posterior a los escleritos axilares respectivamente (Fig. II-5C y D) (Cwikla y Freytag, 1983).

Por la longitud y funcionalidad de las alas, pueden distinguirse formas macrópteras, o braquípteras (Blocker y Triplehorn, 1985). El modelo de ramificación de venas y la forma y textura de las celdas son importantes caracteres de valor taxonómico (Dworakowska, 1988).

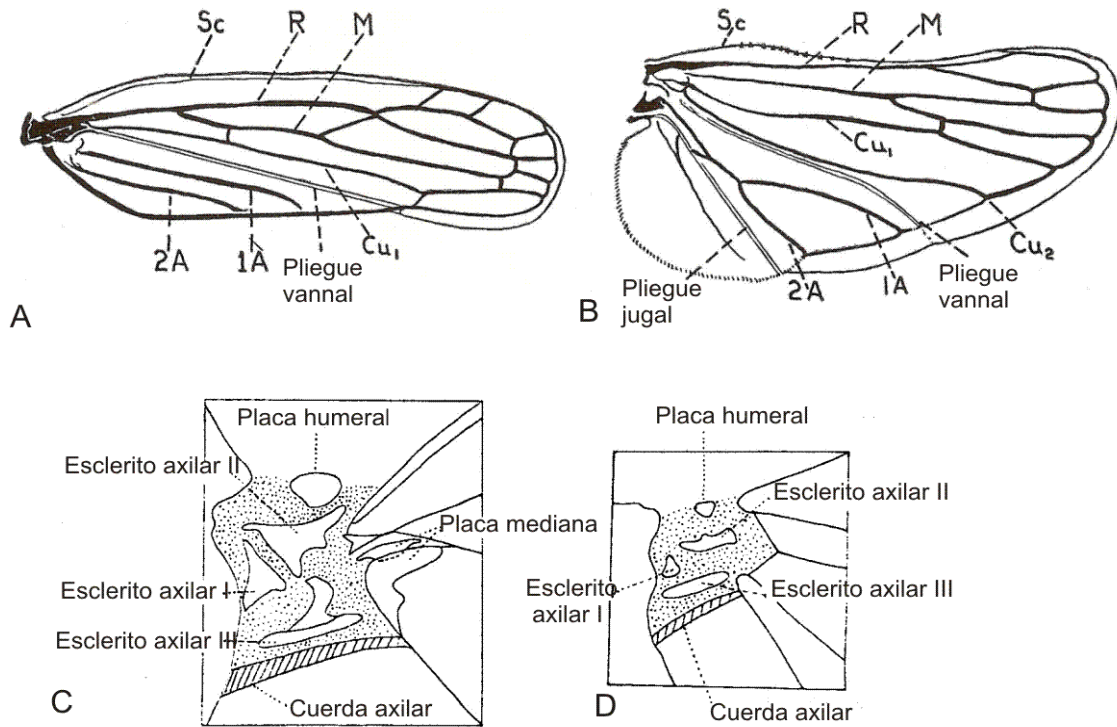


Fig. II-5. Alas de Cicadélidos. A) ala anterior; B) ala posterior. A: vena anal, Cu: vena cubital, M: vena mediana, R: vena radial, Sc: vena subcostal (Adaptado de Kramer, 1950); C) escleritos axilares del ala anterior; D) escleritos axilares del ala posterior (Adaptado de Cwikla y Freytag, 1983).

### Patas

En las patas (Fig. II-6) se diferencian los siguientes podómeros: coxa, trocanter, fémur, tibia y tarso trisegmentado que termina en un pulvillo bilobado y dos uñas tarsales. Las patas metatorácicas (III), adaptadas al salto, son varias veces más largas que las patas pro (I) y mesotorácicas (II); la tibia es cuadrangular en sección transversal, posee una hilera de espinas a lo largo de las cuatro aristas y es apicalmente marginada con una doble hilera de espinas. La forma, espinación y quetotaxia de las patas es variable.

Generalmente, es utilizada la terminología de Rakitov (1998) teniendo en cuenta la posición de las setas cuando la pata está extendida perpendicular al plano medio sagital del cuerpo: anterodorsal (AD), posterodorsal (PD), anteroventral (AV) y posteroventral (PV). La superficie anterior del fémur a menudo también lleva hileras de

setas adicionales; anteromedial (AM) e intercalar (IC) Las fórmulas setales son de uso frecuente en los estudios taxonómicos de este grupo.

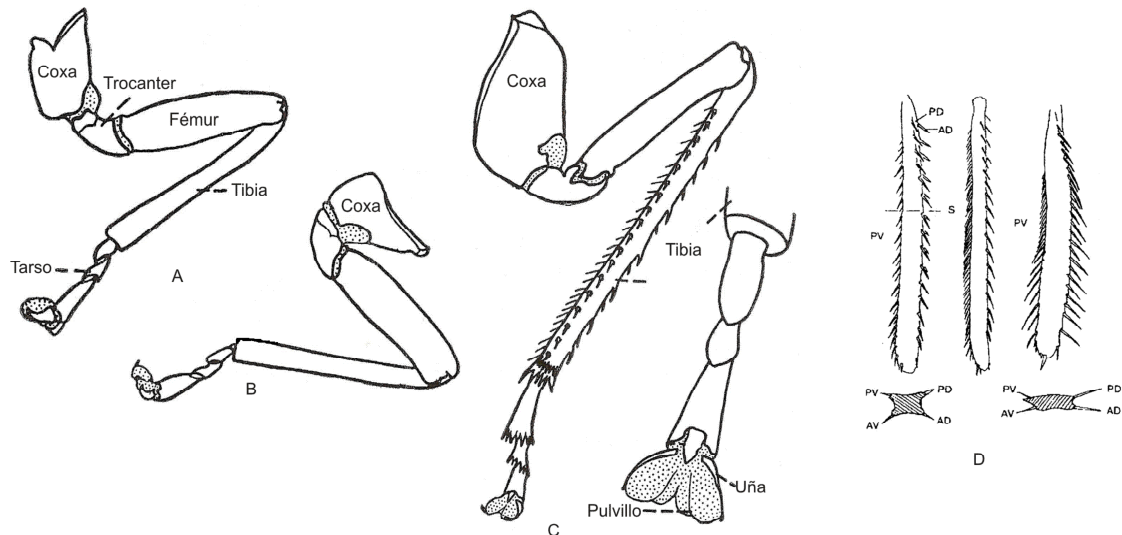


Fig. II-6. Patas de Cicadélidos. A) pata I; B) pata II; C) pata III (Adaptadas de Kramer, 1950). D) Nomenclatura de la quetotaxia de las patas (Adaptado de Dietrich, 2005).

## Abdomen

El abdomen está formado por 11 segmentos, los ocho primeros (segmentos pregenitales) llevan espiráculos traqueales. Los segmentos VIII y IX en la hembra y el IX en el macho corresponden a los segmentos genitales. Los segmentos X y XI son denominados postgenitales o segmentos anales.

Los segmentos basales del abdomen y los adyacentes del metatórax están modificados en un “aparato de canto”, particularmente desarrollado en machos, tanto para la producción como para la detección de sonido. El tegumento del primer urotergito está parcialmente esclerotizado, delimitando áreas de delgada y elástica membrana con distintos patrones de organización según los taxa. Procesos internos tipo “fragma” están a menudo presentes sobre el metapostnoto y el segundo y tercer urotergito, debido al fuerte desarrollo de la musculatura longitudinal dorsal. Apodemas externas del primer y segundo segmento abdominal (1S, 2S) muestran distintos grados de desarrollo, especialmente el correspondiente al 2S, en los que se inserta la musculatura transversa del aparato de canto (Fig. II-7A) (Ossiannilsson, 1949).

La cápsula genital del macho (Fig. II-7B y C) esta formada por el tergo del segmento IX, *pygofer*, el cual es variable en forma y quetotaxia, y puede llevar procesos o lóbulos. Ventralmente se distingue la valva y las placas subgenitales pares,

conectadas al margen posterior de la valva, que funcionan como protección del *aedeagus* y como órgano de sujeción de la hembra durante la cópula. La forma, quetotaxia y grado de fusión entre ellas y la valva es variable.

La genitalia interna (Fig. II-7B y C) se compone de un par de estilos (o parámetros) asociados estrechamente a un conectivo, que está fijado a la base del *aedeagus*. Estructuras accesorias, como paráfisis, son de frecuente ocurrencia. Los estilos son, esencialmente, estructuras de presión durante la cópula. La parte distal puede ser variablemente modificada. El conectivo puede estar fusionado o articulado con la base del *aedeagus*, es de forma variable, frecuentemente en Y, linear o trapezoidal. El *aedeagus* (órgano intromitente o pene) está típicamente compuesto de un preatrio, un atrio, un apodema dorsal y un tallo en donde se abre el gonoducto. La posición y forma del falotrema (poro genital) muestra variación en los diferentes grupos. Puede haber distintos tipos de procesos o espinas sobre el *aedeagus*, principalmente sobre el tallo.

La genitalia externa de la hembra (Fig. II-7D y E) incluye los segmentos VIII y IX. El segmento VIII consta solamente del tergo en forma de cono, o *pygofer*. El ovipositor, de posición ventro-caudal, consiste en tres pares de valvas denominadas primera (I), segunda (II) y tercera (III o gonoplaca). Las valvas I se deslizan externamente sobre las valvas II a través de una serie de rebordes y surcos impresos en ambas superficies de fricción; están unidas latero-ventralmente al *pygofer* y al valvifer I, además presentan dientes en el margen dorsal y apical. Las valvas II están fusionadas al valvifer II unido al extremo antero-ventral del *pygofer*. Las valvas III son mucho más anchas y cubren en posición de reposo a las valvas I y II; están articuladas a la parte posterior del valvifer II y antero-lateralmente a las valvas II. El séptimo esternito abdominal (esternito VII) usualmente cubre la base del ovipositor; varía en forma entre especies.

Los segmentos anales de ambos sexos son de escasa importancia para la clasificación; el segmento X es pequeño y membranoso, mientras que el segmento XI lleva un anillo de escleritos basales y laterales, y un estilo apical.

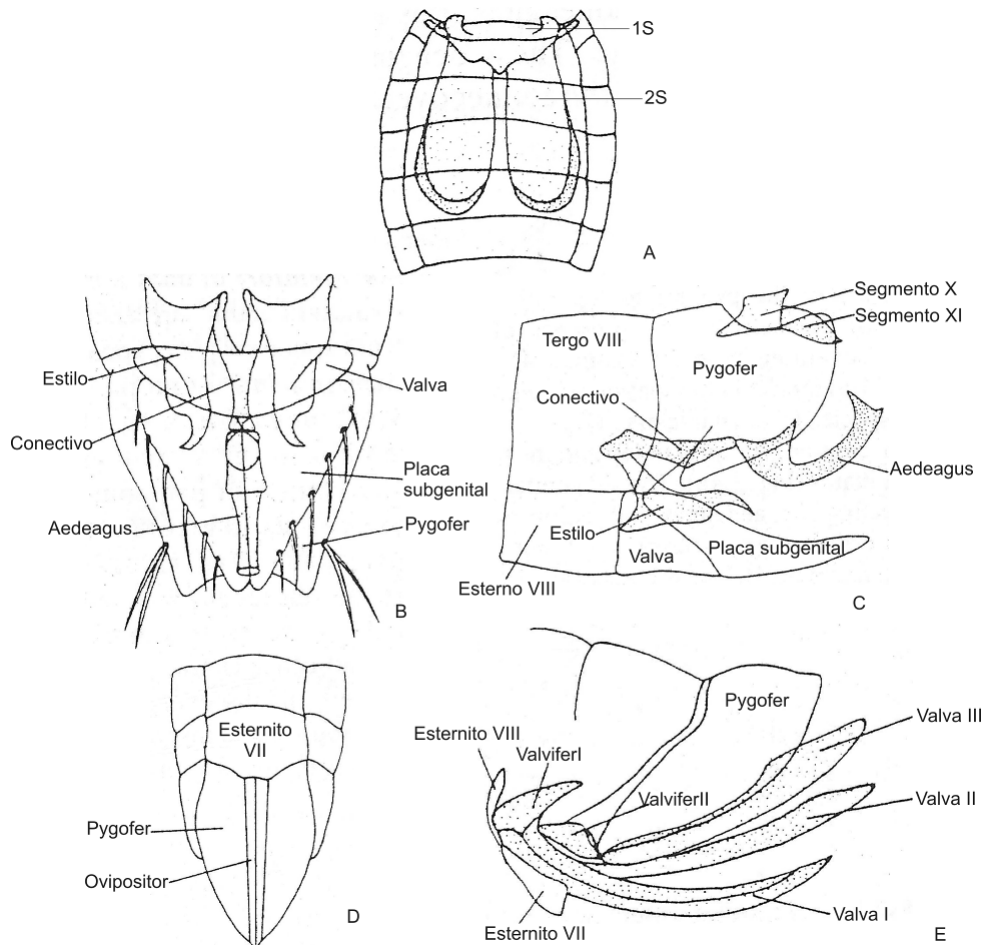


Fig. II-7. Abdomen de Cicadélidos. A) apodemas esternales. 1S: apodemas esternales del primer segmento abdominal, 2S: apodemas esternales del segundo segmento abdominal; B y C) genitalia del macho, vista ventral y lateral respectivamente; D y E) genitalia de la hembra, vista ventral y lateral respectivamente (Adaptado de Blocker y Triplehorn, 1985).

La descripción anatómica de la familia Cicadellidae en este estudio se realizó de acuerdo a Kramer, 1950 y Cwikla y Freytag, 1983.

## Biología

Al igual que la mayoría de los Auchenorrhyncha, los Cicadellidae oviponen en hendiduras que realizan con el ovipositor en el tejido vegetal, disponiendo los huevos generalmente en hileras. La postura puede ser confinada a una única especie de planta o a un número limitado de especies. Los huevos pueden ser parcial o completamente encastrados en el tejido vegetal; cuando quedan expuestos generalmente son cubiertos por secreciones liberadas por el ovipositor de la hembra (Evans, 1946). Las posturas se localizan sobre las nervaduras de las hojas, pecíolo foliar o tallos tiernos. Aproximadamente a los 10 días nacen las ninfas, que están dotadas en general de gran movilidad y se las encuentra frecuentemente alimentándose en la cara abaxial de las hojas. Pasan por 5 estadios ninfales hasta llegar al estado adulto en un tiempo más o menos variable, de 15 a 25 días. Las ninfas

difieren principalmente de los adultos por la ausencia de alas funcionales, aunque sus esbozos alares aparecen tempranamente en el segundo estadio. Los estadios ninfales pueden ser diferenciados con relativa facilidad al considerar particularmente las modificaciones del meso y metatórax durante el desarrollo de los esbozos alares (Fig. II-8) (Dmitriev, 2002). El período invernal transcurre en estado de huevo o como adulto y, con menos frecuencia como ninfas (Evans, 1946).

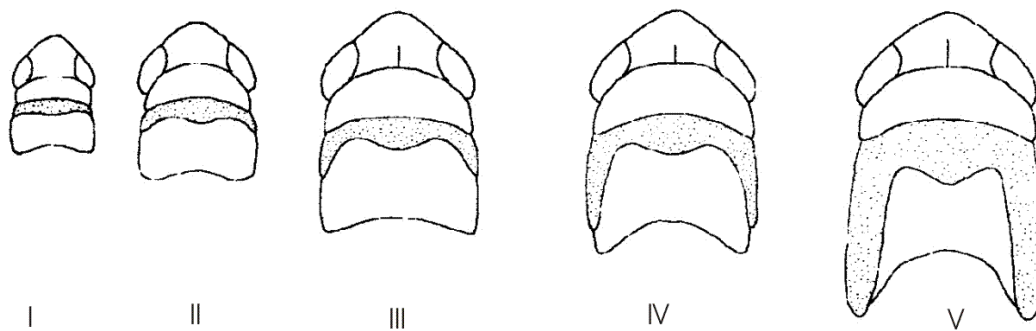


Fig. II-8. Desarrollo de los cinco estadios ninfales de Cicadélidos. Representación esquemática de los cambios morfológicos a nivel del tórax.

Uno de los aspectos comportamentales que merece ser destacado es la capacidad de este grupo de insectos de secretar compuestos metabólicos ricos en lípidos y proteínas, producidos por los túbulos de Malpighi, denominados brocosomas, y que utilizan para cubrir su cuerpo mediante particulares movimientos de sus patas (Rakitov, 1996).

Con respecto a sus conductas alimentarias, los cicadélidos se alimentan sobre plantas vasculares, particularmente de tallos y hojas. Muchos lo hacen a partir del floema (la mayoría de los Deltocephalinae), algunos desde el xilema (Cicadellinae), o del contenido de células del mesófilo (Typhlocybinae) (Backus, 1985). Los alimentadores de floema producen pequeñas cantidades de excretas azucaradas y descoloridas; los alimentadores de xilema producen grandes cantidades de heces acuosas; mientras que los alimentadores de mesófilo excretan pequeñas gotas de coloración oscura. No hay formas predatoras, parásitas o acuáticas (Dolling, 1991). Dado que han restringido su alimentación a fluidos vegetales se presume que, en conexión con estas deficientes dietas nutricionales, muchos “homópteros” albergan bacterias intracelulares que son transmitidas verticalmente (Buchner, 1965).

En el comportamiento reproductivo son de gran importancia los timbales, estas estructuras productoras de sonido se encuentran más desarrolladas en los machos, siendo el sonido inaudible para el hombre en condiciones normales. Estas vibraciones juegan un importante rol en la selección del macho por parte de las hembras, quienes

las captan a través de estructuras sensoriales especializadas. Sonidos emitidos por especies relacionadas a menudo difieren marcadamente; pudiendo actuar como barreras a la hibridación entre especies (Dolling, 1991).

## Distribución geográfica

La mayoría de las subfamilias de Cicadellidae ocupan el Hemisferio Sur, por lo que se les adjudica un origen tropical. Casi todas las subfamilias consideradas filogenéticamente primitivas ocupan las regiones Australiana e Indomalaya. Las subfamilias más avanzadas, Deltocephalinae y Typhlocybinae, son cosmopolitas y sus orígenes son desconocidos. La especiación en ambos grupos ha sido exuberante, tienen la mayor cantidad de taxa y, juntas tienen más especies que las restantes subfamilias (Tabla II-1). Su vasta diversidad indica un alto grado de plasticidad y adaptabilidad a un amplio rango de plantas huéspedes en todas las regiones zoogeográficas (Nielson, 1985).

Tabla II-1. Riqueza y diversidad de géneros endémicos de las Subfamilias de Cicadellidae presentes en la región Neotropical (Adaptada de Nielson y Knight, 2000).

Subfamilia	Regiones Zoogeográficas						Total
	Australiana	Etiópica	Neártica	Neotropical	Oriental	Paleártica	
Deltocephalinae	34	80	104	169	46	229	662
Typhlocybinae	7	82	11	41	165	56	362
Cicadellinae	25	31	13	203	50	16	338
Coelidiinae	3	15	1	77	6	0	102
Idiocerinae	22	14	0	16	22	15	89
Gyponinae	0	0	7	74	0	0	81
Ledrinae	27	11	0	9	14	0	61
Iassinae	4	9	0	25	6	2	46
Penthimiinae	8	12	0	1	22	0	43
Nirvaninae	8	7	0	11	13	0	39
Agalliinae	0	5	4	14	3	5	31
Macropsinae	5	4	3	2	2	1	17
Neocoelidiinae	0	0	1	12	0	0	13
Neobalinae	0	0	0	12	0	0	12
Xestocephalinae	1	1	0	2	2	0	6
Mileewinae	0	1	0	2	2	0	5
Nioniinae	0	2	0	1	0	0	3
Phereurhininae	0	0	0	3	0	0	3
Arrugadinae	0	0	0	1	0	0	1
Bythoniinae	0	0	0	1	0	0	1
Evansoliinae	0	0	0	1	0	0	1
Tinterominae	0	0	0	1	0	0	1

## Posición sistemática

Los representantes de esta familia pueden distinguirse del resto de las familias de Membracoideos por la siguiente combinación de caracteres: (1) pronoto no alcanzando la sutura escutelar, (2) escutelo no fuertemente proyectado dorsalmente, (3) mesotórax con sutura que separa el anepisterno del katepisterno, (4) mesepisterno sin procesos dorsales en forma de cuernos. De acuerdo a Deitz y Dietrich (1993) las sinapomorfias del grupo incluyen: pronoto no alcanzando la sutura escutelar y la presencia de brocosomas. Hamilton (1983a) considera que esta familia es parafilética a partir de caracteres morfológicos, lo cual concuerda con estudios moleculares realizados por Dietrich *et al.* (2001) y Cryan (2005).

En lo que respecta a la fauna Argentina, los aspectos taxonómicos y biológicos de los cicadélidos datan desde los importantes aportes de Berg (1879-1895), Christensen (1938, 1940, 1942), Torres (1946, 1949, 1950, 1955a y b, 1959, 1961), Hayward (1960), y los más recientes de Remes Lenicov (1982), Remes Lenicov y Tesón (1985), Tesón y col. (1986), Paradell (1995), Paradell y col. (2000) y Virla (2000).

## Subfamilia Typhlocybinae

Género tipo: *Typhlocyba* Germar, 1833.

La subfamilia Typhlocybinae es extremadamente diversa, con más de 450 géneros y subgéneros, y aproximadamente 5.000 especies descritas (Tabla II-2). Por lo cual es considerada la segunda subfamilia más grande de membracoideos (McKamey, 2002).

Tabla II-2. Número de especies de Typhlocybinae descritas por región zoogeográfica (de acuerdo a Oman *et al.* 1990).

Neártica	Neotropical	Paleártica	Afrotropical	Indomalaya	Australiana
1000	900	1100	400	500	100

Los estudios más importantes en Typhlocybinae en los últimos 100 años son destacados a continuación en orden cronológico:

Distant, W. (1908, 1918) describió aproximadamente 75 especies en 16 géneros y dividió al grupo en dos subfamilias de acuerdo a la venación del ala posterior.

McAtee, W. (1918) modificó el nombre de la subfamilia como Eupteryginae siguiendo a Baker (1915), quién usó *Eupteryx* como género tipo. También propuso una clave para las tribus Alebrini, Dikraneurini, Jorumini y Euperygini basada en el número de celdas cerradas en el ala posterior; y claves genéricas fundamentadas en la venación del ala anterior.

Haupt, H. (1929) consideró al grupo como una familia, Typhlocybae, basado en la carencia de venas transversas en la base de las alas y la presencia de una glándula de cera sobre el margen costal del ala, distinguiendo tres subfamilias: Empoascinae, Eupteryginae y Typhlocybinae.

Ribaut, H. (1936) realizó una amplia descripción de la familia Typhlocybae a partir de la fauna francesa.

Evans, J. (1947) consideró que los Typhlocybinae pueden ser el grupo de Cicadellidae más derivado o el más plesiomórfico por poseer tanto caracteres primitivos como especializados.

DeLong, D. (1948) estudió géneros neárticos y construyó una clave de géneros basada en la venación alar.

Oman, P. (1949) estableció como sinónimos los Eupteryginae de McAtee con Cicadellinae (=Typhlocybinae) y adicionó nuevos caracteres diagnósticos de la subfamilia. Reconoció cuatro tribus: Alebrini, Dikraneurini, Cicadellini y Jorumini. También incluyó claves de familias, subfamilias, tribus, géneros y algunas especies de hemípteros neárticos.

Young, D. (1952) incorporó claves de tribus y géneros de las especies del hemisferio occidental, basadas sobre la venación y caracteres de la genitalia externa e interna. Este autor reconoció cuatro tribus: Alebrini, Dikraneurini, Erythroneurini y Typhlocybinae. En 1957 realizó una revisión de la tribu Alebrini, y en 1965 separa la tribu Mileewanini de la familia Tettigellinae y la incluye dentro de los Typhlocybinae como una quinta tribu.

Christian, P. (1953) realizó una revisión de las especies del género *Typhlocyba* y otros géneros relacionados de Norteamérica.

Mahmood, S. (1967) instauró la tribu Bakerini para incluir a los Typhlocybinae indomalayas.

Dworakowska, I. estudió intensamente los tiflocibinos del viejo mundo desde 1970, describiendo más de 400 especies. En 1979, crea la tribu Zyginellini basada en la venación submarginal del ala posterior y la fusión de las venas vannales.

Knight, W. (1976) estudió los Typhlocybae de Nueva Zelandia, incluyendo claves de géneros y especies.

Southern, P. (1982) estudió el género *Empoasca* para Perú e incluyó un detallado método para la preparación de los especímenes, principalmente para disección y estudio de la genitalia. Sus trabajos, orientados hacia el estudio de los Empoascini neotropicales, constituyen en la actualidad los más importantes aportes en la región.

Ahmed, M. (1983, 1985) estudió los tiflocibinos de Pakistán, adicionando claves y también caracteres del comportamiento alimentario. Consideró cinco tribus: Alebrini, Dikraneurini, Typhlocybini, Empoascini y Erythroneurini.

Hamilton, K. (1983a) modificó la clasificación de la familia Cicadellidae, reduciéndola solo a 10 subfamilias, considerando varias subfamilias como tribus de Typhlocybae. En 1998 creó la tribu Forcipatini.

Ruppel, R. (1987) realizó una recopilación de las 12 tribus previamente propuestas y los caracteres que las definen.

Dietrich, C. (2005) incluyó claves de las subfamilias y tribus de Cicadellidae, considerando las tribus de Typhlocybae de acuerdo Oman *et al.* (1990), excepto que considera a Helionini como sinónimo de Empoascini. También mediante el análisis de datos moleculares ha estudiado las relaciones filogenéticas entre ellas. Junto a Dmitriev, D. (2006 y 2007) han realizado estudios taxonómicos y revisiones de varios géneros de la tribu Erythroneurini, además de la inclusión de nuevas especies.

Balme, G. (2007) examinó la filogenia de las tribus de Typhlocybae, además incluyó una clave de las tribus y descripción de los caracteres morfológicos y distribución.

Mühlethaler, R. (2008) realizó un estudio taxonómico y biogeográfico de las especies europeas del género *Kybos*. Adicionó una clave de las especies, incluyendo características de la genitalia de la hembra.

En lo que respecta a las especies de la Argentina, los primeros estudios corresponden a los siguientes autores:

Berg, C. (1895) quien publicó un listado de los hemípteros de Tierra del Fuego en el cual se incluye una nueva especie de *Typhlocyba*.

Christensen, J. (1938) realizó una recopilación de los caracteres de la genitalia del macho y la hembra utilizados en tiflocibinos. En 1940 cita por primera vez para Argentina a *Typhlocyba froggatti* Baker.

Torres, B. (1946) recopiló información de 21 especies de auquenorrhincos perjudiciales en Argentina, entre los que se incluye dos especies de tiflocibinos, adicionando datos morfológicos y biológicos como una guía para su reconocimiento. Entre 1955 y 1959 describió una nueva especie de *Protalebrella* y dos nuevas especies de *Empoasca*.

Young, D. (1953) describió 15 nuevas especies del género *Empoasca* desde Argentina, incluyendo una clave para todas las especies conocidas hasta el momento.

Paradell, S. (1995) realizó una revisión taxonómica del género *Empoasca*, incluyendo una clave de 25 especies argentinas.

## **Morfología**

La coloración en general es considerada un carácter adicional para el reconocimiento de las especies de Typhlocybinae, por poseer variaciones intraespecíficas debidas a cambios con la edad del insecto, o por el modo de conservación de los ejemplares.

### **Alas**

Las principales venas longitudinales en ambas alas son radial, medial, y cubital (R, M y Cu). En el ala anterior (Fig. II-9A) se delimitan solo celdas apicales (1-4). En el ala posterior (Fig. II-9B) la rama posterior de la vena R puede permanecer separada del ápice o puede fusionarse pre-apicalmente con la parte apical de la rama anterior de la vena M. La vena m-cu es usualmente diagonal. La vena Cu<sub>2</sub> nunca se presenta ramificada. Posee dos pliegues, el pliegue jugal, funcional, el cual delimita el lóbulo jugal, y un segundo pliegue vannal no funcional ubicado anteriormente. Entre estos pliegues se delimita el área vannal, que exhibe un máximo de dos venas vannales,

designadas 1V y 2V, las cuales están siempre al menos parcialmente fusionadas. Los ápices de al menos algunas de las venas longitudinales se prolongan en una vena submarginal común de extensión variable en los diferentes grupos de especies. Las venas longitudinales del ala posterior presentan muy buenos caracteres para diferenciar géneros.

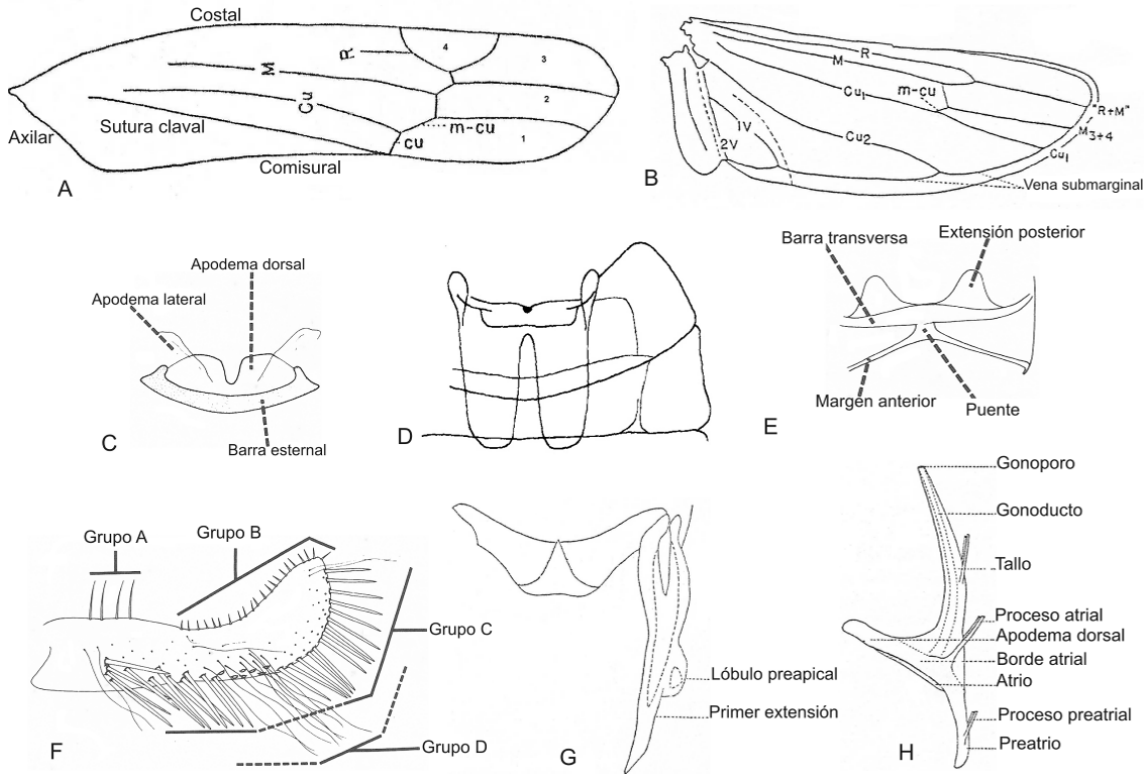


Fig. II-9. Caracteres de la Subfamilia Typhlocybinae. A) ala anterior; B) ala posterior; C) primer complejo esternal; D) segundo complejo esternal; E) superficie dorsal del *pygofer*; F) placa subgenital; G) estilo y conectivo; H) *aedeagus* (Fig. A, B, G y H adaptadas de Young, 1952; C, D, E y F de Southern, 1982).

### Estructuras del abdomen

Los apodemas tergaes y esternales del primero al tercer segmento son de valor taxonómico. El segundo tergo abdominal generalmente tiene la antecosta desarrollada como un apodema transversal en forma de placa o pared. El primer complejo esternal (1S) (Fig. II-9C), en vista frontal, consiste de una barra ventral fuertemente esclerotizada, denominada barra esternal. Dorsalmente esta barra puede llevar un apodema transversal en forma de placa, el apodema dorsal; este apodema se extiende sobre la porción media de la barra esternal y en muchos casos presenta una incisión medial. Desde el área basal y dorsal del apodema dorsal surge un par de apodemas laterales que divergen dorso-lateralmente. El segundo esternal (2S) (Fig. II-9D) típicamente lleva un par de grandes apodemas, en general tienen forma de lenguas ubicadas en la cavidad abdominal, extendiéndose posteriormente. La forma y el

tamaño relativo de los apodemas son caracteres taxonómicos útiles. La unión ventral entre el tercer y cuarto segmento abdominal es deprimido o levemente invaginado; ocasionalmente un par de apodemas están asociados a esta línea intersegmental, y son denominados como el tercer apodema esternal (Southern, 1982).

### **Genitalia del macho**

Está conformada por un amplio esclerito dorso-lateral, *pygofer* (Fig. II-7C); cerrada ventralmente por un par de placas subgenitales. El *pygofer* a menudo lleva un par o pares de procesos, que pueden ubicarse dorsal, ventral o caudalmente. Las placas subgenitales (Fig. II-9F) son estructuras planas en forma de bolsa, pero en la tribu Alebrini parecen ser cilíndricas apicalmente, quizás como resultado de un proceso de enrollamiento y fusión. El *pygofer* y las placas subgenitales usualmente llevan setas, cuya disposición es utilizada para la diferenciación a nivel genérico.

La superficie dorsal del *pygofer* (Fig. II-9E) presenta una esclerotización diferenciada que se divide en cuatro elementos: el margen anterior de la cápsula; una barra transversa; que a menudo se continua sobre la superficie lateral de la cápsula; un puente medial que conecta el margen anterior y la barra transversa; y una extensión medial posterior que surge desde la barra transversa, y puede estar dividida medialmente en dos proyecciones o cuernos (Southern, 1982).

Los estilos (Fig. II-9G), relacionados medialmente por el conectivo, consisten de una corta porción cefálica y una porción caudal más grande; la porción anterior es poco variable en forma, por lo que tiene escaso valor taxonómico; la porción posterior es poco conservada en forma y frecuentemente exhibe caracteres a nivel genérico. Pueden ser delgados o tubulares, o tener expansiones en uno o más planos, formando un lóbulo preapical, así como también proyecciones apicales denominadas primer y/o segunda extensión. Además pueden poseer setas, las cuales son poco constantes en la disposición. El conectivo (Fig. II-9G) articula con los estilos lateralmente y con la base del *aedeagus* apicalmente. Puede ser en forma de barra lineal transversa, triángulo, letras U, V, Y o trapezoidal. En la mayoría de los casos el ápice es curvado dorsalmente y articula con el *aedeagus* en la región subterminal o terminal. Ocasionalmente el conectivo es delgado y membranoso y observado con dificultad. En general, la forma del conectivo es constante dentro de un género. El *aedeagus* (Fig. II-9H) es esencialmente una estructura en forma de campana, con el gonoporo en el extremo adelgazado; la abertura basal es ancha y se denomina atrio genital y su borde, margen atrial; el tallo es restringido a la porción del *aedeagus* atravesado por el

gonoducto, y usualmente es dirigido dorso-caudalmente. En la periferia del atrio genital, usualmente como una modificación del margen atrial, aparecen uno o dos apodemas, generalmente dorsales. Frecuentemente es de forma similar en especies relacionadas taxonómicamente. En ocasiones, el atrio es precedido por una conspicua porción preapical, designada el preatrio. Cuando el preatrio está presente articula con el conectivo, o en su defecto, con la porción ventral del margen atrial. Además pueden aparecer procesos aedeagales de forma y disposición variable: preatriales, atriales o surgir desde el tallo o el apodema.

El tubo anal, formado por los segmentos X y XI, ocasionalmente presenta procesos esclerotizados denominados ganchos anales y yacen dentro de la cavidad formada por el *pygofer*.

### **Genitalia de la hembra**

El primer y segundo par de valvas (Fig. II-10) son, en general, de igual longitud y aproximadamente 20 veces más largas que anchas; y presentan el quinto apical denticulado para penetrar la planta huésped en el momento de la oviposición. Cada valva I se une a través de toda su longitud con su correspondiente valva II mediante surcos y camellones. Las estructuras del quinto apical de la valva II constituyen los caracteres de mayor valor diagnóstico. Las valvas I son simétricas, y usualmente más débiles, con bordes translúcidos y una fina denticulación dispuestas en una o dos hileras; su configuración general es de escaso valor taxonómico. El segundo par de valvas (Fig. II-10A y B) es marcadamente asimétrico en el quinto apical; una de las valvas es de mayor tamaño, fuertemente esclerotizada sobre el margen dorsal, y presenta impresiones en la cara lateral para sujetar a la otra valva más pequeña y membranosa. La valva mayor posee dientes prominentes y fuertes, y la región que sirve de soporte de estos dientes es más esclerotizada que la valva menor. Los dientes de estas valvas son utilizados taxonómicamente por exhibir diferencias interespecíficas. Tres tipos de esquemas de denticulación pueden ser encontrados en las valvas mayores: 1) con dentículos bastante gruesos y dispuestos mayoritariamente en amplios grupos separados; 2) con dentículos similares en forma y pequeño tamaño, a excepción de ocasionales dientes grandes, los cuales se hacen más numerosos hacia el ápice de la valva; 3) con una serie de dientes gruesos con dentículos en el margen dorso-apical. Algunas especies tienen rebordes, varillas o barras prominentes, pigmentadas y esclerotizadas en la pared lateral de ambas valvas II, a diferencia de las áreas no esclerotizadas adyacentes que son principalmente blanquecinas o verdes. La impresión lateral, y en algunas especies, las barras longitudinales

esclerotizadas, son los elementos que permiten el acople y deslizamiento de las valvas (Balduf, 1934).

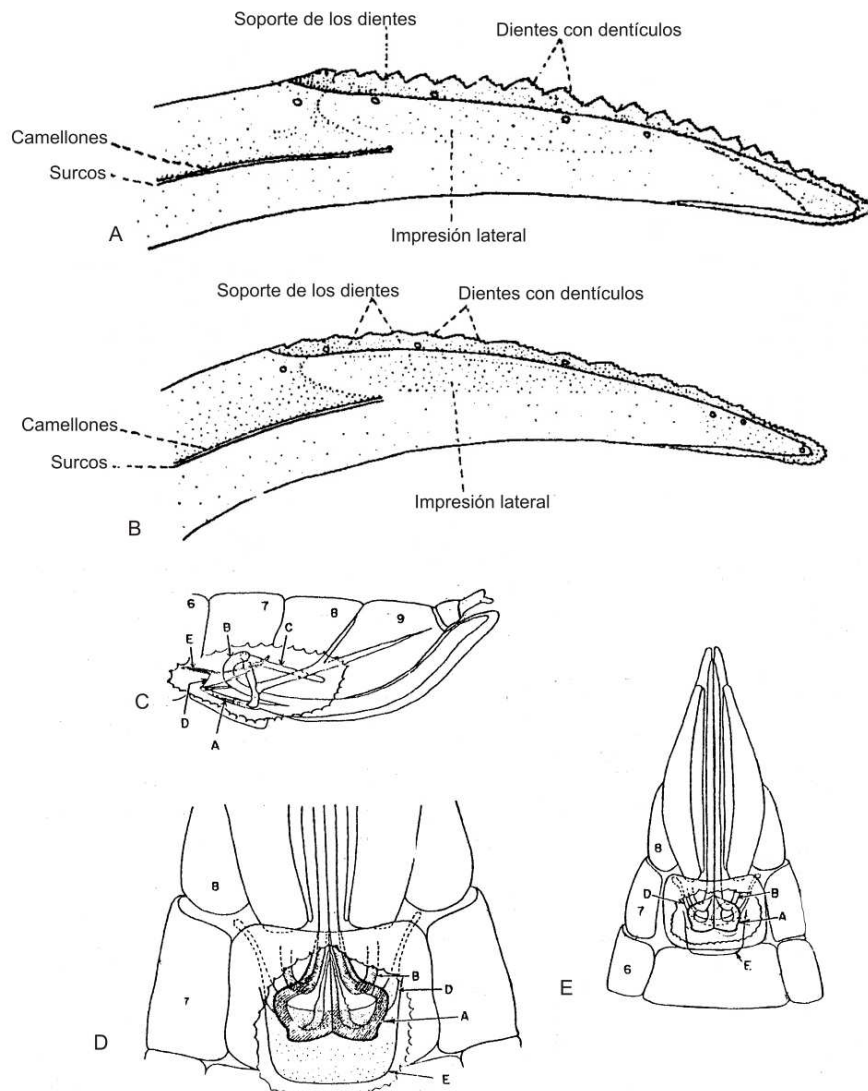


Fig. II-10. Genitalia de la hembra de Typhlocybinae. A) valva II mayor; B) valva II menor (Adaptadas de Balduf, 1934). C) cápsula genital femenina lateral; D y E) ventral (Adaptadas de Cunningham y Ross, 1965). A- Rama externa; B- Rama interna; C- Extensión ramal; E- Apodema.

De acuerdo a Cunningham y Ross (1965) (Fig. II-10C, D y E) los caracteres más útiles en la identificación de las hembras están asociados con la base del ovipositor. La base del primer par de valvas, denominada rama externa (A), es siempre bien esclerotizada y, de forma constante para una especie dada. La rama interna (B) de la primer y segunda valva sobre cada lado están fuertemente asociadas y cada par forma una estructura única, similar en diferentes especies, por lo que no es utilizada como carácter diagnóstico. La extensión ramal (C) es una estructura en forma de varillas esclerotizadas que surgen medialmente asociadas con cada una de las ramas internas; y se proyectan posteriormente en la cápsula genital. Estas estructuras son

típicas del género *Empoasca*. El esternito VIII es una membrana levemente esclerotizada, transversa, ubicada en el piso de la cámara genital sobre la superficie dorsal membranosa del esternito VII y, unida al extremo anterior de las ramas externas del ovipositor.

### Anatomía interna

Dado que los tiflocibinos son, en su mayoría, alimentadores de mesófilo, el tubo digestivo muestra una cámara filtro más reducida que el resto de los Cicadellidae. El extremo posterior del digestivo medio (cerca de la unión con los túbulos de Malpighi), se yuxtapone con la región anterior del digestivo medio levemente dilatada, y limitado por delicadas hebras de músculos (Fig. II-11). Las partes yuxtapuestas no están encerradas dentro de una cámara o membrana común. El epitelio del intestino en el punto de contacto es delgado y vacuolado; movimientos de bombeo han sido reportados en este área (Ammar, 1985).

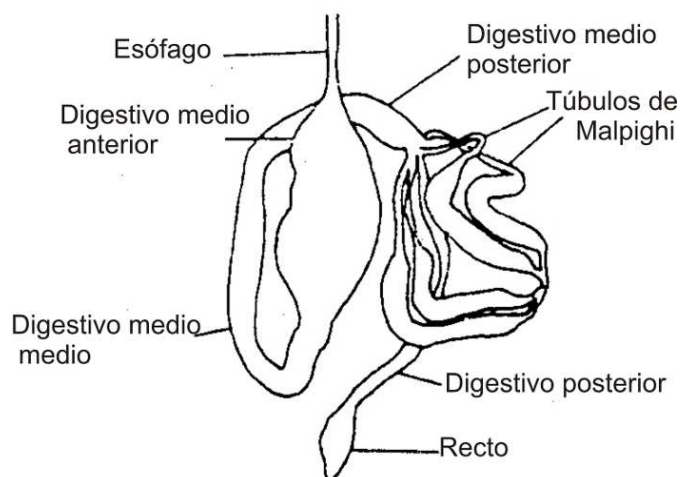


Fig. II-11. Cámara filtro de tipo tiflocibinae (Adaptada de Ammar, 1985).

### Biología

Muchas especies parecen ser huéspedes altamente específicos, usualmente se alimentan sobre un género o especie particular de planta. La mayoría de los Typhlocybinæ se alimentan del contenido celular del mesófilo de las plantas (Backus, 1988). Representantes de la tribu Empoascini pueden alimentarse de floema (ej. *Empoasca vitis* (Guthe, 1875) y *Jacobiasca lybica* (Bergevin, 1922), mientras que otras se alimentan además de células del mesófilo (Kabrick y Backus, 1990; Novotny y Wilson, 1997). Según estos autores, el hecho de que se alimenten sobre células del mesófilo es un método evolucionado y especializado de alimentación, que causa marcas blancas sobre las hojas. Dichas marcas son células sin contenido, llenas de aire, que pueden observarse en una amplia variedad de plantas herbáceas sobre las

que se alimentaron estos insectos. A diferencia de otros Cicadomorpha, los Typhlocybae carecen de endosimbiontes microbianos secundarios, al parecer debido a que las células del parénquima contienen los nutrientes necesarios (Dolling, 1991; Nielson, 1985). Su pequeño tamaño permitiría a las diferentes especies seccionar el ambiente en micro-hábitats, lo que podría ayudar a explicar la enorme diversidad del grupo (Janzen, 1976).

Los huevos son puestos en el tejido vegetal, en hendiduras realizadas con el ovipositor. Como la mayoría de los Hemiptera, los Typhlocybae pasan por cinco estadios ninfales durante su desarrollo postembrionario. En regiones frías o templadas las especies hibernan como huevos, ninfas o adultos. Dependiendo de las condiciones climáticas poseen una o más generaciones por año (Dolling, 1991; Nielson, 1985).

### **Distribución geográfica**

Habitan en las regiones Afrotropical, Australiana, Indomalaya, Neártica, Neotropical y Paleártica (Balme, 2007).

### **Posición sistemática**

La posición filogenética de los Typhlocybae ha sido controversial, ya que solamente dos caracteres morfológicos son compartidos por todas las especies: la carencia de ocelos sobre la corona y el tarsómero I posterior acuminado (Balme, 2007). Según Dietrich *et al.* (2001) esta subfamilia está aparentemente bien soportada por caracteres morfológicos, aunque la inclusión de datos moleculares sugieren un origen polifilético. Asimismo, estos autores sostienen que para soportar la monofilia se requiere un número adicional de pasos estadísticamente bajo.

Existen diferentes clasificaciones de las tribus de Typhlocybae de acuerdo a diferentes autores (Tabla II-3), aunque generalmente cinco de las tribus propuestas son las más aceptadas por los especialistas: Alebrini, Dikraneurini, Erythroneurini, Typhlocybini y Empoascini (Ruppel, 1987).

Tabla II-3. Diferentes clasificaciones según diversos autores de las tribus de la subfamilia Typhlocybae.

<b>Distant 1908</b>	<b>McAtee 1926</b>	<b>Haupt 1929</b>	<b>Oman 1949</b>	<b>Young 1952</b>
Typhlocybae	Eupteryginae	Typhlocybidae	Cicadellinae	Typhlocybae
Typhlocybaria		Typhlocybae		Typhlocybini

<b>Distant 1908</b>	<b>McAtee 1926</b>	<b>Haupt 1929</b>	<b>Oman 1949</b>	<b>Young 1952</b>
			Cicadellini	
	Eupterygini	Eupteryginae		
	Dikraneurini		Dikraneurini	Dikraneurini
				Erythroneurini
	Jorumini		Jorumini	
Empoascanaria		Empoascinae		
		Helioninae		
	Alebrini		Alebrini	Alebrini

Tabla II-3 (continuación). Diferentes clasificaciones según diversos autores de las tribus de la subfamilia Typhlocybinae.

<b>Metcalf 1968</b>	<b>Mahmood 1967</b>	<b>Oman et al. 1990</b>	<b>Hamilton 1983/1998</b>	<b>Balme 2007</b>
Cicadellinae	Typhlocybinae	Typhlocybinae	Typhlocybinae	Typhlocybinae
Typhlocybini	Typhlocybini	Typhlocybini	Typhlocybini	Typhlocybini
Cicadellini				
		Zyginellini	Zyginellina	
Dikraneurini	Dikraneurini	Dikraneurini	Dikraneurina	Dikraneurini
Erythroneurini	Erythroneurini	Erythroneurini	Erythroneurina	
	Bakerini			
Empoascini		Empoascini	Empoascina	Empoascini
Jorumini		Jorumini		
Helionini		Helionini		
Alebrinae	Alebrini	Alebrini	Alebrina	Alebrini
			Balbillini	
			Forcipatini	
			Macroceratogoniini	
			Neocoelidiini	
			Nirvanini	
			Paraboloponini	
			Pythamini	

Los escasos conocimientos de la fauna de Cicadellidae en la Argentina, en especial de Typhlocybinae, sumado a su reconocida importancia en la transmisión de patógenos crean la necesidad de aumentar el conocimiento acerca de la diversidad de esta subfamilia y el rol de sus especies como vectores de patógenos.

Con la finalidad de abordar el estudio taxonómico de Subfamilia Typhlocybinae, particularmente de aquellas especies asociadas a cultivos que presentan sintomatología de infección se plantea elaborar una clave para la identificación de las tribus presentes en la Argentina, describir o redescubrir los géneros y las especies halladas, agruparlos en claves dicotómicas e incluir información referida a la distribución geográfica, plantas huéspedes y perjuicios que causan.

## **Materiales y métodos**

Los materiales estudiados provienen de muestreos realizados sobre diversos huéspedes, recibidos en consulta o donación desde distintas Instituciones del país, y los depositados en la Colección del Museo de La Plata (MLP).

Los individuos examinados del género *Rhabdotalebra* fueron recolectados mediante red de arrastre y aspiradores manuales sobre plantas de *Tabebuia impetiginosa* (Mart. ex DC.) Standl. (“lapacho rosado”) en la provincia de Entre Ríos (Concordia) enviados en consulta por el Biól. Juan Pedro Bouvet (INTA Concordia); y sobre *T. pulcherrima* Sandw. (“lapacho amarillo”) y *T. ipe* (Mart.) Standley (“lapachillo”) en la provincia de Tucumán, enviados por el Dr. Eduardo Virla (PROIMI).

Los especímenes del género *Typhlocybella* fueron recolectados en las provincias de Buenos Aires (Chacabuco, Chivilcoy, Junín, Saladillo), Mendoza (La Consulta), Tucumán y Córdoba; sobre maíz, sorgo y malezas aledañas mediante red y aspiradores manuales.

Los especímenes de *Edwardsiana froggatti* fueron recibidos desde el INTA La Consulta, Mendoza y el INTA Alto Valle, Río Negro enviados por los Ing. Silvio Lanati y Darío Fernández. Los insectos fueron capturados sobre plantas de manzano (*Malus domestica* Borkh.).

Además fueron examinados materiales tipos de *Rhabdotalebra signata*, *R. jamaicensis*, *R. plummeri*, *R. hambletoni*, *R. ornata* y *R. brunnea* desde United States National Museum of Natural History (USNM); *Typhlocybella parva* desde Ohio State University (OSUC), *T. maculata* desde United States National Museum of Natural History (USNM) y *T. minima* desde Illinois Natural History Survey (INHS).

Los insectos fueron conservados secos o en alcohol 70%. Para el examen de los ejemplares, la genitalia se aclaró en KOH al 10% en caliente y se montó siguiendo las

técnicas tradicionales para microscopía óptica. Algunos ejemplares hembra se aclararon con Cloral. Las ilustraciones se realizaron con un microscopio estereoscópico con cámara clara. La descripción específica del macho se realizó de acuerdo a la nomenclatura de Young (1952), Christian (1953) y Southern (1982); la terminología de las estructuras genitales de la hembra según Balduf (1934) y Cunningham y Ross (1965). Cada especie se acompaña con los sinónimos reconocidos.

La longitud del cuerpo fue medida desde el margen anterior de la corona hasta la punta de las alas anteriores en reposo. La longitud de la corona se midió a lo largo de la línea media desde el margen anterior al posterior. La proyección de la corona fue medida a lo largo de la línea media desde el margen anterior hasta la línea transversa que une los márgenes anteriores de los ojos. El ancho interocular (la menor distancia entre los ojos) se midió entre los bordes postero-mediales de los ojos. El ancho pronotal se consideró como el ancho mayor del pronoto en aspecto dorsal (Southern, 1982). En el ala anterior las celdas apicales se numeraron desde el margen interno hacia el costal (1 a 4). Se denomina celda apical interna a la primera y celda apical externa a la cuarta.

Los materiales estudiados fueron depositados en la Colección Entomológica del Museo de La Plata (MLP).

## Resultados

### Clave de las Tribus de Typhlocybinae presentes en Argentina

- |   |                |
|---|----------------|
| 1. Tegmina con <i>apéndix</i> .....   | Alebrini       |
| 1'. Tegmina sin <i>apéndix</i> .....  | 2              |
| 2. Ala posterior con vena submarginal presente (excepto en <i>Typhlocybella</i> ) extendida lateralmente a lo largo del ápice del ala más allá del ápice de la vena R+M.....              | Dikraneurini   |
| 2'. Ala posterior con vena submarginal presente o ausente en el ápice del ala, cuando presente no se extiende más allá del ápice de la rama posterior de R (o donde R+M se fusionan)..... | 3              |
| 3. Venas vannales fusionadas; macho con estilos con un distintivo lóbulo preapical y extensión apical.....  | Erythroneurini |
| 3'. Venas vannales ramificadas; macho con estilos sin distintivos lóbulo preapical y extensión apical.....  | 4              |
| 4. Vena submarginal ausente en el ápice del ala posterior.....  | Typhlocybini   |
| 4'. Vena submarginal presente en el ápice del ala posterior, alcanzando la vena R+M.....  | Empoascini     |

## Tribu Alebrini McAtee, 1926

Género tipo: *Alebra* Fieber, 1872.

Caracteres diagnósticos: Presencia de *apéndix* en el ala anterior (Fig. II-12A). Este carácter se complementa con la presencia de ocelos, la cuarta celda apical del ala anterior no alcanza el ápice del ala, dos venas vannales en el ala posterior (Fig. II-12B). El macho con los estilos, en general, sin lóbulo preapical; las placas subgenitales usualmente enrolladas apicalmente, presentando una apariencia tubular; y el *pygofer* con la escisión dorsal más delgada que las usualmente encontradas en la subfamilia (Young, 1952, 1957).

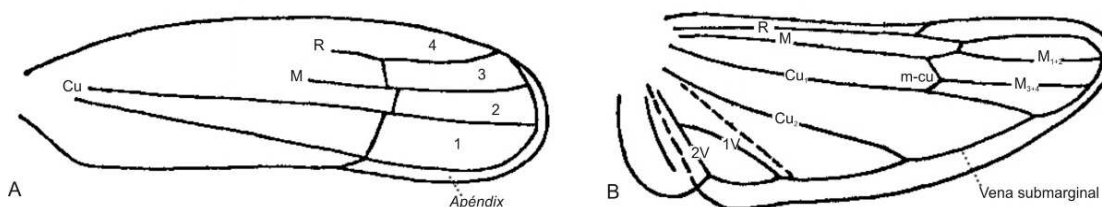


Fig. II-12. Tribu Alebrini, caracteres diagnósticos. A) ala anterior; B) ala posterior (Adaptadas de Young, 1957).

Distribución geográfica: Afrotropical, Indomalaya, Neártica, Neotropical y Paleártica (Balme, 2007).

Esta tribu está representada por 34 géneros de los cuales seis y 16 especies se han citado para la Argentina.

A continuación se mencionan las especies y la procedencia respectiva de acuerdo a Young, 1957 y Dworakowska, 1994:

*Habralebra willinki* Young, 1957; Jujuy.

*H. trimaculata* (Gillette, 1898); Jujuy.

*H. gillettei* Young, 1957; Salta y Jujuy.

*Omegalebra ogloblini* Young, 1957; Misiones y Jujuy.

*O. longipennis* Dworakowska, 1994; Jujuy.

*O. matogrossana* Young, 1957; Jujuy.

*Protalebra haywardi* Young, 1957; Tucumán.

*P. minor* Dworakowska, 1995; Jujuy.

*Protalebrella brasiliensis* (Baker, 1899); Tucumán, Chaco, Santa Fe, Jujuy y Salta.

*P. prima* Dworakowska, 1994; Salta.

*P. secunda* Dworakowska, 1994; Salta.

*P. tertia* Dworakowska, 1994; Salta y Jujuy.

*P. schachovskoyi* Torres, 1955; Santiago del Estero.

*Rhabdotalebra monrosi* Young, 1957; Jujuy.

*R. hambletoni* Young, 1957; Jujuy.

*Relaba superba* Dworakowska, 1994; Jujuy.

## **Especies estudiadas**

### **Género *Protalebrella* Young, 1952**

Especie tipo: *Protalebra brasiliensis* Baker; por designación original.

#### **Diagnosis**

Cabeza transversa o triangular, ápice redondeado o aguzado en aspecto dorsal; en aspecto lateral convexa y fuertemente divergente desde el contorno de la corona; ocelos sobre el margen de la corona, equidistante desde el margen interno de los ojos y la línea media de la cabeza, o levemente más cerca de esta última. Pronoto con márgenes laterales divergentes posteriormente, margen posterior ancho, superficialmente cóncavo.

Ala anterior (Fig. II-13A) con el ápice oblicuamente truncado, *apéndix* no extendiéndose alrededor del margen apical del ala; segunda celda apical de lados paralelos, tercer celda apical triangular o peciolada; celda apical externa corta y ancha, no conteniendo el ápice del ala. Ala posterior (Fig. II-13B) con vena submarginal

confluente el ápice de la vena R; rama posterior de R completa apicalmente, vena Cu<sub>2</sub> confluente con la vena submarginal cerca de la longitud media del ala.

Genitalia del macho: *Pygofer* con pocas macrosetas, con procesos dorsales o caudales. Placa subgenital triangular alargada, excediendo el *pygofer*, con un grupo longitudinal de macrosetas a través de toda su longitud. Estilos usualmente cortos con o sin lóbulo preapical. Conectivo usualmente en forma de una barra transversa. *Aedeagus* sin procesos, con apodema dorsal delgado y alargado, preatrio generalmente bien desarrollado. Procesos anales ausentes.

**Distribución geográfica:** Neotropical. En Argentina se mencionan cinco especies: *Protalebrella brasiliensis* (Baker, 1899), *P. prima* Dworakowska, 1994, *P. schachovskoyi* (Torres, 1955b), *P. secunda* Dworakowska, 1994 y *P. tertia* Dworakowska, 1994.

### ***Protalebrella brasiliensis* (Baker, 1899)**

(Fig. II-13)

*Protalebra brasiliensis* Baker, 1899: 405.

*Protalebrella brasiliensis* Young, 1952: 39.

#### **Diagnosis**

Longitud: 2,7 - 3,0 mm.

Coloración: amarillenta con distintivas manchas castaño oscuro. Corona amarillenta con una pequeña marca mediana castaña oscura cerca del margen posterior; pronoto castaño oscuro con tres puntos amarillentos en el margen anterior y cuatro bandas longitudinales hacia el margen posterior, escutelo similar al pronoto. Ala anterior con una mancha castaña en el margen anal terminando en una areola translúcida; una banda oscura desde el margen costal hasta la sutura claval sobre la vena comisural; mitad apical esfumada con areolas translúcidas (Fig. II-13A).

Venación del ala anterior y posterior características del género (Fig. II-13A y B).

Primer complejo esternal (1S) (Fig. II-13C): barra esternal recta; apodema dorsal bien desarrollado, incisión medial alcanzando la barra esternal cerrándose dorsalmente; apodema lateral bien desarrollado, y se proyecta más allá del apodema

dorsal. Apodema abdominal esternal (2S) corto, no sobrepasando el tercer segmento, ápices redondeados.

Genitalia del macho: *Pygofer* (Fig. II-13D), en vista lateral, alargado con un grupo de seis macrosetas en el centro del disco y un proceso dorso-caudal dirigido ventralmente que sobrepasa ampliamente el borde ventral del *pygofer*. Placa subgenital (Fig. II-13E) triangular con una hilera longitudinal simple de macrosetas y finas setas en el margen dorsal y el ápice. Estilo (Fig. II-13F) corto con lóbulo preapical presente y extensión apical levemente curvada postero-ventralmente. Conectivo (Fig. II-13G) en forma de barra transversa. *Aedeagus* (Fig. II-13H) con preatrio corto, tallo adelgazado en la mitad apical con pequeñas dentaciones en el margen dorsal, gonoporo apical.

Genitalia de la hembra: Esternito VII (Fig. II-13I) con el margen posterior convexo, y un pequeño lóbulo mediano. *Pygofer* (Fig. II-13J), en vista lateral, con abundantes macrosetas en el margen ventral. Valva II delgada de ancho uniforme; valva mayor (Fig. II-13K) con numerosos e irregulares dientes dispuestos en el margen dorsal y en el ápice, con dos barras longitudinales esclerotizadas de diferentes tamaños ubicadas en la superficie lateral, ramificadas hacia el margen dorsal; valva menor (Fig. II-13L) similar pero con pequeños dientes solo en el ápice.

**Material estudiado:** 38 machos, s/maleza, 21 machos en trampas de luz, 8-11/XI/05, Reserva Cuña Pirú, Misiones, Catalano col.; 10 machos y 8 hembras, s/maleza, III/09 INTA La Consulta, Mendoza, Lanati col.; 2 machos y 2 hembras, s/maleza, V/10, Concordia, Entre Ríos, Dellapé col.; 1 macho, s/bordura de maíz, 13/II/09, Circunvalación, Córdoba, Bisonard col.; 1 hembra, s/bordura de maíz, 13/II/09, Colonia Caroya, Córdoba, Bisonard col.; 6 machos y 5 hembras, s/bordura de maíz, 13/II/09, El Simbolar, Córdoba, Bisonard col.; 1 macho y 3 hembras, s/maíz, 13/II/09, La Dormida, Córdoba, Bisonard col.; 1 macho, s/bordura de maíz, 24/II/09, Villa Fontana, Córdoba, Bisonard col.; 1 macho y 2 hembras, s/bordura de maíz, 2/III/09, Villa Retiro, Córdoba, Bisonard col.; 1 macho, s/maíz, 25/III/09, La Florida, Córdoba, Bisonard col.; 1 macho, s/bordura de maíz, 22/IV/09, Estrasonier, Córdoba, Bisonard col.

**Plantas huéspedes:** malezas (Young, 1957); maíz.

**Distribución geográfica:** EE.UU, Cuba, Haití, República Dominicana, Puerto Rico, Panamá, Islas Vírgenes, Jamaica, Venezuela, Ecuador, Brasil, Paraguay, Bolivia

(Young, 1957); Costa Rica, Cuba, Honduras, México, Nicaragua, Perú (Freytag y Sharkey, 2002). En Argentina: Tucumán, Chaco, Santa Fe (Young, 1957). Nueva cita para Misiones, Entre Ríos, Córdoba y Mendoza.

**Comentarios:** Dada la abundancia de esta especie en Argentina, la presente redescrición responde a la necesidad de describir e ilustrar detalladamente los rasgos que resultan ser diagnósticos para la identificación de los machos de esta especie; así como también adicionar caracteres de la genitalia de la hembra.

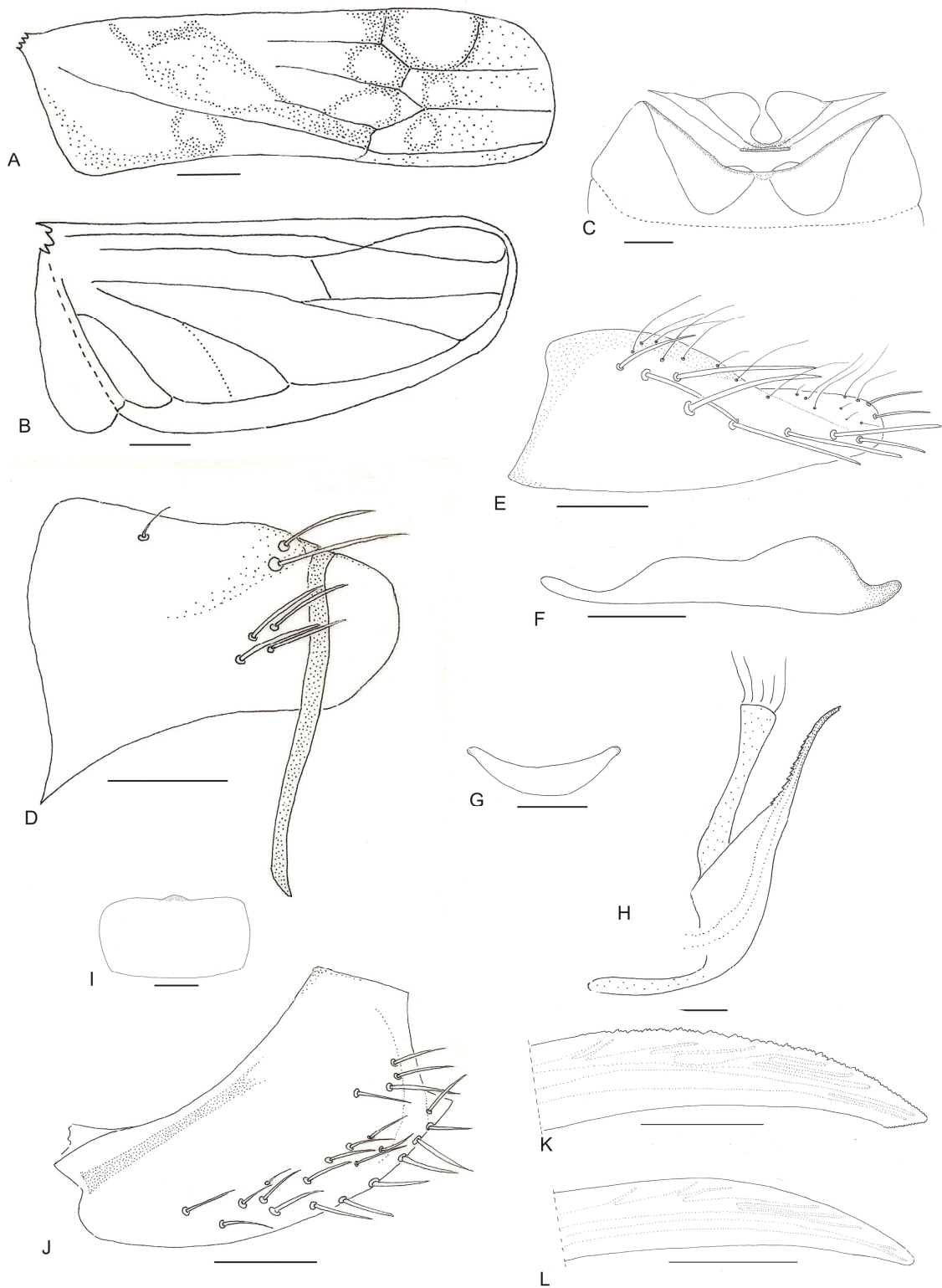


Fig. II-13. *Protalebrella brasiliensis* (Baker, 1899). A) ala anterior; B) ala posterior. Macho: C–H. C) apodemas externas; D) *pygofer*, vista lateral; E) placa subgenital; F) estilo; G) conectivo; H) *aedeagus*. Hembra: I–L. I) esternito VII; J) *pygofer*; K) valva mayor; L) valva menor. (Figs. A–B: 10X; C–J: 20X; K–L: 40X). Escala = 0,1 mm.

## ***Protalebrella panamensis* Young, 1957**

(Fig. II-14)

*Protalebrella panamensis* Young, 1957: 263.

### **Diagnosis**

Longitud: 3,0 mm.

Cabeza (Fig. II-14A): Corona triangular, ápice redondeado, longitud media un cuarto más grande que el ancho interocular. Pronoto más ancho que la cabeza incluyendo los ojos, con longitud media 0,5 veces más grande que la longitud media de la corona.

Ala anterior (Fig. II-14B) oblicuamente truncada apicalmente; segunda celda apical levemente más corta que la celda apical interna; tercera celda apical peciolada corta. Ala posterior característica del género.

Genitalia del macho: *pygofer* (Fig. II-14C y D) con margen posterior redondeado, con una leve incisión donde se origina el proceso del *pygofer*; procesos del *pygofer* cortos espiniformes, extendiéndose caudo-medialmente, con un corto diente basal. Placa subgenital (Fig. II-14E) alargada, con 11 macrosetas en una hilera simple en el disco y microsetas en el margen interno, ápice redondeado. Estilo (Fig. II-14F) corto, con lóbulo preapical muy poco pronunciado. Conectivo (Fig. II-14G) en forma de barra esclerotizada transversa. *Aedeagus* (Fig. II-14H), preatrio con apodema dorsal tubular, tallo adelgazado y curvado caudalmente en el tercio apical, ápice bilobado, gonoporo terminal.

**Material estudiado:** 2 machos, s/maleza, 8-11/11/05, Reserva Cuña Pirú, Misiones, Catalano col.

**Plantas huéspedes:** malezas

**Distribución geográfica:** Panamá (Young, 1957). Nueva cita para la Argentina: Misiones.

**Comentarios:** la redescrición de este nuevo componente de la entomofauna argentina responde a la necesidad de contar con descripciones e ilustraciones claras de los rasgos diagnósticos que permiten la identificación de los machos de esta especie.

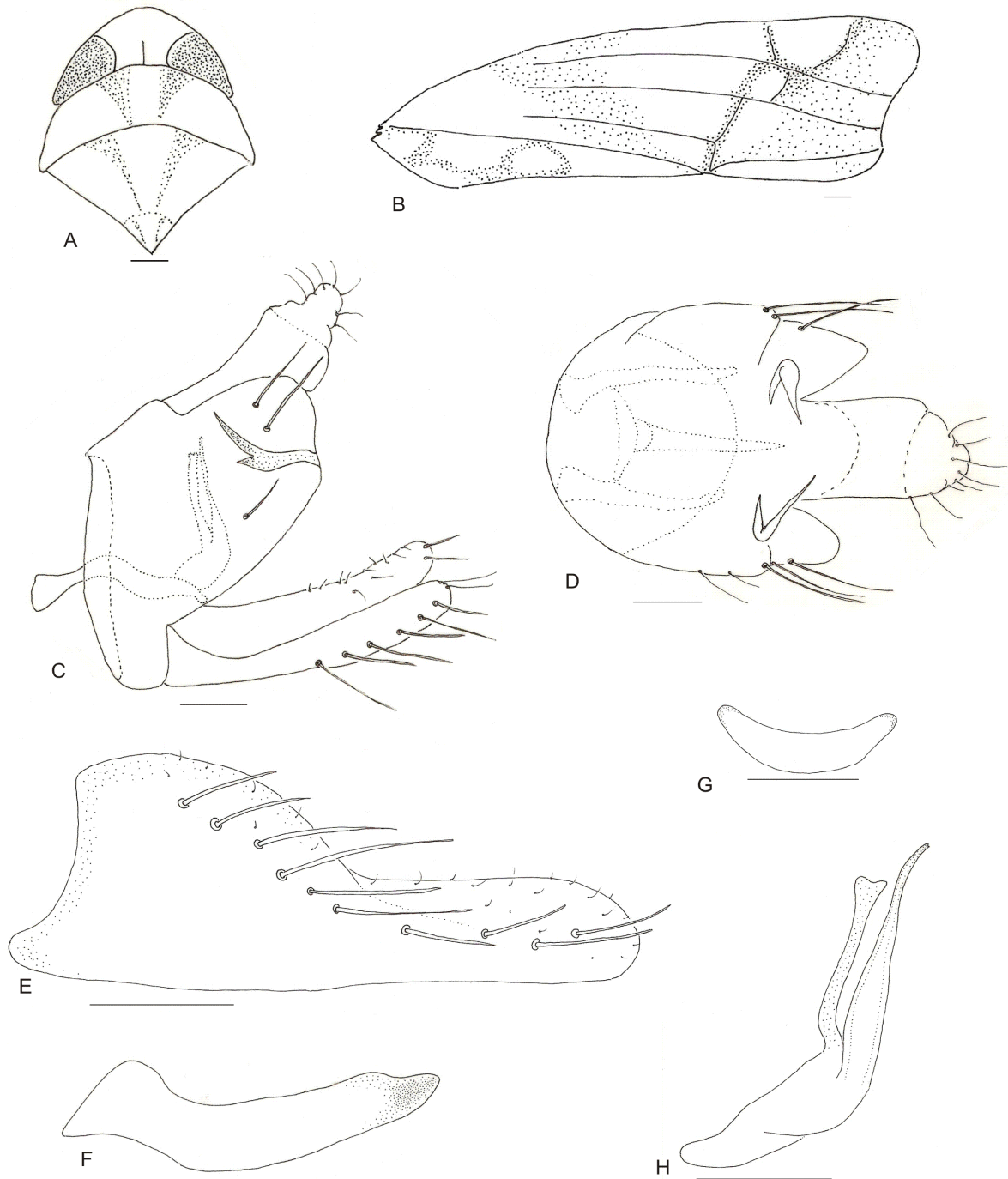


Fig. II-14. *Protalebrella panamensis* Young, 1957. A) cabeza, vista dorsal; B) ala anterior. Macho: C-H. C) cápsula genital, vista lateral; D) cápsula genital, vista dorsal; E) placa subgenital; F) estilo; G) conector; H) *aedeagus*, vista lateral. (Figs. A-B: 10X; C-H: 20X). Escala = 0,1 mm.

## Género *Rhabdotalebra* Young, 1952

Especie tipo: *Protalebra octolineata* Baker, 1903; por designación original.

### Diagnosis

Cabeza usualmente proyectada, ápice redondeado, en vista lateral es regularmente convexa; ocelos presentes, indistinguibles en algunas especies, ubicados sobre el margen de la corona. Pronoto mucho más largo que la corona y más ancho que la cabeza, incluyendo los ojos; márgenes laterales divergentes posteriormente.

Ala anterior con *apéndix* no extendiéndose alrededor del ápice, el cual es uniformemente redondeado; celda apical interna más ancha en el tercio basal; segunda celda apical delgada, triangular o no, usualmente adelgazada hacia la base; tercer celda peciolada, celda apical externa con el ancho excediendo la longitud media, no alcanzando el margen apical del ala. Ala posterior con vena submarginal confluyente con el margen apical del ala; rama posterior de la vena R evanescente apicalmente; vena Cu<sub>2</sub> confluyente con la vena submarginal en un punto mucho más basal de la vena m-cu.

Genitalia del macho: *Pygofer* con un grupo de pocas macrosetas uniseriadas, usualmente oblicuo, a lo largo del margen posterior o posterodorsal; procesos del *pygofer* presente (excepción *R. plummeri*), por lo general dirigido medialmente y no diferentemente esclerotizado. Placa subgenital alargada, triangular, excediendo el margen posterior del *pygofer*, con macrosetas confinadas a la mitad basal. Estilo con lóbulo preapical presente, ocasionalmente débil. Conectivo en forma de barra transversa o superficialmente en forma de U. *Aedeagus* con preatrio distinguible; apodema dorsal bien desarrollado, en forma de silla de montar en aspecto lateral, usualmente bilobado hacia la base; tallo uniformemente curvado dorsalmente, con o sin procesos terminales; gonoporo variablemente localizado (Young. 1957).

**Distribución geográfica:** Este género está representado por nueve especies en la región Neotropical; dos de ellas fueron previamente citadas para la Argentina: *R. monrosi* Young, 1957 y *R. hambletoni* Young, 1957 desde Jujuy (Dworakowska, 1994). El presente estudio permitió la descripción de dos nuevas especies y el listado de distribución y plantas huéspedes de las restantes especies.

## Clave de las especies del género *Rhabdotalebra* Young

1. *Aedeagus* con procesos..... 5
- 1'. *Aedeagus* sin procesos ..... 2
2. *Pygofer* del macho con procesos ventrales bifurcados en el ápice..... 3
- 2'. *Pygofer* del macho con procesos ventrales no bifurcados ..... 4
3. Tallo aedeagal con región basal muy ancha y ápice delgado con dos pares de dientes anteapicales (Young, 1957: 234, Fig. 29). Apodemas 2S alcanzando la segunda conjuntiva ..... *R. monrosi* (Young)
- 3'. Tallo aedeagal uniformemente delgado (Young, 1957: 230, Fig. 28). Apodemas 2S no alcanzando la primer conjuntiva ..... *R. jamaicensis* (Young)
4. Tallo aedeagal con el tercio apical abruptamente adelgazado. Apodemas 2S largos sobrepasando la segunda conjuntiva (Young, 1957: 230, Fig. 28). Esternito VII de la hembra débilmente convexo..... *R. signata* (McAtee)
- 4'. Tallo aedeagal gradualmente ahusado (Young, 1957: 230, Fig. 28). Apodemas 2S cortos no alcanzando la primer conjuntiva. Esternito VII de la hembra superficialmente cóncavo ..... *R. octolineata* (Baker)
5. *Aedeagus* con un solo proceso ..... 6
- 5'. *Aedeagus* con un par de procesos apicales ..... 7
6. *Aedeagus* con proceso apical dirigido ventro-caudalmente. *Pygofer* con un proceso ventral corto. Conectivo en forma de U. Apodemas 2S alcanzando la primer conjuntiva. Esternito VII de la hembra con lóbulo mediano redondeado (Fig. II-15) ..... *R. litoralensis* n. sp.
- 6'. *Aedeagus* con proceso basal dirigido dorsalmente. *Pygofer* con un largo proceso ventral y esclerotizadas espinas en el margen dorsal. Conectivo en forma de barra transversa. Apodemas 2S no alcanzando la primer conjuntiva. Esternito VII de la hembra cóncavo (Fig. II-16) ..... *R. flava* n. sp.
7. Procesos del *pygofer* ausentes. Conectivo en forma de U. Procesos del *aedeagus* dorsales (Young, 1957: 234, Fig. 29). Coloración del ala anterior con una marca comisural blanca en forma circular ..... *R. plummeri* (Ruppel y DeLong)
- 7'. *Pygofer* con procesos (ocasionalmente no diferencialmente esclerotizados). Conectivo en forma de barra. *Aedeagus* con procesos ventrales o laterales. Patrón de coloración del ala anterior de otra forma..... 8
8. Procesos del *aedeagus* curvados lateralmente. Gonoporo terminal (Young, 1957: 234, Fig. 29). Coloración dorsal en forma de T invertida que se extiende sobre el pronoto, escutelo y mitad basal del ala anterior ..... *R. hambletoni* (Young)
- 8'. Procesos del *aedeagus* de otra forma. Gonoporo subapical. Coloración del dorso de otra manera ..... 9
9. Procesos del *aedeagus* adheridos al tallo (Young, 1957: 239, Fig. 30). Apodemas 2S cortos alcanzando la primer conjuntiva ..... *R. ornata* (Young)

- 9'. Procesos del *aedeagus* proyectados lateralmente, no adheridos al tallo. Apodemas 2S largos alcanzando la segunda o tercer conjuntiva (Young, 1957: 239, Fig. 30).....*R. brunnea* (Oman)

***Rhabdotalebra litoralensis* n. sp.**

(Fig. II-15)

**Diagnosis**

Longitud: 3,0 - 3,2 mm.

Coloración: amarillenta con distintivas marcas en el ala anterior: una marca castaña en forma de U que envuelve al clavus y corium en la mitad basal, una banda transversa cerca de la base de la vena R, y otra en la base de la celda apical externa, una mancha castaña oscura sobre la vena que limita la tercer y cuarta celda apical, y un área fumosa en la parte basal de la primer y segunda celda apical.

Corona levemente proyectada anteriormente, con ápice redondeado; longitud media mayor que el ancho inter-ocular; margen posterior regularmente cóncavo. Longitud media del pronoto 0,5 mayor que la longitud media de la corona; más ancho que la cabeza, incluyendo los ojos; márgenes laterales divergentes posteriormente. Ocelos más cercanos a los márgenes internos de los ojos que a la línea media de la cabeza.

Ala anterior (Fig. II-15A) con *apéndix* no extendido alrededor del ápice, el cual es uniformemente redondeado; celda apical interna más ancha en el tercio basal que en la mitad apical; segunda celda apical delgada, más angosta en la base que en el ápice; tercer celda apical peciolada; ancho de la celda apical externa excediendo la longitud media, no alcanzando el margen apical del ala, base próxima a la base de la tercer celda apical. Ala posterior (Fig. II-15B) con vena submarginal confluyente con el margen apical de ala; rama posterior de la vena R evanescente apicalmente; vena Cu<sub>2</sub> confluyente con la vena submarginal en un punto mucho más basal de la vena m-cu.

Primer complejo esternal (1S) (Fig. II-15C): barra esternal curvada ventralmente; apodema dorsal bien desarrollado, incisión medial alcanzando la barra esternal, convergente dorsalmente; apodema lateral bien desarrollado, extendiéndose dorsalmente tanto como el apodema dorsal. Segundo apodema esternal (2S) (Fig. II-15C) sobrepasando el cuarto segmento, ahusado, margen medial cóncavo, puntas redondeadas, escotadura medial ancha.

Genitalia del macho: *Pygofer* (Fig. II-15D) triangular en vista lateral, con una hilera uniseriada oblicua de cinco o seis macrosetas cerca del margen posterior y cinco microsetas uniseriadas sobre el margen posterior; proceso del *pygofer* ahusado, agudo apicalmente, surgiendo desde el ápice del margen postero-ventral y levemente curvado dorso-caudal; esclerotizado con fuertes espinas dispuestas en varias hileras longitudinales; ambos procesos convergentes en aspecto ventral. Placa subgenital (Fig. II-15E) alargada, excediendo ampliamente el margen posterior del *pygofer*, con macrosetas confinadas a la mitad basal, y finas y largas setas en el ápice, tres o cuatro hileras de microsetas cerca del margen ventral. Estilo (Fig. II-15F) más ancho en la región preapical pero sin lóbulo preapical definido; región apical curvada caudo-ventralmente; rugosidades transversas en el ápice. Conectivo (Fig. II-15G) en forma de U poco profunda. *Aedeagus* (Fig. II-15H) con preatrio diferenciado; apodema dorsal bien desarrollado, en forma de silla de montar en aspecto lateral, bilobado hacia la base; tallo delgado, curvado dorsalmente, con un proceso apical delgado recurvado ventro-caudalmente; gonoporo apical.

Genitalia de la hembra: Esternito VII (Fig. II-15I) en forma de cinta, margen posterior transversal con un corto y redondeado lóbulo mediano. *Pygofer* (Fig. II-15J), en vista lateral, con un grupo de macrosetas en el margen medio-ventral. Valva II delgada en los 2/3 basales, expandida en el tercio apical en forma de hoja; valva mayor (Fig. II-15K) con dientes diminutos y similares regularmente dispuestos en el margen dorsal y en el ápice, con tres barras longitudinales esclerotizadas de diferentes tamaños ubicadas en la superficie lateral, ramificadas hacia el margen dorsal; valva menor (Fig. II-15L) similar pero con diminutos dientes solamente en el ápice.

**Etimología:** el nombre específico *litoralensis* hace referencia a la presencia de esta especie en el litoral argentino.

**Material tipo:** Holotipo macho: Argentina. Entre Ríos: Concordia S31° 22'236" W58° 07'014", 19/5/2008, Bouvet col. Paratipos: 2 machos y 3 hembras mismos datos de colección que el holotipo. Depositados en el MLP.

**Otros especímenes estudiados:** 8 machos, 6 hembras sobre *Tabebuia impetiginosa* (Mart. ex DC.) Standl. (Lapacho rosado) (Bignonaceae), Bouvet col. 19/05/2008.

**Materiales tipo examinados:** *R. (octolineata) signata*: Holotipo macho, Ancon, Panamá; *R. jamaicensis*: Holotipo macho, Kingston, Jamaica, 9/XII/1917, Morrison

col.; *R. hambletoni*: Holotipo macho y alotipo hembra, Sao Paulo, Brasil, Hambleton col.; *R. ornata*: Holotipo macho, Santa Catarina, Nova Teutonia, Brasil, 29/IV/1950, Plaumann col.; *Protalebra brunnea*: Holotipo macho, alotipo hembra, 1 paratipo macho y 1 paratipo hembra, Villalba Puerto Rico, 28/VI/34, R.G Oakley; y *R. plummeri*: 1 macho no-tipo, Caracas, Venezuela, 9/VIII/ 1949 desde United Status National Museum of Natural History (USNM).

**Plantas huéspedes:** *Tabebuia impetiginosa* (Mart. ex DC.) Standl. (Lapacho rosado) (Bignonaceae).

**Distribución geográfica:** Argentina, Entre Ríos.

**Comentarios:** Esta especie es fácilmente distinguible por la coloración, y la forma y disposición del proceso aedeagal del macho. Presenta un patrón de coloración que consta de líneas longitudinales delgadas oscuras sobre la mitad anterior del ala anterior similar a *R. octolineata*, *R. signata*, *R. jamaicensis* y *R. monrosi*, pero se diferencia de estas especies por la conformación de la genitalia del macho, particularmente por la carencia de procesos sobre el tallo del *aedeagus*.

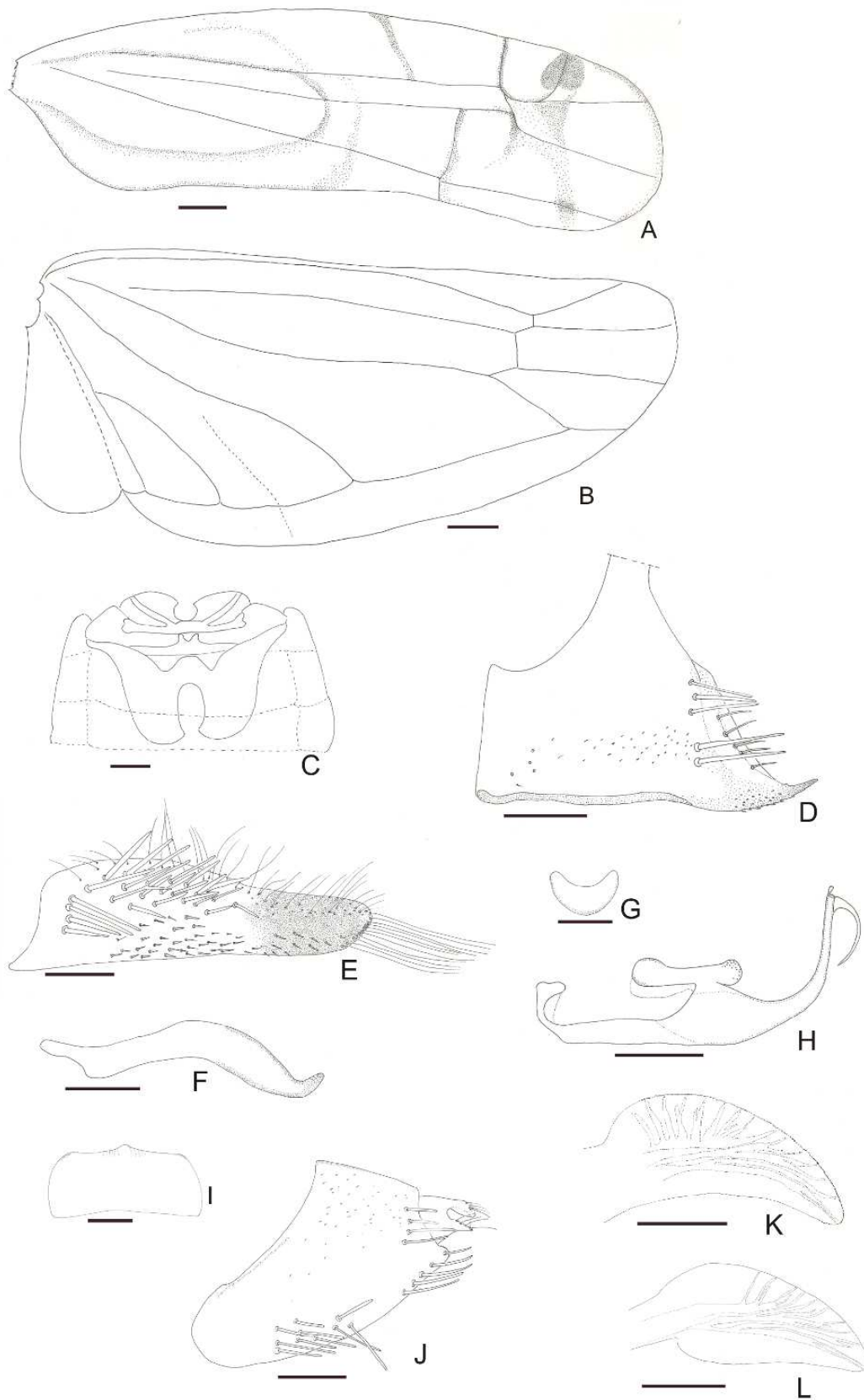


Fig. II-15. *Rhabdotalebra litoralensis* n. sp. A) ala anterior; B) ala posterior. Macho: C-H. C) Apodema esternal; D) *pygofer*, vista lateral; E) placa subgenital; F) estilo; G) conectivo; H) *aedeagus*, vista lateral. Hembra: I-L. I) esternito VII; J) *pygofer*; K) valva mayor; L) valva menor. (Figs. A-C: 10X; D-J: 20X; K-L: 40X). Escala = 0,1 mm.

## ***Rhabdotalebra flava n. sp.***

(Fig. II-16)

### **Diagnosis**

Longitud: 2,5 – 2,8 mm.

Coloración: amarillenta.

Corona levemente proyectada con ápice redondeado; longitud mediana levemente más grande que el ancho interocular; margen posterior regularmente cóncavo. Ocelos sobre la corona, cada uno equidistante entre el margen interno de los ojos y la línea media de la cabeza. Longitud media del pronoto 0,5 veces mayor que la longitud media de la corona; márgenes laterales divergentes posteriormente.

Ala anterior (Fig. II-16A): patrón de coloración amarillento translúcido con marcas transcomisurales en zig-zag marrón oscuras en los 2/3 basales y un punto negro en el tercio basal de la celda apical interna que se continúa con una banda transversa esfumada que llega hasta el *apéndix*. Venación del ala anterior y posterior características del género.

Primer complejo esternal (1S) (Fig. II-16B): barra esternal curvada ventralmente, apodema dorsal bien desarrollado, escotadura medial no alcanzando la barra esternal, apodema lateral bien desarrollado. Segundo apodema esternal (2S) (Fig. II-16B) alcanzando los segmentos 3-4, márgenes medios cóncavos, extremos redondeados.

Genitalia del macho: *Pygofer* (Fig. II-16C), en vista lateral, triangular con un grupo uniseriado de cuatro macrosetas cerca del margen posterior; un proceso ventral fuertemente esclerotizado, que excede ampliamente el margen posterior del *pygofer*, ápice curvado hacia abajo, ambos procesos divergentes en aspecto ventral; y un proceso dorsal más corto fuertemente esclerotizado con dientes prominentes e irregulares sobre el margen dorsal. Placa subgenital (Fig. II-16D) alargada, triangular, abruptamente adelgazada hacia el ápice, excediendo el proceso ventral del *pygofer*, con seis macrosetas confinadas a la mitad basal, y setas finas y uniseriadas sobre el margen dorsal; dos hileras de setas cortas y fuertes sobre la mitad apical y varias microsetas entre estas. Estilo (Fig. II-16E) con conspicuo lóbulo preapical y un grupo de cuatro alvéolos sobre el disco; extensión apical recta, rugosa y fuertemente esclerotizada. Conectivo (Fig. II-16F) en forma de una barra transversa. *Aedeagus*

(Fig. II-16G) con un preatrio distintivo; apodema dorsal bien desarrollado, en forma de silla de montar en aspecto lateral, bilobado hacia la base; tallo delgado, sinuoso, aguzado apicalmente, con un proceso ventral que surge en la base, levemente curvado dorsalmente, más corto que el tallo; gonoporo apical. Segmento anal con márgenes laterales esclerotizados, terminados en una estructura lobulada.

Genitalia de la hembra: Esternito VII (Fig. II-16H) con el margen posterior débilmente cóncavo con una escisión media y dos áreas laterales longitudinales esclerotizadas. *Pygofer* (Fig. II-16I), en vista lateral, con seis macrosetas agrupadas en la parte media del margen ventral y una línea de siete macrosetas en el margen caudal. Valva II delgada en los 2/3 basales, el tercio apical expandido en forma de hoja; valva mayor (Fig. II-16J) con dientes irregulares, con dos o tres denticulos cada uno y pequeños dientes sobre el ápice, con barras longitudinales en la superficie lateral ramificadas hacia el margen dorsal; valva menor (Fig. II-16K) sin dientes.

**Etimología:** El nombre específico *flava* (= amarillo en Latín) se refiere a la presencia de esta especie sobre “lapacho amarillo” (*Tabebuia pulcherrima*).

**Material tipo:** Holotipo macho: Argentina, Tucumán, 11/12/2008, Virla col.; paratipos: 2 machos y 2 hembras, con los mismos datos de colección que el holotipo. Depositado en MLP.

**Otros especímenes estudiados:** 5 machos, 7 hembras, sobre *T. pulcherrima* Sandw. (Bignonaceae) (“lapacho amarillo”) y *T. ipe* (Mart.) Standley (Bignonaceae) (“lapachillo”), Virla col.

**Materiales tipo examinados:** *R. (octolineata) signata*: Holotipo macho, Ancon, Panamá; *R. jamaicensis*: Holotipo macho, Kingston, Jamaica, 9/XII/1917, Morrison col.; *R. hambletoni*: Holotipo macho y alotipo hembra, Sao Paulo, Brasil, Hambleton col.; *R. ornata*: Holotipo macho, Santa Catarina, Nova Teutonia, Brasil, 29/IV/1950, Plaumann col.; *Protalebra brunnea*: Holotipo macho, alotipo hembra, 1 paratipo macho y 1 paratipo hembra, Villalba Puerto Rico, 28/VI/34, R.G Oakley; y *R. plummeri* 1 macho no-tipo, Caracas, Venezuela, 9/VIII/ 1949 desde United Status National Museum of Natural History (USNM).

**Plantas huéspedes:** *T. pulcherrima* Sandw. (Bignonaceae) (“lapacho amarillo”) y *T. ipe* (Mart.) Standley (Bignonaceae) (“lapachillo”).

**Distribución geográfica:** Argentina, Tucumán.

**Comentarios:** Esta especie es próxima a *R. litoralensis*, pero difiere por tener procesos dorsales y ventrales en el *pygofer* del macho; el *aedeagus* con un proceso basal ventral; el esternito VII de la hembra cóncavo y la valva mayor con dientes dentados. Además el patrón de coloración es diferente.

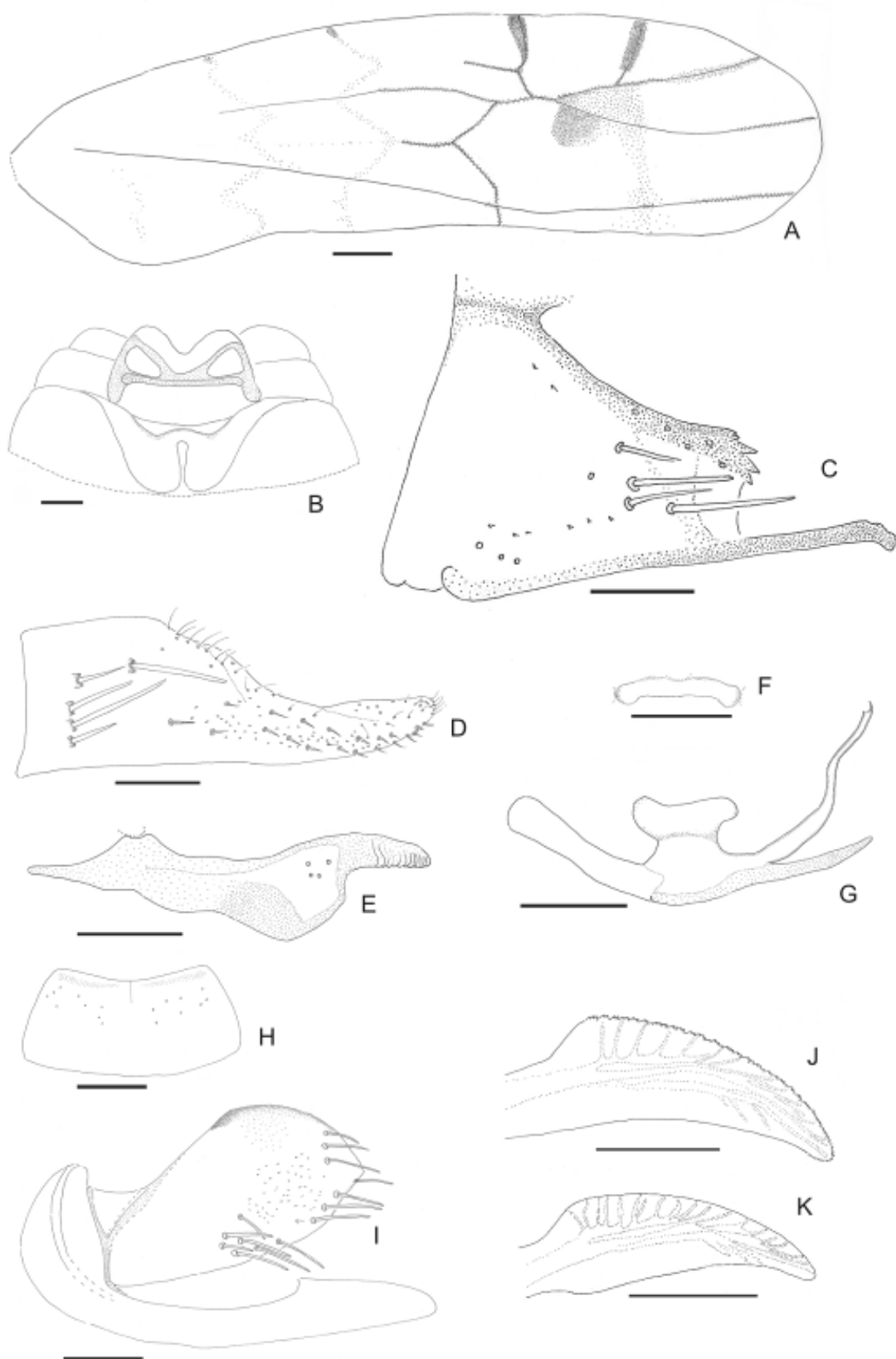


Fig. II-16. *Rhabdotalebra flava* n. sp. A) ala anterior. Macho: B-G. B) apodema esternal; C) *pygofer*, vista lateral; D) placa subgenital; E) estilo; F) conectorio; G) *aedeagus*, vista lateral. Hembra: H-K. H) esternito VII; I) *pygofer*; J) valva mayor; K) valva menor. (Figs. A-B: 10X; C-I: 20X; J-K: 40X). Escala = 0,1 mm.

**Notas biológicas:** Daños causados por *Rhabdotalebra litoralensis* y *R. flava* fueron observados sobre hojas de *Tabebuia impetiginosa* y *T. pulcherrima* en las ciudades de Concordia (Entre Ríos) y Tucumán. Los adultos y estadios inmaduros viven en la cara adaxial de las hojas provocando pequeños puntos amarillentos; hasta que la hoja se torna amarillenta a castaña oscura. Estos daños son similares a los observados por Briceño (1988) en Venezuela, donde se menciona a *R. signata* (McAtee) como causal de importantes daños sobre *T. rosea* (Bertol).

### ***Rhabdotalebra monrosi* Young**

*Rhabdotalebra monrosi* Young, 1957: 233.

**Nota:** El espécimen tipo es mencionado como depositado en la Colección de la Fundación Miguel Lillo, Tucumán, Argentina pero aparentemente está perdido por lo que no pudo ser examinado.

**Distribución geográfica:** Argentina: Jujuy (Young, 1957).

### ***Rhabdotalebra jamaicensis* Young**

*Rhabdotalebra jamaicensis* Young, 1957: 232.

**Especímenes examinados:** Holotipo macho, Kingston, Jamaica, 9/XII/1917, Morrison col. (USNM).

**Distribución geográfica:** Jamaica (Young, 1957).

### ***Rhabdotalebra signata* (McAtee)**

*Protalebra octolineata* var. *signata* McAtee, 1926: 148.

*Rhabdotalebra signata* Young, 1952: 36.

**Especímenes examinados:** Holotipo macho, Ancon, Panamá, 12/V/1924, Jennings col. (USNM).

**Plantas huéspedes:** *Tabebuia pentaphylla* (L.) (Young, 1957) y *T. rosea* (Bertol) (Briceño, 1988).

**Distribución geográfica:** Panamá, Costa Rica, Venezuela (Young, 1957; Dworakowska, 1994), Honduras, Nicaragua (Freytag y Sharkey, 2002).

### ***Rhabdotalebra octolineata* (Baker)**

*Protalebra octolineata* Baker, 1903: 7.

*Rhabdotalebra octolineata* Young, 1952: 36.

**Plantas huéspedes:** *Lantana camara* L. (Young, 1957)

**Distribución geográfica:** Nicaragua, Guatemala, Panamá (Young, 1957), Venezuela (Dworakowska, 1994), Jamaica, México, Honduras, Granada (Metcalf, 1968), Colombia (Freytag y Sharkey, 2002).

***Rhabdotalebra plummeri* (Ruppel y DeLong)**

*Protalebra plummeri* Ruppel y DeLong, 1953: 226.

**Especímenes examinados:** Un macho no tipo, Caracas, Venezuela, 9/VIII/1949. (USNM).

**Distribución geográfica:** México, Venezuela (Ruppel y DeLong, 1953).

***Rhabdotalebra hambletoni* Young**

*Rhabdotalebra hambletoni* Young, 1957: 235.

**Especímenes examinados:** Holotipo macho y alotipo hembra, Sao Paulo, Brasil, Hambleton col. (USNM).

**Distribución geográfica:** Brasil (Young, 1957), Argentina: Jujuy (Dworakowska, 1994).

***Rhabdotalebra ornata* Young**

*Rhabdotalebra ornata* Young, 1957: 236.

**Especímenes examinados:** Holotipo macho, Santa Catarina, Nova Teutonia, Brasil, 29/IV/1950, Plaumann col. (USNM).

**Distribución geográfica:** Brasil (Young, 1957).

***Rhabdotalebra brunnea* (Oman, 1937)**

*Protalebra brunnea* Oman, 1937: 567.

*Rhabdotalebra brunnea* Young, 1952: 36.

*Rhabdotalebra brunnea colorata* Young, 1957: 238. Syn nov.

**Especímenes examinados:** Holotipo macho, alotipo hembra, 1 paratipo macho y 1 paratipo hembra, Villalba Puerto Rico, 28/VI/34, R.G Oakley. (USNM).

**Distribución geográfica:** Puerto Rico, Brasil (Young, 1957).

## Tribu Dikraneurini McAtee, 1926

Género tipo: *Dikraneura* Hardy, 1850.

**Caracteres diagnósticos:** Ala posterior (Fig. II-17A) con una vena submarginal proyectada alrededor del ápice del ala más allá del ápice de la vena R+M, continuando a lo largo del margen costal. Sin embargo, este carácter no se encuentra en el género *Typhlocybella*, donde aparentemente la vena submarginal se ha perdido en una reducción extrema de la venación alar. En el macho, el *pygofer* usualmente carece de macrosetas, posee pequeñas setas situadas postero-dorsalmente sobre el disco, o a lo largo del margen posterior; en general con procesos, la mayoría surgen dorsalmente, y a veces presenta un lóbulo posterior. Las placas subgenitales poseen un grupo oblicuo de pocas macrosetas. El ápice del estilo (Fig. II-17B) exhibe un lóbulo preapical definido y una primera extensión apical medial que puede estar más o menos delimitada y en posición variable. La extensión nunca es ancha y truncada como en *Zygina* y no hay una segunda extensión como en *Erythroneura* (Tribu Erythroneurini).

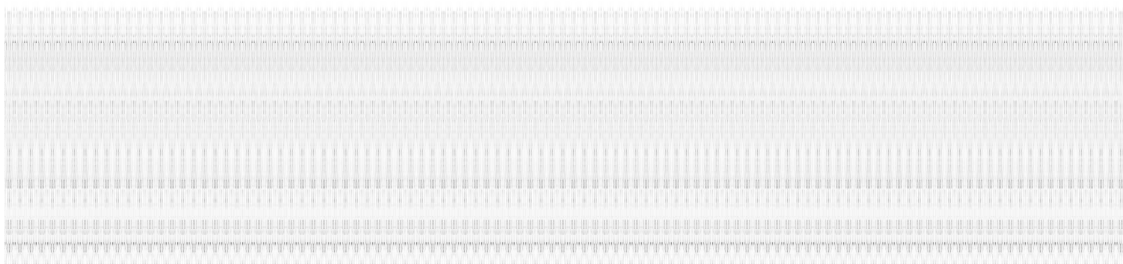


Fig. II-17. Tribu Dikraneurini, caracteres diagnósticos. A) ala posterior; B) estilo (Adaptadas de Young, 1952).

**Distribución geográfica:** Esta tribu está conformada por 136 géneros distribuidos en las regiones Afrotropical, Indomalaya, Neártica, Neotropical y Paleártica (Balme, 2007). En la Argentina está representada por dos géneros: *Parallaxis* (Linnavuori, 1954) y *Typhlocybella* (Catalano *et al.*, 2008).

A continuación se mencionan procedencia y plantas huéspedes de las especies previamente citadas para la Argentina (Linnavuori, 1954):

*Parallaxis donaldsoni* Baker, 1903; Jujuy, Misiones, Santa Fe, Tucumán; sobre malezas, *Solanum tuberosum* y *Verbena* sp.

*P. praenubila* Linnavuori, 1954; Salta.

*P. imitans* Linnavuori, 1954; Jujuy.

*P. permunda* (Stål, 1862); Jujuy, Salta, Tucumán.

## Especies estudiadas

### Género *Typhlocybella* Baker, 1903

Especie tipo: *Typhlocybella minima* Baker, 1903; por monotipia.

**Diagnosis:** Alas posteriores con venas vannales completamente fusionadas; vena submarginal ausente hacia el ápice del ala; rama posterior de R fusionada apicalmente con la vena  $M_{1+2}$ , la fusión no alcanza el ápice del ala; ápice de la vena  $Cu_1$  fusionada con la porción apical de la vena  $M_{3+4}$  por lo que la vena  $Cu_1$  parece no ramificada apicalmente; vena  $Cu_2$  confluyente con la vena submarginal en la mitad basal del ala.

**Plantas huéspedes:** *T. minima* ha sido hallada sobre papaya, pastos, malezas y arbustos, y *T. maculata* sobre pastos (Caldwell & Martorell 1952).

**Distribución geográfica:** El género, *Typhlocybella* presenta cuatro especies conocidas: *Typhlocybella minima* Baker, 1903 desde Nicaragua, *T. maculata* Caldwell & Martorell, 1952 desde Puerto Rico, *T. parva* Ruppel & DeLong, 1953 desde México and *T. minuta* (DeLong 1924) desde Florida (USA) (Baker 1903, DeLong 1924, Caldwell & Martorell 1952, Ruppel & DeLong 1953. Dos nuevas especies aquí descritas permiten la primera mención de este género para la Argentina.

### Clave de las especies del género *Typhlocybella* Baker

1. *Pygofer* del macho sin procesos. *Aedeagus* con un par de procesos no sobrepasando el gonoporo..... 2
- 1'. *Pygofer* del macho con procesos. *Aedeagus* con un par de procesos ventrales sobrepasando el gonoporo ..... 4
2. *Pygofer* del macho con una escotadura en el medio del margen posterior. Ápice del *aedeagus* proyectado dorsalmente ..... 3
- 2'. *Pygofer* del macho sin escotadura, con diminutas espinas sobre el margen dorso posterior. *Aedeagus* con un par de procesos laterales, ápices divergentes. Un par de manchas oscuras en el centro de la corona..... *T. maculata* Caldwell y Martorell
3. Procesos aedeagales ventrales..... *T. parva*. Ruppel y De Long
- 3'. Procesos aedeagales laterales proyectados dorsalmente, ápices curvados abruptamente hacia arriba ..... *T. minima* Baker

4. *Pygofer* del macho con un proceso dorsal en el margen caudal en forma de espina; *aedeagus* y procesos aedeagales con pequeñas espinas..... *T. maidica* n. sp.
- 4'. *Pygofer* del macho con un proceso ventral curvado dorsalmente; *aedeagus* y procesos aedeagales con escasas espinas ..... *T. affinis* n. sp.

***Typhlocybella maidica* n. sp.**

(Fig. II-18)

**Diagnosis**

Longitud: Macho: 2,7 - 2,8 mm. Hembra: 2,8 - 3,0 mm; ancho pronotal: 0,50 - 0,54 mm; longitud de la corona: 0,18 - 0,20 mm; ancho interocular: 0,28 - 0,32 mm.

Coloración: amarillenta a castaño oscura. En vista dorsal, cabeza y pronoto amarillo con dos marcas laterales fuscas tenues a lo largo de una banda blanquecina media en forma T que se extiende hacia el pronoto; escutelo con tres marcas longitudinales marrón claro. Ala anterior (Fig. II-18A) con área costal y apical castaño oscuro con una pequeña macha circular blanquecina dentro de las celdas; área claval y comisural anaranjada con un moteado blanquecino.

Venación del ala anterior y posterior (Fig. II-18A y B) características del género.

Primer complejo esternal (1S) (Fig. II-18C): barra esternal esclerotizada con los ápices curvados hacia arriba; apodema dorsal bien desarrollado con escotadura medial ancha, alcanzando la barra esternal. Segundo apodema esternal (2S) (Fig. II-18C) corto, con dos lóbulos de puntas redondeadas, no sobrepasando el tercer segmento abdominal. Segundo apodema tergal (Fig. II-18D) con dos largas placas en forma de lengua suspendidas de una pared transversa, relación ancho:longitud 1:3.

Genitalia del macho: *Pygofer* (Fig. II-18E) en vista dorsal, profundamente excavado con márgenes esclerotizados, lateralmente con numerosas pequeñas espinas; en vista lateral, dos veces más largo que ancho, margen caudal redondeado con un proceso dorsal corto espiniforme dirigido dorsalmente; dos o tres macrosetas y algunas microsetas irregularmente dispuestas sobre el disco. Placa subgenital (Fig. II-18F) ancha en la base, adelgazada hacia el ápice, con una escotadura media fuertemente esclerotizada, una hilera oblicua de cuatro o cinco fuertes y largas macrosetas en la mitad basal, y numerosas, finas y largas microsetas en ambos márgenes. Estilo (Fig. II-18G) con lóbulo preapical cuadrangular con una o dos

microsetas; extensión apical levemente curvada y ahusada apicalmente. Conectivo (Fig. II-18H) triangular, articulación aedeagal terminal. *Aedeagus* (Fig. II-18I) con preatrio, delgado, deprimido, aproximadamente cinco veces más largo que ancho; apodema aedeagal dorsal amplio; tallo comprimido, levemente curvado hacia arriba, tan largo como el preatrio, dorsalmente serrado y redondeado hacia el ápice; un par de procesos ventrales sub-paralelos dirigidos caudalmente, que surgen desde la base del tallo, con pequeñas espinas en toda su superficie; gonoporo oval subterminal.

Genitalia de la hembra: Esternito VII (Fig. II-18J) con una proyección cónica entre los lóbulos laterales redondeados y cubiertos con varias microsetas fuertes. *Pygofer* (Fig. II-18K) en vista lateral, más ancho en la base que en el ápice, con ocho o nueve macrosetas en una hilera sobre el margen caudo-ventral, y tres delgadas setas sobre el margen dorso-caudal. Valvas II delgadas, 12 veces más larga que ancha, curvada en la mitad apical, redondeada hacia el ápice; valva mayor (Fig. II-18L) con 18 a 20 fuertes dientes irregularmente denticulados, margen ventral con dos o tres dientes pequeños redondeados, cuatro barras longitudinales esclerotizadas de diferente tamaño ubicadas en la superficie lateral; valva menor (Fig. II-18M) con numerosos, pequeños e incontables dientes en el margen dorsal, y tres barras longitudinales esclerotizadas en la superficie lateral.

**Etimología:** El nombre específico *maidica* refiere a la presencia de esta especie sobre cultivos de maíz.

**Material tipo:** Holotipo macho: Argentina. Buenos Aires: Saladillo, 3/3/08, Catalano col. Alotipo hembra mismos datos de colección que el holotipo. Paratipos 2 machos y 2 hembras, Argentina. Buenos Aires: Chacabuco, 11/06 - 3/07. Depositados en el MLP.

**Otros especímenes estudiados.** Argentina. Buenos Aires: Chacabuco, 11/06 - 3/07, Catalano, Toledo, Brentassi, Dellapé cols., 10 machos, 6 hembras, s/maíz; Mendoza: La Consulta, 12/2/07, Lanati col., 2 machos, 2 hembras; Córdoba: 14/11/06, Carloni col, 2 machos, s/maíz.

**Material tipo examinado:** *T. parva*: Holotipo macho Cuernavaca, Morelos, México, 28/12/1949, Beamer col., 1 paratipo macho Cuernavaca, Morelos, México, 28/12/1949, Beamer col., 6 paratipos (4 machos y 2 hembras) Mex. City, Guerrero, México, 27/12/1949, Beamer col., 1 paratipo hembra Mex. City, Guerrero, México, 27/12/1949, Shaw col. OSUC. *T. maculata*: Holotipo macho, Maricao Insular Forest,

Puerto Rico, 10/11/1947, Caldwell y Martorell cols. USNM. *T. minima*: 4 machos no-tipo, Lake City, Fla. 11/12/1949, Stannard *et al.* INHS.

**Plantas huéspedes:** *Zea mays* (maíz), *Digitaria sanguinalis*, *Sorghum vulgare* (sorgo).

**Notas biológicas:** Esta especie causa daños a cultivos de maíz y *Digitaria sanguinalis* (L.) Scop (Poaceae), que consisten en un punteado blanquecino en las hojas debido a la remoción de clorénquima durante la alimentación.

**Distribución geográfica:** Córdoba, Buenos Aires: Chacabuco, Chivilcoy, Junín, Saladillo, Mendoza: La Consulta.

**Comentarios:** El examen del holotipo de *Typhlocybella maculata* y *T. parva* y material no-tipo de *T. minima* ha revelado que los especímenes argentinos son fácilmente distinguibles por la siguiente combinación de caracteres de la genitalia del macho: proceso dorsal del *pygofer* en forma de espina, un par de largos procesos ventrales en el *aedeagus* con ápices paralelos que surgen desde la base del tallo; conectivo triangular, y una corta extensión apical sobre el estilo. Aunque todas las especies de este género se parecen en el aspecto y forma general, *T. maidica* presenta un patrón de coloración más oscuro.

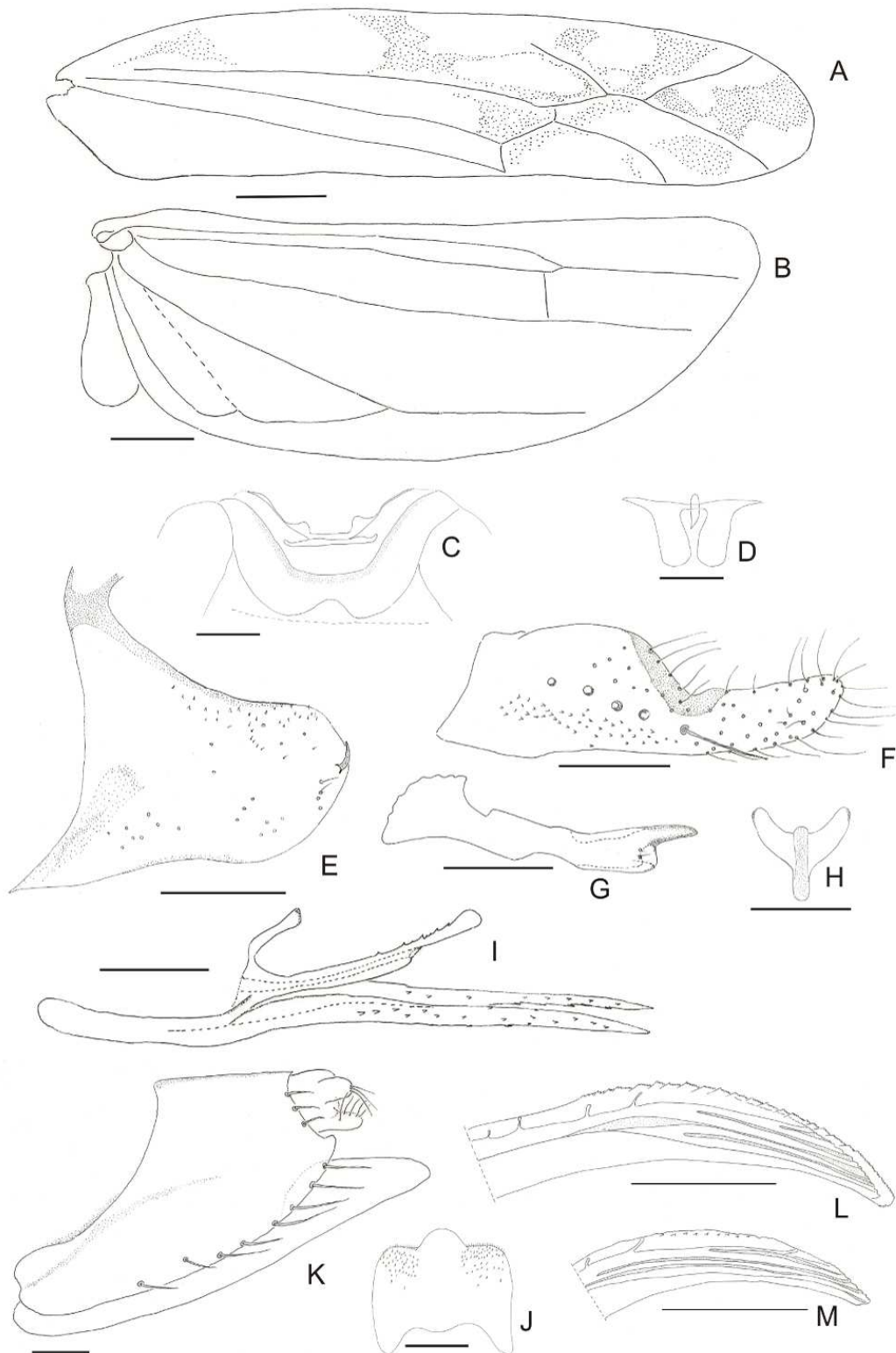


Fig. II-18. *Typhlocybella maidica* n. sp. A) ala anterior; B) ala posterior. Macho: C-I. C) apodemas esternales; D) apodemas tergaes; E) *pygofer*, vista lateral; F) placa subgenital; G) estilo; H) conectivo; I) *aedeagus*. Hembra: J-M. J) esternito VII; K) *pygofer*; L) valva mayor; M) valva menor. (Figs. A-B: 10X; C-J: 20X; L-M: 40X). Escala = 0,1 mm.

### ***Typhlocybella affinis* n. sp.**

(Fig. II-19)

#### **Diagnosis**

Longitud: 2,7 - 2,9 mm.

Coloración: amarillenta a castaña oscura. Con tenues marcas fuscas en corona, pronoto y escutelo. Ala anterior con área costal y apical castaño esfumada.

Venación del ala anterior y posterior características del género.

Primer complejo esternal (1S) (Fig. II-19A) con barra esternal esclerotizada recta; apodema dorsal bien desarrollado con escotadura medial ancha, alcanzando la barra esternal. Segundo apodema esternal (2S) (Fig. II-19A) corto con dos lóbulos fusionados en la parte media, formando una estructura única, no extendiéndose más allá del tercer segmento abdominal. Segundo apodema tergal (Fig. II-19B) con dos placas largas en forma de lengua, tres veces más largas que anchas suspendidas de una pared transversa.

Genitalia del macho: *Pygofer* (Fig. II-19C), en vista lateral, alargado, subcuadrangular; proceso ventro-caudal curvado dorsalmente, con dos setas en la base; un grupo de dos macrosetas y varias microsetas dispuestas en el ángulo dorso-caudal del disco y otro grupo de cuatro a cinco macrosetas y varias microsetas en el ángulo ventro-cefalar. Placa subgenital (Fig. II-19D) ancha en la base, adelgazada hacia el ápice, con una hilera oblicua de cuatro a cinco macrosetas fuertes y largas en la mitad basal, y numerosas, finas y largas microsetas sobre ambos márgenes. Estilo (Fig. II-19E) con lóbulo preapical cuadrangular con uno o dos microsetas; extensión apical levemente curvada y ahusada apicalmente. Conectivo (Fig. II-19F) triangular, articulación aedeagal terminal. *Aedeagus* (Fig. II-19G) con preatrio delgado deprimido, aproximadamente cinco veces más largo que ancho; apodema aedeagal dorsal amplio; tallo comprimido, levemente curvado hacia arriba; un par de procesos ventrales sub-paralelos dirigidos caudalmente, surgiendo desde la base del tallo; gonoporo oval subterminal.

Genitalia de la hembra: Esternito VII (Fig. II-19H) convexo con una proyección media triangular, y varias microsetas. *Pygofer*, en vista lateral, más ancho en la base

que en el ápice, con siete a ocho macrosetas en una hilera sobre el margen caudo-ventral, y dos delgadas setas sobre el margen dorso-caudal. Valvas II delgadas, 12 veces más larga que ancha, curvada en la mitad apical, redondeada hacia el ápice; valva mayor (Fig. II-19I) con 20 a 22 fuertes dientes irregularmente denticulados, margen ventral con tres a cinco dientes pequeños agudos, tres barras longitudinales esclerotizadas ramificadas apicalmente ubicadas en la superficie lateral; valva menor (Fig. II-19J) con 18 a 19 dientes pequeños no dentados, y tres barras longitudinales esclerotizadas en la superficie lateral.

**Etimología:** El nombre específico *affinis* refiere a la similitud externa con *T. maidica*, especie con la que convive sobre el maíz.

**Material tipo:** Holotipo: Argentina. Tucumán 9/2004, Virla col. Paratipos: 3 machos y 2 hembras, s/maíz, Tucumán 9/2004, Virla col.; 1 hembra, s/maíz, Buenos Aires: Chacabuco, 4/12/2006; 1 hembra, s/maíz, La Consulta 12/2/2007, Lanati col, Depositado en el MLP.

**Material tipo examinado:** *T. parva*: Holotipo macho Cuernavaca, Morelos, México, 28/12/1949, Beamer col., 1 paratipo macho Cuernavaca, Morelos, México, 28/12/1949, Beamer col., 6 paratipos (4 machos y 2 hembras) Mex. City, Guerrero, México, 27/12/1949, Beamer col., 1 paratipo hembra Mex. City, Guerrero, México, 27/12/1949, Shaw col. OSUC. *T. maculata*: Holotipo macho, Maricao Insular Forest, Puerto Rico, 10/11/1947, Caldwell y Martorell cols. USNM. *T. minima*: 4 machos no-tipo, Lake City, Fla. 11/12/1949, Stannard *et al.* INHS.

**Plantas huéspedes:** *Zea mays* (maíz).

**Distribución geográfica:** Tucumán, Buenos Aires: Chacabuco. Mendoza: La Consulta.

**Comentarios:** Esta especie es próxima a *T. maidica*, de la que se diferencia por presentar un proceso ventral en el *pygofer*, conectivo más corto, menos cantidad de espinas y más pequeñas en los procesos aedeagales, estilo más redondeado y coloración más clara.

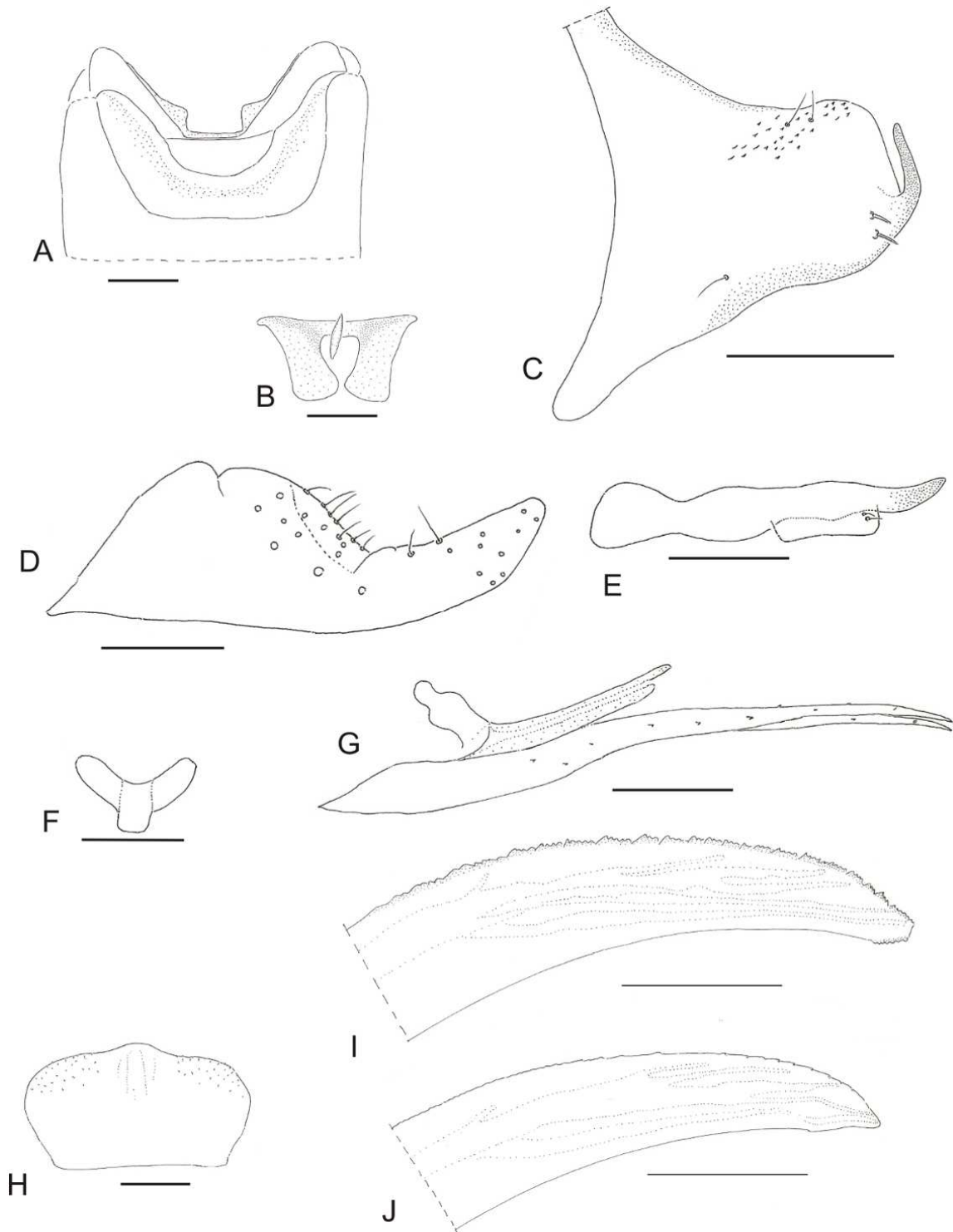


Fig. II-19. *Typhlocybella affinis* n. sp. Macho: A-G. A) apodemas externas; B) apodemas tergaes; C) *pygofer*, vista lateral; D) placa subgenital; E) estilo; F) conectivo; G) *aedeagus*. Hembra: H-J. H) esternito VII; I) valva mayor; J) valva menor. (Figs. A-H. 20X; I-J: 40X). Escala = 0,1 mm.

## ***Typhlocybella parva* Ruppel y DeLong 1953**

(Fig. II-20)

*Typhlocybella parva* Ruppel y DeLong, 1953: 181.

### **Diagnosis**

Longitud: 2,7 - 2,8 mm.

Coloración amarillenta a castaña oscura; similar a *T. minima* pero con pequeñas marcas de color castaño oscuro en las alas anteriores.

Primer complejo esternal (1S) (Fig. II-20A) con barra esternal esclerotizada con los ápices curvados ventralmente; apodema dorsal bien desarrollado con escotadura medial ancha, alcanzando la barra esternal. Segundo apodema esternal (2S) (Fig. II-20A) largo sobrepasando el cuarto segmento.

Genitalia del macho: *Pygofer* (Fig. II-20B), en vista lateral, cuadrangular con una proyección triangular caudo-dorsal, y una invaginación lobulada caudo-ventral, con una hilera de varias macrosetas en el margen caudal, un grupo de largas y delgadas setas sobre el margen dorsal y numerosas microsetas dispuestas irregularmente. Placa subgenital (Fig. II-20C), en vista lateral, más ancha en la base, con dos fuertes y largas macrosetas en la mitad basal y varias finas y largas microsetas en el margen dorsal. Estilo (Fig. II-20D) con extensión apical ahusada y conspicuo lóbulo preapical, sin setas. Conectivo (Fig. II-20E) en forma de U, con el ápice dirigido dorsalmente, articulación aedeagal subterminal. *Aedeagus* (Fig. II-20F) con preatrio corto, tallo aedeagal con un par de procesos ventrales paralelos tan largos como el tallo y un prominente proceso apical dorsal con el ápice bifurcado y divergente; apodema aedeagal dorsal grande y de forma triangular. Gonoporo terminal.

**Material tipo examinado:** *T. parva*: Holotipo macho Cuernavaca, Morelos, México, 28/12/1949, Beamer col., 1 paratipo macho Cuernavaca, Morelos, México, 28/12/1949, Beamer col., 6 paratipos (4 machos y 2 hembras) Mex. City, Guerrero, México, 27/12/1949, Beamer col., 1 paratipo hembra Mex. City, Guerrero, México, 27/12/1949, Shaw col. OSUC.

**Comentarios:** La revisión del material tipo depositado de esta especie indica que tres de los ejemplares disecados (1 paratipo macho Cuernavaca, Morelos, México,

28/12/1949, Beamer col., y 2 paratipos machos, Mex. City, Guerrero, México, 27/12/1949, Beamer col.) no corresponden a la descripción de *T. parva* sino que coinciden con la descripción y los caracteres observados en el material de *T. minima*. Un ejemplar disecado (1 paratipo macho, Mex. City, Guerrero, México, 27/12/1949, Beamer col.) podría responder a la descripción de la especie, aunque muestra pequeñas diferencias en la forma de los procesos del *aedeagus*.

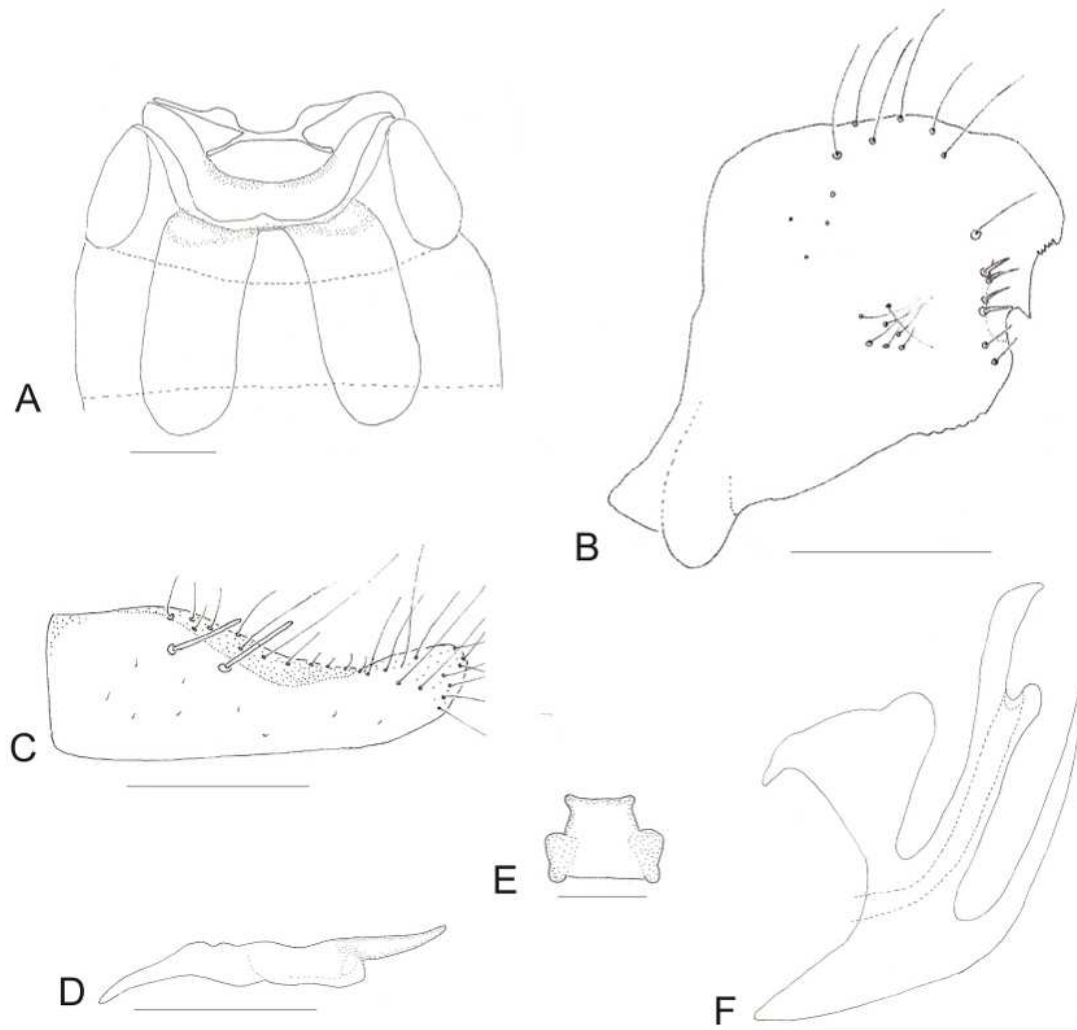


Fig. II-20. *Typhlocybella parva* Ruppel y DeLong 1953. Macho: A-F. A) apodemas externas; B) *pygofer*, vista lateral; C) placa subgenital; D) estilo; E) conector; F) *aedeagus*. (Figs. A-E: 20X; F: 40X). Escala = 0,1 mm.

## Tribu Erythroneurini Young, 1952

Género tipo: *Erythroneura* Fitch, 1851.

**Caracteres diagnósticos:** Alas posteriores (Fig. II-21A) con venas vannales fusionadas,  $Cu_1$  ramificada apicalmente (la porción apical no fusionada con la porción apical de la vena  $M_{3+4}$ ),  $Cu_2$  es confluyente con la vena submarginal en la mitad basal del ala, y los ápices de los estilos (Fig. II-21B) pueden ser de dos formas: con una única extensión apical aplanada, truncada apicalmente; o con una segunda extensión apical que se desarrolla desde el ápice externo de la primera extensión. En la segunda condición, el ápice medial de la primera extensión es denominado “talón” (Young, 1952).

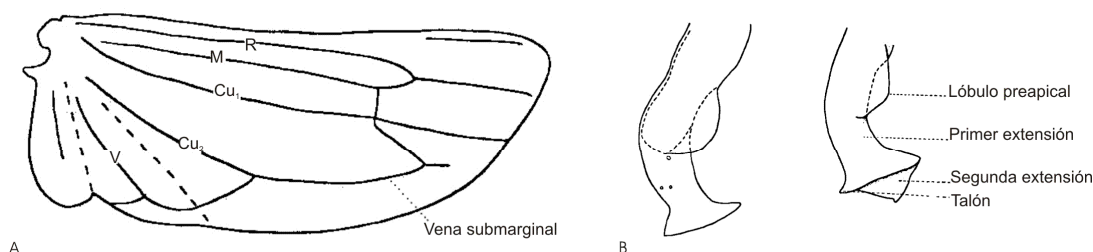


Fig. II-21. Tribu Erythroneurini, caracteres diagnósticos. A) ala posterior; B) estilos (Adaptadas de Young, 1952).

**Distribución geográfica:** Es la tribu más diversa de Typhlocybinae, con 164 géneros y aproximadamente 2.000 especies distribuidas en las regiones tropicales, particularmente en el continente asiático, África, Madagascar, Australia, y Nueva Guinea. En Argentina sólo se conocían tres especies del género *Neozygina* (Dietrich y Dmitriev, 2006 y 2007).

## Especies estudiadas

### Género *Zygina* Fieber 1866

Especie tipo: *Typhlocyba nivea* Mulsant y Rey 1855; por monotipia.

**Diagnosis:** Macho con el *pygofer* con conspicuas setas dispuestas lateral y dorsalmente y con un proceso dorsal pequeño, delgado, no articulado; placa subgenital sin proyección basal y macrosetas en la región media. Estilo con lóbulo preapical fuertemente desarrollado y una sola extensión apical truncada.

**Distribución geográfica:** Paleártica (Dworakowska ,1970; Dietrich y Dmitriev, 2006). Dos especies fueron introducidas en USA (Washington) y Canadá (British Columbia) (Hamilton, 1983b). Primera mención del género para la región Neotropical.

### ***Zygina nivea* (Mulsant y Rey, 1855)**

(Fig. II-22, 23, 24, 25)

*Typhlocyba punctulatum* M. y R., 1855: 246.

*Zygina punctulum cruoris* Rey, 1891: 248.

*Erythroneura nivea dorsuaria* Ribaut, 1936: 61.

*E. nivea nycthemera* Ribaut, 1936: 61.

### **Diagnosis**

Longitud: Macho: 3,4 - 3,6 mm. Hembra: 3,5 - 3,6 mm.

Coloración: Verde amarillento con tres puntos rojo, uno en el ápice de la corona y dos sobre ambos lados de la base del escutelo.

Corona de forma levemente cónica, más corta en la parte media que el ancho del margen posterior.

Ala anterior (Fig. II-22A): Celda apical interna con la base oblicua, más proximal que la base de la segunda celda apical; segunda celda apical más delgada que las celdas apicales adyacentes; tercer celda apical más ancha hacia el ápice que hacia la base; celda apical externa corta y pequeña, no conteniendo el ápice del ala. Ala posterior (Fig. II-22B) con venas vannales fusionadas; vena submarginal ausente en el ápice del ala, confluyente con el ápice de la vena  $Cu_1$  apicalmente; rama posterior de R fusionada con la vena  $M_{1+2}$ ; vena  $Cu_2$  confluyente con la vena submarginal en la mitad basal del ala.

Primer complejo esternal (1S) (Fig. II-22C) con barra esternal levemente esclerotizada y tercio apical curvado hacia arriba, apodema dorsal redondeado, bien desarrollado y más esclerotizado en la región media, con escotadura medial ancha no alcanzando la barra esternal. Segundo apodema esternal (2S) (Fig. II-22D) corto, alcanzando el tercer segmento abdominal, margen medial convexo, extremos redondeados; escotadura medial ancha.

Genitalia del macho: *Pygofer* (Fig. II-22E), en vista lateral, margen caudal redondeado con largas setas en forma de pelos sobre el margen antero-posterior,

varias microsetas sobre el disco; y un pequeño apéndice dorsal, delgado y no articulado, no excediendo el margen caudal del *pygofer*. Placas subgenitales (Fig. II-22F) planas, con una macroseta en la mitad de su longitud y otras dos cerca del ápice; algunas microsetas irregularmente dispuestas entre éstas y una hilera de delgadas y largas setas sobre el margen externo hacia la base. Estilos (Fig. II-22G) con lóbulo preapical distintivo con dos o tres microsetas en la base, y una extensión apical única y truncada. Conectivo (Fig. II-22H) papilionáceo. *Aedeagus* (Fig. II-22I) corto sin procesos; con el margen dorso-apical expandido y curvado caudalmente. Gonoporo oval subterminal.

Genitalia de la hembra: Esternito VII (Fig. II-22J) de forma cónica con margen caudal convexo. *Pygofer* (Fig. II-22K), en vista lateral, con tres macrosetas en hilera sobre el margen ventro-caudal. Valvas II 12 veces más largas que anchas, curvadas en la región apical, redondeadas hacia el ápice; valva mayor (Fig. II-22L) con 18 dientes regulares con 2 dentículos cada uno, margen ventral con varios dientes pequeños, con una barra longitudinal esclerotizada ramificada en el ápice que yace en la superficie lateral; valva menor (Fig. II-22M) con numerosos, pequeños e incontables dientes en el margen dorsal y una barra esclerotizada.

**Material examinado:** Argentina. Buenos Aires: Capital Federal, 4/10/2009, Brentassi-Catalano cols., 10 machos, 10 hembras, s/álamos. Argentina. Buenos Aires: La Plata, 3/10/2010, Brentassi col., 5 machos, 5 hembras, s/álamos.

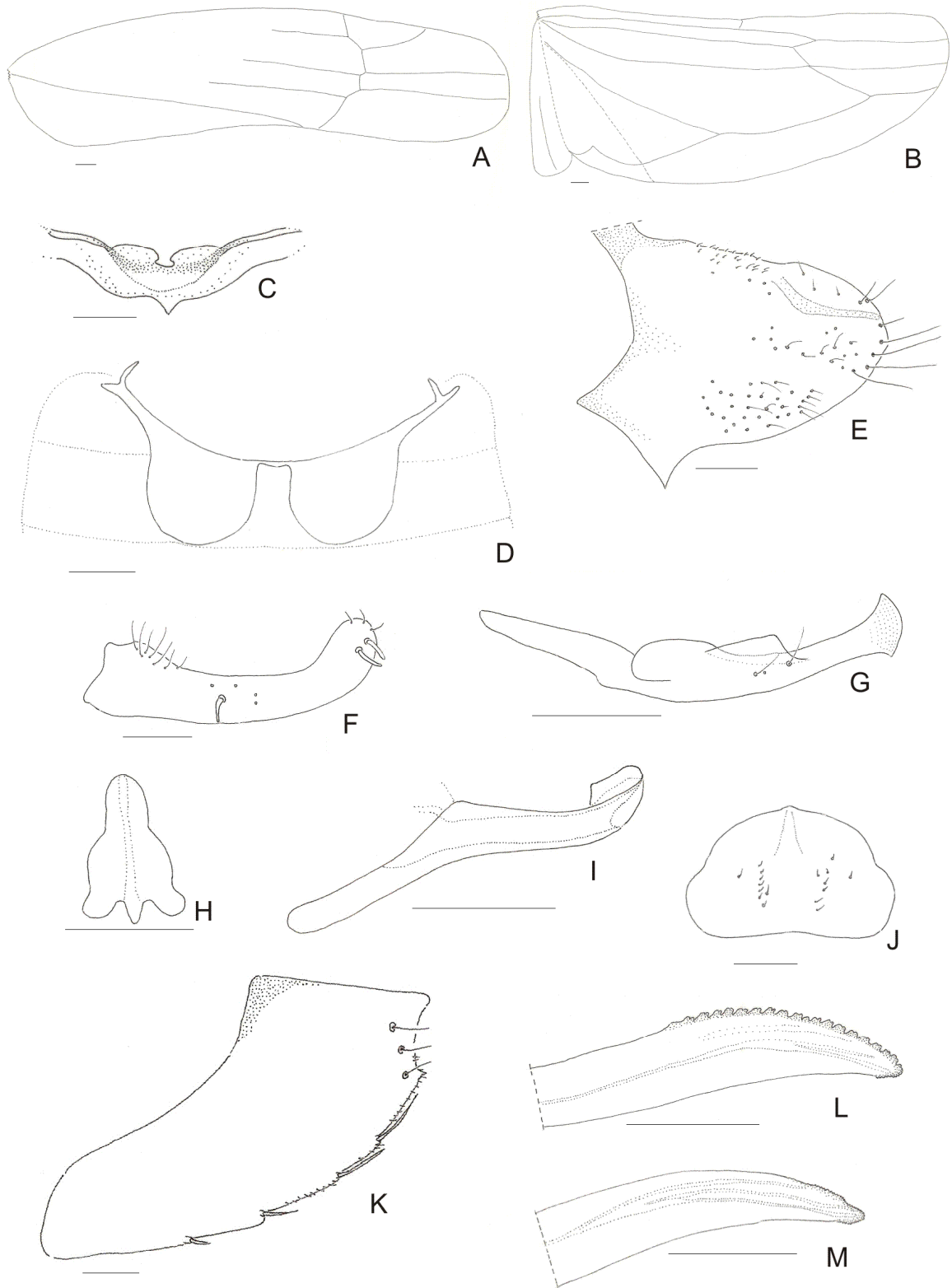


Fig. II-22. *Zygina nivea* (Mulsant y Rey, 1855). A) ala anterior; B) ala posterior. Macho: C-I. C) apodemas externas 1S; D) apodemas externas 2S; E) *pygofer*, vista lateral; F) placa subgenital; G) estilo; H), conectivo; I), *aedeagus*. Hembra: J-M. J) esternito VII; K) *pygofer*, L) valva mayor; M) valva menor. (Figs. A-B: 10X; C-K: 20X; L-M: 40X). Escala = 0,1 mm.

**Plantas huéspedes:** *Zygina nivea* ha sido reportada sobre *Populus alba*, *P. nigra*, *Salix alba*, *S. eleagnos*, *S. incana* (Salicaceae) (Dworakowska, 1970; Linnavuori, 1965; Seljak, 2004), *Vitex agnus* (Ribaut, 1936; Linnavuori, 1962; Emeljanov, 1964; Dworakowska, 1970); *Vitis vinifera* (Vitaceae) (Lodos y Kalkandelen, 1984; Altinçağ y Akten, 1993); *Lactuca sativa* (Asteraceae), *Brassica oleracea* (Brassicaceae) (Nebreda Hernández, 2005).

**Notas biológicas:** Tanto los estadios inmaduros como los adultos de *Zygina nivea* se hallaron sobre la cara abaxial de las hojas de *Populus sp.*, las cuales presentaban abundantes áreas cloróticas (Fig. II-23). Las estimaciones preliminares, realizadas en árboles de Capital Federal a principios de otoño, mostraron una densidad promedio de 20 insectos/hoja. El 98 % de las hojas evaluadas presentó ninfas de diferentes estadios y adultos en su envés.

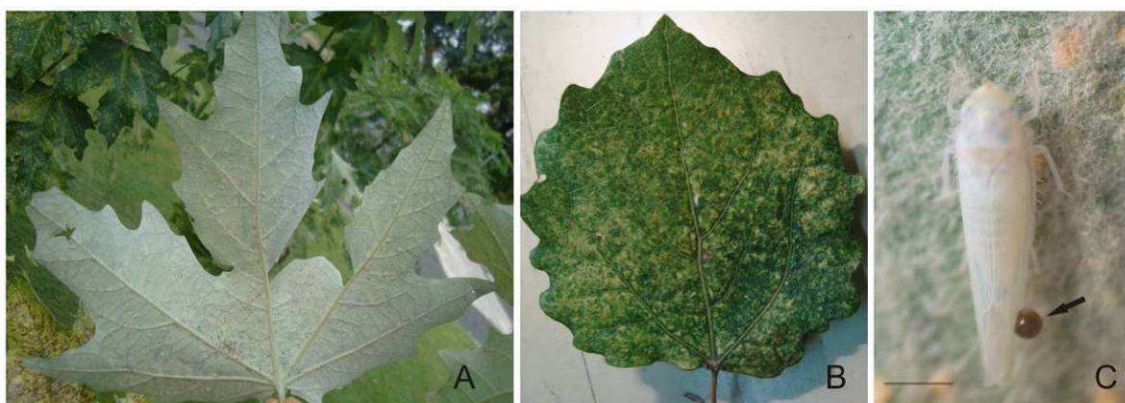


Fig. II-23. Hábitat de *Zygina nivea*. A) Hoja de álamo con ninfas y adultos; B) daño de alimentación; C) excreción.

**Polimorfismo y policromismo.** Se observaron cambios en la coloración (Fig. II-24), inmediatamente después de la última ecdisis la coloración general del cuerpo y las alas es blanquecina; en el transcurso de los primeros tres días la coloración cambia a amarillento verdosa, al cuarto día comienzan a esbozarse los puntos rojos de la corona y escutelo. Después del quinto día alcanzan la coloración definitiva. Los esternos de los segmentos torácicos y los tergos de los segmentos abdominales cambian de blanquecino a marrón oscuro.

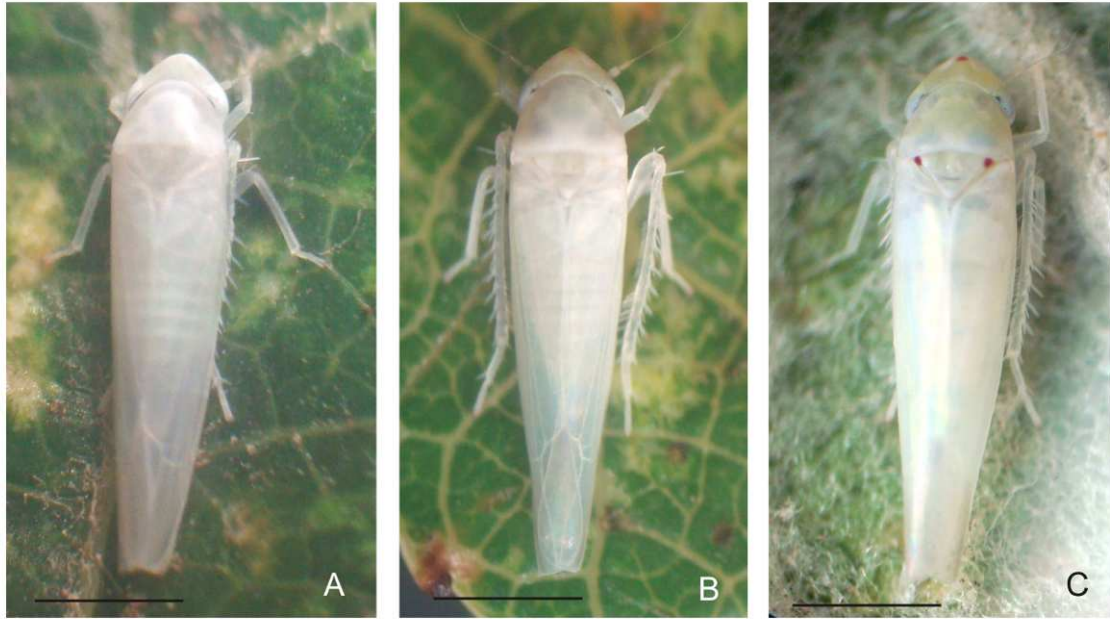


Fig. II-24. Cambios en la coloración de un macho de *Zygina nivea*. A) 0-1 días; B) 2-3 días, C) 4-5 días. Escala = 1 mm.

Cambios en el segundo complejo esternal (Fig. II-25): Los apodemas muestran un incremento en la longitud; éstos son muy cortos al momento de la emergencia del adulto; después de cinco días alcanzan la longitud máxima.

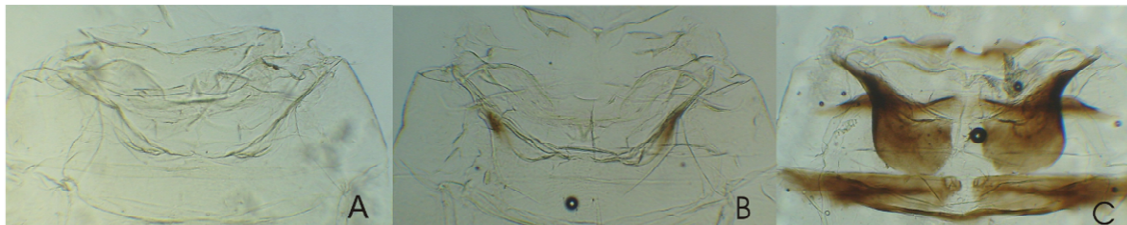


Fig. II-25. Cambios en la longitud de los apodemas esternales de *Zygina nivea*. A) 0-1 días; B) 2-3 días; C) 4-5 días.

El polimorfismo observado en esta especie es similar al descrito por Günthart (1979) en la especie *Zygina flammigera* (Fourcroy, 1785).

**Distribución geográfica:** Argelia, Austria, Bélgica, Checoslovaquia, Francia, Alemania, Grecia, Hungría, Italia, Marruecos, Portugal, España, Yugoslavia (Dworakowska, 1970), Irán (Dlabola, 1981), Turquía (Lodos y Kalkandelen, 1984) Túnez, (Linnavuori, 1965), Eslovenia (Seljak, 2004). Nueva para Argentina, Buenos Aires.

**Comentarios:** Dado a que *Zygina nivea* se cita por primera vez para Argentina y a su abundancia en áreas urbanas de reciente forestación, se efectuó la redescrición del macho y descripción de la hembra, a los efectos de facilitar su identificación.

## Tribu Typhlocybini Kirschbaum, 1868

Género tipo: *Typhlocyba* German, 1833.

**Caracteres diagnósticos:** Ala posterior (Fig. II-26A) con vena submarginal alcanzando o no el ápice del ala, pero cuando alcanza el ápice, nunca se extiende hasta la vena R+M, conectada a  $Cu_1$  por una vena transversa; vena vannal ramificada. Estilo sin lóbulo apical ni dentaciones.

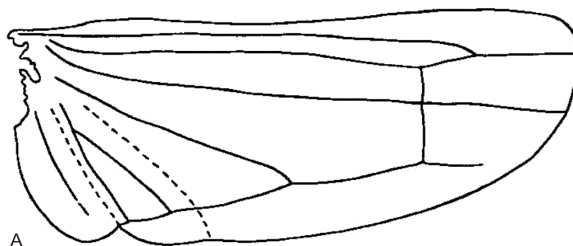


Fig. II-26. Tribu Typhlocybini, caracteres diagnósticos. A) ala posterior (Adaptada de Young, 1952).

**Distribución geográfica:** Actualmente 88 géneros son reconocidos en esta tribu, los cuales están distribuidos en las regiones Paleártica, Afrotropical, Australiana, Indomalaya, Neártica y Neotropical. En Argentina, está presente solo el género *Edwardsiana*.

### Especies estudiadas

#### Género *Edwardsiana* Jasykov (Zachvatkin, 1929)

Especie tipo: *Cicada rosae* Linnaeus, 1758; por designación original.

**Diagnosis:** Genitalia del macho: El *aedeagus* presenta dos pares de procesos apicales no ramificados o uno o ambos pares ramificados, ausencia de procesos atriales y el apodema aedeagal delgado, dos veces la longitud del tallo. Genitalia de la hembra: esternito VIII de contorno angular.

**Distribución geográfica:** Este género cuenta con 37 especies descritas desde las regiones Paleártica, Holártica, Australiana y Neotropical, sólo una especie es registrada en Sudamérica: *Edwardsiana froggatti* (Baker, 1925) (Metcalf, 1968).

#### *Edwardsiana froggatti* (Baker, 1925)

(Fig. II-27)

- Typhlocyba crataegi* Dominique, 1902: 211, no *T. crataegi* Douglas (1876).  
*Empoasca australis* Froggatt, 1918: 568.  
*Typhlocyba australis* (Froggatt) Myers, 1921: 473, no *T. australis* Walsh (1862).  
*Typhlocyba froggatti* Baker, 1925: 537, nom. nov. para *T. australis* (Froggatt).  
*Typhlocyba xanthippe* McAtee, 1926: 14, sinonimizado por Dumbleton, 1934: 30.  
*Empoa malini* DeLong, 1926: 469, sinonimizado por McAtee, 1927: 237.  
*Typhlocyba ocyacanthae* Ribaut, 1931: 334, sinonimizado por Dumbleton, 1934:  
30.  
*Edwardsiana froggatti* (Baker), China, 1950: 248.

### Diagnosis

Longitud: Macho: 3,5 - 3,75 mm. Hembra: 3,6 - 3,8 mm.

Coloración: amarilla a anaranjada-amarillenta.

Cabeza (Fig. II-27A y B) corona más angosta que el pronoto, margen anterior redondeado, ancho interocular 0,5 veces mayor que la longitud antero-posterior de la corona.

Ala anterior: (Fig. II-27C) Celdas apicales interna y externa cortas, no conteniendo el ápice del ala, segunda celda apical mucho más ancha en el ápice que en la base, tercer celda apical peciolada; con áreas esfumadas en la mitad basal del clavus y ápices de las celdas apicales. Ala posterior (Fig. II-27D) con la 1V ramificada desde la 2V cerca de su longitud media; vena submarginal ausente en el ápice del ala, rama posterior de R fusionada con la porción apical de la  $M_{1+2}$ .

Primer complejo esternal (1S) (Fig. II-27E) barra esternal ahusada lateralmente, extremos redondeados, apodema dorsal más ancho en su parte media de contorno oval con dos proyecciones laterales angostas con ápice agudo, apodemas laterales tenues acompañando el contorno del apodema dorsal. Segundo apodema esternal (2S) (Fig. II-27F) alcanza el sexto segmento, en forma de dos lenguas largas, delgadas y divergentes, redondeadas en el ápice.

Genitalia del macho: *Pygofer* (Fig. II-27G y H), en aspecto lateral, con margen postero-dorsal excavado con una corta proyección y un grupo de ocho macrosetas por debajo de ésta; el margen posterior inclinado ventro-caudalmente, ángulo ventral formando un lóbulo redondeado; cuatro a cinco macrosetas paralelas dispuestas dorsalmente al ángulo basal externo de la placa subgenital, numerosas microsetas distribuidas irregularmente en el disco. Placa subgenital (Fig. II-27I) ancha en la base, mitad apical más angosta, curvada dorsalmente, con una hilera de setas

submarginales sobre el margen dorsal, pocas microsetas esparcidas lateralmente y una macroseta en el ángulo basal externo; ápice redondeado. Estilo (Fig. II-27J) estrecho, largo y divergente, tercio apical abruptamente curvado latero-dorsalmente; margen externo con una hilera de setas, ápice agudo, orientado hacia abajo. Conectivo (Fig. II-27K) triangular; margen anterior emarginado con dos lóbulos laterales conspicuos y más esclerotizados. *Aedeagus* (Fig. II-27G, H, L) preatrio desarrollado, ocho veces más largo que ancho, dirigido dorsalmente, tallo tubular ligeramente angostado hacia el ápice, con un proceso mediano impar y dos pares de procesos bilaterales aguzados: el proceso mediano es digitiforme, curvado hacia abajo y con pequeños denticulos apicales; los procesos superiores son cortos y dirigidos dorsalmente; los procesos inferiores más largos, dorsalmente cóncavos y dirigidos hacia adelante. Gonoporo apical ubicado entre los procesos apicales superiores. Apodema aedeagal en forma de barra delgada formando un ángulo de 45° con el preatrio.

Genitalia de la hembra: Esternito VII (Fig. II-27M): subcuadrangular, de contorno redondeado, margen posterior con una proyección mediana cónica bilobada escindida medialmente. *Pygofer* (Fig. II-27N) con un par de setas apicales dorso caudales, próximas al tubo anal, y ocho setas marginales ventro-caudales. Base de las valvas I y II, en vista ventral, (Fig. II-27Ñ) de forma cuadrangular, esclerotizadas y unidas en toda su extensión. No presenta extensión ramal. Valvas II, quinto apical, seis veces más largas que anchas, ápice redondeado; denticulada sobre el margen dorsal; valva mayor (Fig. II-27O) con 15-20 dientes prominentes, cada uno con cuatro o cinco denticulos, ápice con dientes pequeños e incontables; valva menor (Fig. II-27P) con dientes romos pequeños e incontables. Gonoporo limitado por una estructura esclerotizada de contorno bilobado (Fig. II-27Q) formada por dos semicírculos unidos en la parte media, fijada a las ramas internas de las valvas I y II.

**Material estudiado:** 3 machos y 5 hembras, s/manzano, 13/3/04, Tupungato, Mendoza; 5 machos y hembras La Consulta, Mendoza, Lanati col.; 3 machos y 6 hembras, s/manzano, 15/12/05, Allem, Río Negro, Fernández col.

**Plantas huéspedes:** *Malus domestica* Borkh (manzano), *Pyrus communis* L. (peral), *Cerasus* spp. (cerezo) (Rosaceae); *Ulmus* spp. (olmo) (Ulmaceae).

**Notas biológicas:** El daño que ocasionan al alimentarse del mesófilo de las hojas consiste en un punteado clorótico con posterior amarillamiento, enrollamiento y abscisión temprana (Charles, 1996). El daño ocurre primero en las zonas más bajas y

centrales de la planta, para luego dispersarse en el resto de la misma (Burnip *et al.*, 1999). En cultivos hortícolas y frutícolas, los almácigos pueden perder todas sus hojas, con una consecuente reducción en el vigor. No se alimentan sobre la fruta, sin embargo, depositan excretas difíciles de remover que afectan la calidad comercial (Charles, 1996).

En las áreas productoras de manzanas de la Argentina, Christensen (1940) y Torres (1946) observaron que las formas inmaduras se alimentaban sobre el envés de las hojas, provocando una decoloración característica y debilitamiento de las plantas jóvenes hasta provocar la muerte. En cultivares de manzano en el INTA La Consulta (Mendoza) se observó una abundante cantidad de ninfas a partir de la época de brotación (septiembre, octubre), y de adultos en la época de fructificación (diciembre). Los daños, evidentes a partir de diciembre, consisten en puntos cloróticos en las hojas, y manchas en los frutos en época de cosecha (mediados de febrero a abril). La magnitud de los daños varía de acuerdo a las variedades; por ejemplo, en *Granny Smith* el daño es más evidente. Daños similares fueron observados en olmo.

**Enemigos naturales:** Esta especie es atacada por *Anagrus* sp. (Hymenoptera: Mymaridae) como parasitoide de huevos (González, 1989; Prado, 1991; Artigas, 1994; Legner, 2000; Charlín, 2003), y *Aphelopus albopictus* Muesebeck (Dumbleton, 1937), *Aphelopus atratus*, *A. maleleucus*, *A. serratus* (Guglielmino y Olmi, 1997) (Hymenoptera: Dryinidae) como parasitoides de adultos.

**Distribución geográfica:** Se encuentra ampliamente distribuida en Australia (Froggatt, 1918), Tasmania, Nueva Zelanda, Europa, EE.UU. (Christian, 1953), Chile (Linnavuori, 1954) y centro y sur de la Argentina: Buenos Aires, Mendoza, Neuquén y Río Negro (Christensen, 1940; Torres, 1946).

**Consideraciones taxonómicas:** *Edwardsiana froggatti* fue descrita inicialmente en New South Wales y registrada bajo distintas nominaciones genéricas y específicas. La literatura taxonómica existente (Myers, 1921; McAtee, 1927; Christian, 1953) muestra la disparidad en la interpretación de los caracteres diagnósticos que ha conducido en muchos casos a identificaciones erróneas. Como consecuencia de la importancia económica que se le adjudica en el mundo, ha sido objeto de numerosos estudios, en su mayoría referidos a los aspectos biológicos y prácticas de control (Noble, 1929; Evans, 1935, 1940; Jenkins, 1943, Charles, 1996).

El nombre original para esta especie fue *Typhlocyba crataegi* Dominique, 1902 nombre preocupado por *Typhlocyba crataegi* Douglas, 1876. Froggatt en 1918 reemplaza *T. crataegi* Dominique por *Empoasca australis* Froggatt y Myers en 1921 lo transfiere al género *Typhlocyba*. Esta nominación fue invalidada por *Typhlocyba australis* Walsh (1862), siendo Baker, en 1925, quien la nomina como *Typhlocyba froggatti*. Posteriormente China en 1950 la incluye en el género *Edwardsiana*. Por lo expuesto, *Typhlocyba crataegi* Dominique -ahora *Edwardsiana froggatti*- es una identidad diferente de *T. crataegi* Douglas (Fletcher, com. pers.). Günthart (1971) y Nast (1972) propusieron la sinonimia entre *Edwardsiana crataegi* y *E. froggatti* considerando que las dos formas eran capaces de interfecundarse en el laboratorio. Sin embargo, Knight (1976), Wise (1977), Day y Fletcher (1994) no aceptaron la sinonimia propuesta, al considerar que se ha tratado de un defecto de laboratorio y fundamentan las respectivas identidades sobre la base de su componente genómico.

Si bien ambas especies son muy similares externamente, es posible diferenciarlas al examinar el *aedeagus* en el macho, particularmente la longitud relativa de los procesos aedeagales apicales. *E. froggatti* posee los procesos superiores mucho más cortos que los inferiores mientras que en *E. crataegi* ambos pares son aproximadamente de igual longitud (Günthart, 1971). Existen también algunas consideraciones biogeográficas que fundamentan la identidad de *E. froggatti* (Fletcher, com. pers.).

**Comentarios:** Debido a la importancia económica y a los conflictos nomenclaturales que presentaba esta especie se realiza una exhaustiva redescipción del macho y se adicionan caracteres de la genitalia de la hembra; además se ilustran los rasgos diagnósticos para la correcta identificación de ambos sexos de esta especie.

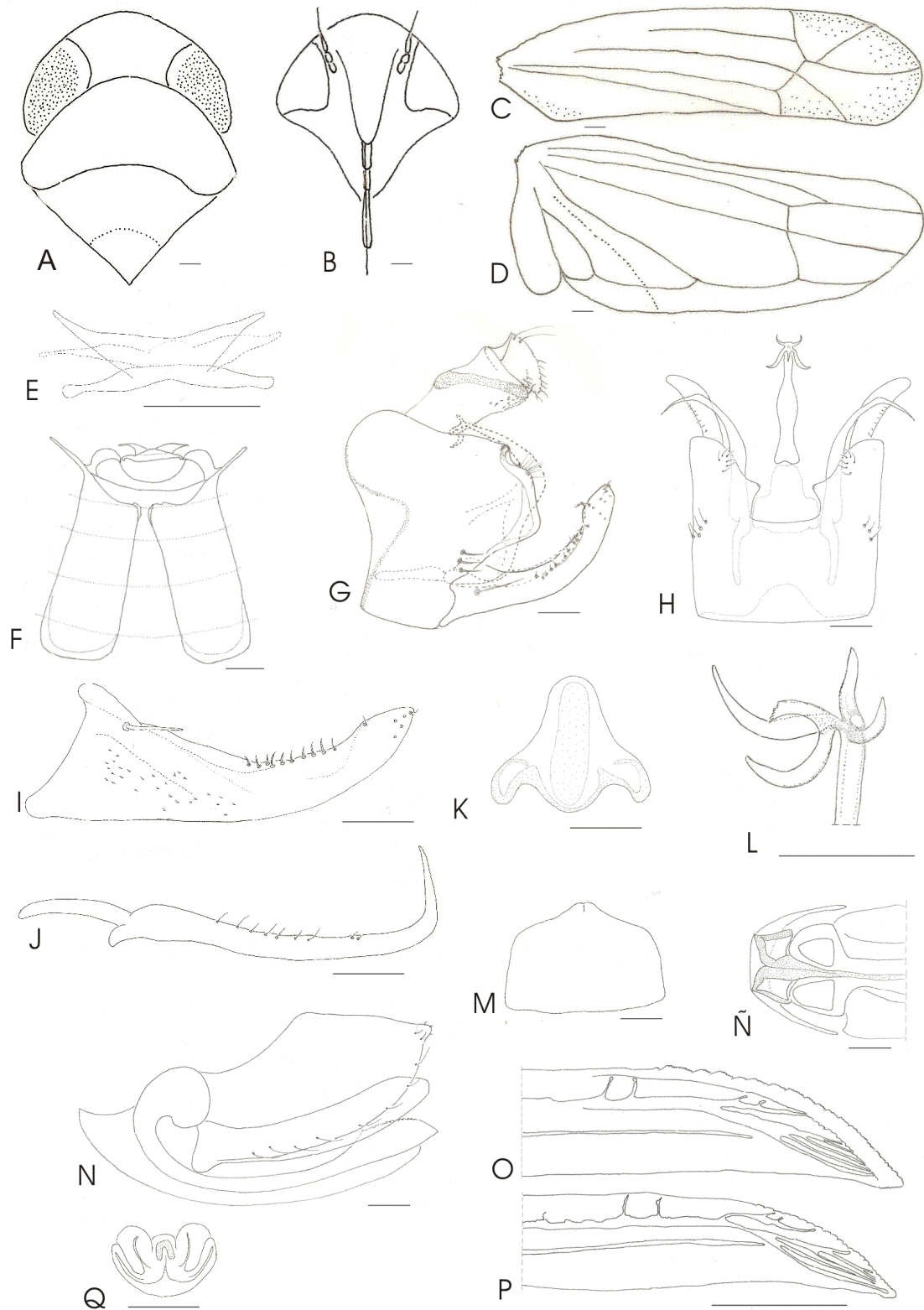


Fig. II-27. *Edwardsiana froggatti* (Baker, 1925). A) cabeza, pronoto y escutelo, vista dorsal; B) cabeza, vista ventral; C) ala anterior; D) ala posterior; E) primer complejo esternal (1S); F) complejo esternal (1S y 2S); G) cápsula genital, vista lateral; H) cápsula genital, vista dorsal; I) placa subgenital; J) estilo; K) conectivo; L) *aedeagus*, ápice; M) esternito VII; N) cápsula genital de la hembra; Ñ) base de las valvas, vista ventral; O) valva II mayor; P) valva II menor; Q) estructura que contiene al gonoporo. (Figs. A-D: 4X; F, G, H, M, N, Ñ 10X; I, J, K: 20X; E, L, O, P, Q: 40X). Escala = 0,1 mm.

## Tribu Empoascini Distant, 1908

Género tipo: *Empoasca* Walsh, 1862.

**Caracteres diagnósticos:** ala posterior (Fig. II-28A) con vena submarginal alcanzando la vena R+M; estilo (Fig. II-28B) simple con ápice ahusado, a menudo con denticiones en el extremo distal.

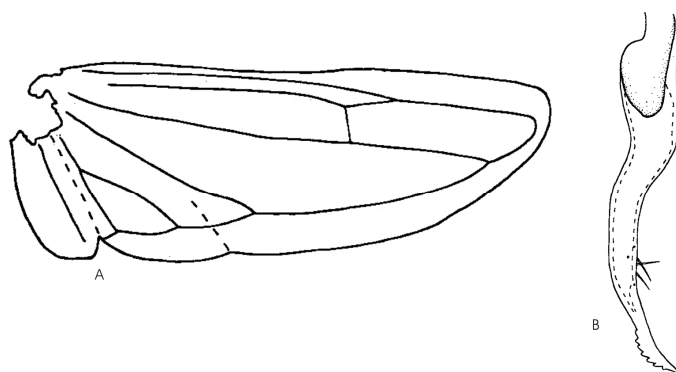


Fig. II-28. Tribu Empoascini, caracteres diagnósticos. A) ala posterior; B) estilo (Adaptadas de Young, 1952).

**Distribución geográfica:** Los 65 géneros que conforman esta tribu están distribuidos en las regiones Afrotropical, Australiana, Indomalaya, Neártica, Neotropical, y Paleártica. En Argentina está representada por 35 especies del género *Empoasca* (Paradell, 1995). El presente estudio permitió el hallazgo del género *Kybos*, siendo esta la primera mención para el país.

## Especies estudiadas

### Género *Kybos* Fieber, 1866

Especie tipo *Cicada smaragdula* Fallén, 1806; por monotipia.

*Empoasca* Walsh, 1862: 149; Horváth, 1897, con *Kybos* como sinónimo junior.  
*Empoasca (Kybos)* DeLong, 1931: 14; Dworakowska, 1976.

### Diagnosis

Cuerpo robusto, profundas suturas cefálicas, corona corta y ancha, con el margen anterior solo levemente curvado; pronoto ancho. Ala anterior con la tercera celda apical pedunculada.

Genitalia del macho: *Pygofer* con procesos ornamentados con bordes o surcos. Placa subgenital fuertemente arqueada hacia arriba con abundantes setas. Estilo con

la región apical aserrada sobre el margen interno terminando en un gancho apical, la región subapical más ancha con largas setas en forma de pelo, que sobrepasan una o dos veces el largo de la porción apical del estilo. Conectivo generalmente papilionáceo. *Aedeagus* con o sin procesos. Ganchos anales largos.

**Distribución geográfica:** Holártica; Eurasia 45 especies, Norteamérica 76 especies. Primera cita del género para la fauna Argentina.

### ***Kybos populi* (Edwards, 1908)**

(Fig. II-29)

*Empoasca populi* Edwards, 1908: 81.

*Kybos populi tremulae* Zachtvatkin, 1953: 208; sinonimizado por Dworakowska, 1976.

*Kybos zaisanensis* Mitjaev, 1969: 635; sinonimizado por Dworakowska, 1976.

### **Diagnosis**

Longitud: macho 3,8 - 4,5 mm; hembra 4,0 - 4,7 mm.

Coloración: verdosa a amarillenta.

Ala anterior: (Fig. II-29A) Celda apical interna mucho más ancha en la base que en el ápice, segunda celda apical de lados paralelos, tercer celda apical pedunculada, celda apical externa no conteniendo el ápice del ala. Ala posterior (Fig. II-29B) con las venas vannales separadas apicalmente; la vena submarginal se extiende alrededor del ápice del ala y confluye con la vena R+M, ápice de la vena  $Cu_1$  confluyente con la porción apical de la vena  $M_{3+4}$ ; vena  $Cu_2$  confluyente con la vena submarginal en la mitad basal del ala.

Primer complejo esternal (1S) (Fig. II-29C): barra esternal con ápices recurvados; apodema dorsal levemente desarrollado. Segundo apodema esternal (2S) (Fig. II-29C) alcanzando el cuarto segmento, con ápices redondeados y divergentes.

Genitalia del macho: *Pygofer* (Fig. II-29D), en vista lateral, alargado con un grupo de varias macrosetas en el borde caudal y pocas microsetas sobre el disco; con un proceso ensanchado apicalmente. Placa subgenital (Fig. II-29E) con el ápice curvado dorsalmente, con fuertes macrosetas dispuestas en la mitad basal y en el borde ventral, y largas setas entre estas. Estilo (Fig. II-29F) con la región apical con 9 a 10 dientes sobre el margen interno terminando en un gancho apical, la región subapical

más ancha con largas setas, que sobrepasan una o dos veces el largo de la porción apical del estilo. Conectivo (Fig. II-29G) papilionáceo. *Aedeagus* (Fig. II-29G) con el tallo recto ensanchado apicalmente, sin procesos; gonoporo apical. Ganchos anales largos y arqueados (Fig. II-29H).

Genitalia de la hembra: Esternito VII (Fig. II-29I) margen posterior con un lóbulo mediano redondeado con una incisión media. Valvas II 12 veces más largas que anchas, levemente curvadas en la región apical; valva mayor (Fig. II-29J) con 8 a 10 dientes fuertes con cuatro a cinco dentículos cada uno, con tres barras longitudinales esclerotizadas de diferentes tamaños ubicadas en la superficie lateral; valva menor (Fig. II-29K) con diminutos dientes, y tres barras longitudinales tenues.

**Material estudiado:** Mendoza: La Consulta. 15 machos y 10 hembras. 10/11/2009. Lanati col.

**Plantas huéspedes:** *Populus alba*, *P. nigra*, *P. suaveolens*, *P. tremula* (Salicaceae) (Mühlethaler *et al.*, 2009).

**Distribución geográfica:** Austria, Bélgica, Bulgaria, República Checa, Estonia, Finlandia, Francia, Alemania, Gran Bretaña, Grecia, Hungría, Italia, Kazajstán, Letonia, República de Moldavia, Marruecos, Países Bajos, Noruega, Polonia, Siberia, Eslovaquia, Eslovenia, Suecia, Suiza, Ucrania, Yugoslavia. Introducida en Canadá (Mühlethaler *et al.*, 2009). Esta constituye una nueva cita para Argentina.

**Comentarios:** Dado que se trata de una nueva especie para la fauna Argentina y su parecido al género *Empoasca*, ampliamente distribuido en nuestro país, se realiza una minuciosa redescrición y se ilustran los rasgos que permitirán la identificación de ambos sexos de esta especie.

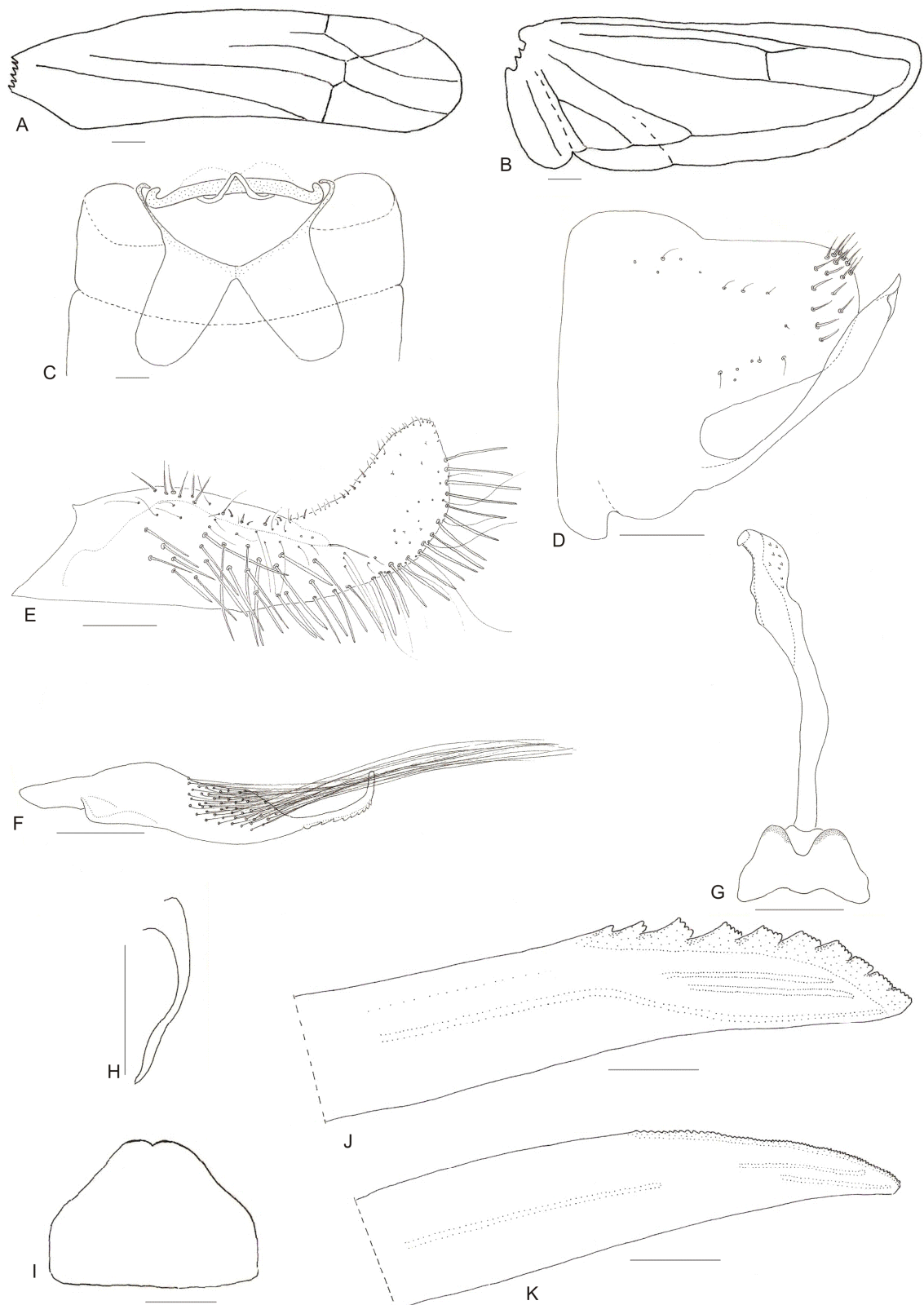


Fig. II-29. *Kybos populis* (Edwards, 1908). A) ala anterior; B) ala posterior. Macho: C-H. C) apodemas externas 1S y 2S; D) *pygofer*, vista lateral; E) placa subgenital; F) estilo; G), conectivo y *aedeagus*; H) gancho anal. Hembra: I-K. I) esternito VII; J) valva mayor; K) valva menor. (Figs. A-C: 10X; D-I: 20X; J-K: 40X). Escala = 0,1 mm.

## Conclusiones

En el presente capítulo se efectuó la siguiente contribución:

La subfamilia Typhlocybinae está representada por cinco tribus en la Argentina: Alebrini, Dikraneurini, Erythroneurini, Typhlocybini y Empoascini.

Se citan tres nuevos géneros para la Argentina: *Typhlocybella*, *Zygina* y *Kybos* pertenecientes a las tribus Dikraneurini, Erythroneurini y Empoascini respectivamente.

Se describen cuatro nuevas especies para la ciencia: dos pertenecientes a la Tribu Alebrini: *Rhabdotalebra litoralensis* y *Rhabdotalebra flava*, y dos a la Tribu Dikraneurini: *Typhlocybella maidica* y *Typhlocybella affinis*.

Se citan y redesciben tres nuevas especies para la fauna argentina: *Protalebrella panamensis* Young, 1957 (Tribu Alebrini), *Zygina nivea* (Mulsant y Rey, 1855) (Tribu Erythroneurini) y *Kybos populis* (Edwards, 1908) (Tribu Empoascini).

Se redescibe la especie *Typhlocybella parva* Ruppel y DeLong, 1953 y se establecen cambios nomenclaturales en la serie de materiales tipo.

Se redesciben las especies *Protalebrella brasiliensis* (Baker, 1899) (Tribu Alebrini) y *Edwardsiana froggatti* (Baker, 1925) (Tribu Typhlocybinae), se revisan los aspectos nomenclaturales y se describe por primera vez la hembra.

Para cada una de las especies estudiadas se adiciona información complementaria acerca de antecedentes taxonómicos, distribución geográfica, datos biológicos y enemigos naturales. Además se amplía la distribución geográfica de *Protalebrella brasiliensis*, *P. panamensis*, *Zygina nivea* y *Kybos populis*. Se describe el daño provocado por *Rhabdotalebra litoralensis* y *R. flava* sobre lapacho; *Typhlocybella maidica* sobre maíz, sorgo y *Digitaria sanguinalis* y *Zygina nivea* sobre *Populus spp.*

# **Capítulo III**

## **Cicadélidos como vectores de fitoplasmas**

# Introducción

## El cultivo de ajo en Argentina

El ajo *Allium sativum* L., perteneciente a la Familia Liliaceae, es procedente del centro y sur de Asia, desde donde se propagó al área mediterránea y de allí al resto del mundo (Cabrera, 1968). Sus propiedades terapéuticas han sido conocidas y valoradas desde hace más de 3.000 años, ya en la Edad Media se utilizaba para combatir enfermedades de tipo bacteriano. Hoy existen numerosas especialidades culinarias a base de ajo o en las que el ajo es un condimento indispensable.

El ajo es la primer hortaliza exportada de Argentina, siendo nuestro país el segundo exportador mundial, con destino principal a Brasil e India (aproximadamente 120.000.000 U\$S). La producción se concentra en tres provincias (Fig. III-1): Mendoza, San Juan y Buenos Aires, con aproximadamente 12.000 ha destinadas a este cultivo. Mendoza es la principal provincia productora con el 75%, le sigue San Juan con el 15% y un 2.5% en Buenos Aires (SAGPyA, 2009), y otros pequeños porcentajes en provincias tales como Córdoba y Jujuy. Aproximadamente el 40% de la producción de Mendoza se obtiene en el Valle de Uco.

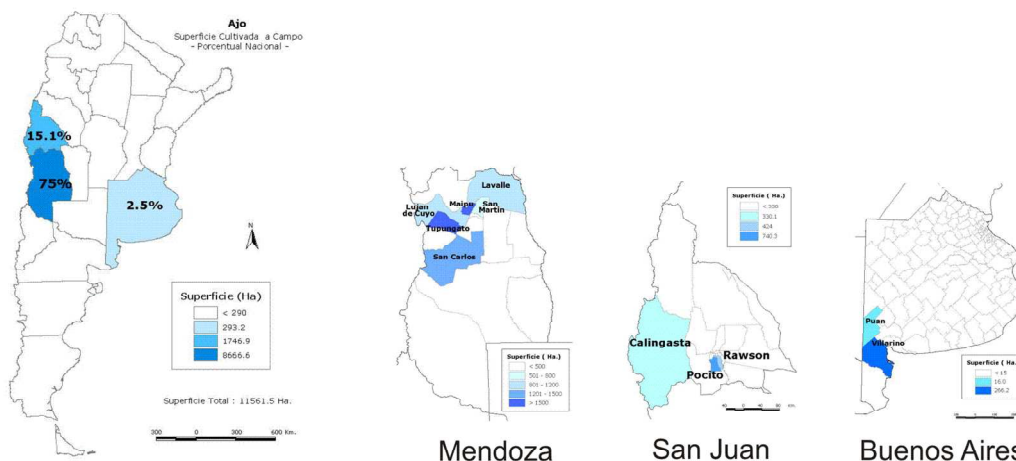


Fig. III-1. Principales áreas productoras de ajo en Argentina (Tomada de SAGPyA).

Desde la siembra hasta la cosecha, el cultivo de ajo presenta dos etapas fisiológicas principales (Rizzalli *et al.*, 2002). La primera etapa -vegetativa- se extiende desde marzo o abril hasta finales del invierno, y comprende la brotación del diente y el crecimiento de hojas y raíces. La segunda etapa -de bulbificación- incluye la inducción y el desarrollo del bulbo, y se extiende hasta noviembre o diciembre, dependiendo de la variedad de ajo.

## “Tristeza del ajo”

Una de las enfermedades que afectan al cultivo de ajo es la llamada “tristeza del ajo” (Conci *et al.*, 1998). El agente causal es el fitoplasma GDIII (*garlic decline*) perteneciente al grupo 16SrIII (*X-disease group*), subgrupo J (Galdeano *et al.*, 2004). Este fitoplasma fue registrado en plantas de ajo de los tipos clonales Blanco, Morado y Colorado, asociado a los síntomas de la “tristeza del ajo”. Estudios epidemiológicos detectaron su alta prevalencia en todas las regiones productoras de San Juan, Mendoza, Córdoba y Buenos Aires (Galdeano *et al.*, 2009). Recientemente se ha reportado además la presencia de otro fitoplasma perteneciente al mismo grupo, pero de otro subgrupo (16SrIII-B) en el cultivo de ajo de Mendoza (Guzmán *et al.*, 2010), aunque no se han observado diferencias en los síntomas. La incidencia de la enfermedad es muy baja, con valores máximos de 1,6%, pero aparece sistemáticamente todos los años en todas regiones productoras de la Argentina, con valores de prevalencia que varían entre 23,9 y 100% (Galdeano *et al.*, 2009).

Las plantas enfermas de “tristeza del ajo” presentan abundantes células de fitoplasmas al ser observadas al microscopio electrónico (Conci *et al.*, 1998), ellas causan síntomas de decaimiento, ausencia de dientes, amarillamiento (tipo “Colorado”) o enrojecimiento (tipo “Blanco” y “Morado”) de hojas (Conci *et al.*, 1998) (Fig. III-2). Si los síntomas aparecen tempranamente durante el ciclo del cultivo, las plantas desarrollan bulbos esponjosos con dientes no formados, y finalmente mueren. Cuando los síntomas aparecen cerca del momento de cosecha, las plantas muestran solo cambios en el color de las hojas, mientras que los bulbos parecen normales aunque porten el fitoplasma (Galdeano, 2005). La siembra de estos dientes infectados constituye el inóculo primario para el período siguiente y, probablemente es responsable de los niveles de prevalencia de la enfermedad (Galdeano, 2005).



Fig. III-2. Plantas de ajo con síntomas de “tristeza del ajo”. A, B y C) síntoma de “amarillamiento”; D, E y F) síntoma de “enrojecimiento”.

### Fitoplasmas: Características generales

Los fitoplasmas son bacterias sin pared celular pertenecientes a la Clase Mollicutes, que causan enfermedades en numerosas especies de plantas (McCoy *et al.*, 1989; Weintraub y Jones, 2010). Los fitoplasmas están rodeados por una membrana trilaminar, de unos 10 nm de grosor, compuesta de proteínas y lípidos. Su citoplasma contiene ribosomas para la síntesis proteica, y una molécula de ADN doble cadena circular, habiéndose detectado también la presencia de ADN extra-cromosómico (Davis *et al.*, 1998; Nakashima y Hayashi, 1995; Nishigawa *et al.*, 2001). Es un grupo de patógenos de origen monofilético que presenta gran diversidad (Lee *et al.*, 1998). Seemüller *et al.* recopilaron en 1998 un total de 75 fitoplasmas, estableciendo al menos 20 grupos 16Sr y numerosos subgrupos dentro de cada uno. En la actualidad se reconocen aún mayor cantidad de fitoplasmas, clasificados mediante el análisis del gen 16Sr ARN, genes de proteínas ribosomales (rp) y factores de elongación TU (gen EF-Tu) (Gundersen *et al.*, 1994; Jomantiene *et al.*, 1998; Marcone *et al.*, 2000; Wei *et al.*, 2007).

Los síntomas que presentan las plantas infectadas por fitoplasmas son diversos, dependiendo del momento de infección, tipo de fitoplasma y genotipo del huésped. Los más frecuentes son amarillamiento o clorosis, enrojecimiento precoz de las hojas, esterilidad de las flores, virescencia -los pétalos adoptan un color verde-, filodia -transformación de los órganos florales en estructuras foliares-, proliferación de yemas adventicias que dan lugar al síntoma típico llamado "escoba de bruja", enanismo generalizado, enrollamientos de las hojas y decaimiento general de la planta (Lee *et al.*, 2000). Los fitoplasmas se localizan en las células del floema donde pueden causar deposición de calosa (polisacárido) en las placas cribosas, decoloración y colapso de los elementos cribosos y células acompañantes, producción de abundantes elementos cribosos de menor tamaño por hiperactividad cambial, y decoloración de laticíferos (Braun y Sinclair, 1978; Siddique *et al.*, 1998).

## **Transmisión de fitoplasmas**

Los mecanismos conocidos de transmisión de fitoplasmas son: (a) propagación vegetativa de material de plantas ya infectadas, (b) conexión vascular producida entre plantas infectadas y no infectadas por plantas parasíticas tales como *Cuscuta* spp., y (c) insectos vectores infectados que se alimentan de plantas huésped no infectadas (Weintraub y Beanland, 2006). En la naturaleza, los fitoplasmas se transmiten mayormente a través de insectos vectores pertenecientes al grupo de los hemípteros auquenorrincos y esternorrincos (Psyllidae), en la forma persistente propagativa (Purcell, 1982).

El orden Hemiptera posee varias características por las cuales sus miembros son eficientes vectores de fitoplasmas: (a) son hemimetábolos: tanto estados inmaduros como adultos exhiben similares conductas alimentarias, a menudo ambos estados transmiten fitoplasmas, (b) se alimentan selectivamente de ciertos tejidos vegetales, lo cual hace que sean eficientes vectores de patógenos residentes en estos tejidos, (c) su alimentación no es destructiva, promoviendo una eficiente transmisión de patógenos sin dañar los tejidos conductivos ni provocar respuestas defensivas en el huésped, (d) tienen una relación propagativa y persistente con los fitoplasmas (Weintraub y Beanland, 2006).

El rango de plantas huéspedes de cada fitoplasma en la naturaleza está determinado probablemente por el número de especies de insectos que son capaces de transmitirlo y por el comportamiento alimentario (mono-, oligo-, o polífagos) de cada uno de estos vectores (Lee *et al.*, 1998). Por un lado, fitoplasmas tales como *Aster*

*yellow* (AY) y *Western X-disease* (WX) tienen un amplio rango de huéspedes porque son transmitidos por varias especies de insectos (Lee *et al.*, 1996) o sus vectores son polívoros, con potencial de inocular el patógeno a un amplio rango de especies de plantas (Weintraub y Beanland, 2006). Por otro lado, fitoplasmas tales como *Maize Bushy Stunt phytoplasma* son transmitidos por un escaso número de insectos vectores, los cuales a su vez pueden ser oligóvoros, que transmiten el patógeno a pocas especies de plantas (Nault, 1980).

Las especies de cicadélidos capaces de transmitir fitoplasmas se alimentan de floema (Wilson y Weintraub, 2007). Al presente, más del 75% de las especies confirmadas como vectores de fitoplasmas pertenecen a la subfamilia Deltocephalinae. Sin embargo, otras subfamilias tienen proporciones similares de especies que se alimentan de floema o que se han identificado como vectores de fitoplasmas, si bien el número total de especies es menor (Tabla III-1), y por lo tanto podrían poseer especies transmisoras del fitoplasma causal de la “tristeza del ajo”.

Tabla III-1. Número de especies y géneros de Cicadélidos vectores de fitoplasmas y de enfermedades (Enferm) causadas.

Subfamilia	Total		Vectores			Porcentaje	
	Especies	Géneros	Especies	Géneros	Enferm.	Especies	Géneros
Agalliinae	600	29	2	2	2	0,33	6,90
Cicadellinae	3100	338	1	1	1	0,03	0,30
Coelidiinae	1130	102	1	1	1	0,09	0,98
Deltocephalinae	6500	662	58	37	56	0,89	5,59
Iassinae	700	46	1	1	1	0,14	2,17
Idiocerinae	720	89	2	2	1	0,28	2,25
Macropsinae	550	17	5	3	4	0,91	17,65
Scarinae	1300	81	1	1	1	0,08	1,23
Typhlocybinae	5200	362	3	3	1	0,06	0,83

El mecanismo de transmisión de los fitoplasmas por parte de los cicadélidos es persistente propagativo (Purcell, 1982). Los insectos adquieren e inoculan los fitoplasmas durante la alimentación en el floema de plantas infectadas y sanas respectivamente (Fig. III-3). El período de alimentación necesario para adquirir los fitoplasmas es denominado período de adquisición. Este período puede extenderse desde unos pocos minutos a algunas horas, mientras más extenso sea este período, mayor es la probabilidad de adquisición (Purcell, 1982). El tiempo que transcurre desde la adquisición y la habilidad para inocular el fitoplasma es conocido como

período latente o período de incubación. La duración de este período es dependiente de la temperatura y de la relación entre el vector y el patógeno, y puede variar desde unos pocos hasta 80 días (Murrall *et al.*, 1996; Nagaich *et al.*, 1974). Durante este período los fitoplasmas se mueven y replican en el cuerpo del insecto vector. Por último, el período en el cual los insectos inoculan el patógeno a plantas sanas, se denomina período de inoculación, el cual tiene una duración y dinámica similar a la del período de adquisición (Purcell, 1982).

Durante el período latente, los fitoplasmas se trasladan desde el lumen del sistema digestivo hacia el hemocelo, ya sea intracelularmente a través de las células epiteliales del mesenterón (digestivo medio), o intercelularmente, moviéndose entre las células y atravesando la membrana basal (Lefol *et al.*, 1994) (Fig. III-3A). Los fitoplasmas circulan en la hemolinfa, desde donde pueden infectar otros tejidos, tales como los túbulos de Malpighi (Lherminier *et al.*, 1990), cuerpos grasos, cerebro (Lefol *et al.*, 1994; Nakashima y Hayashi, 1995), u órganos reproductivos (Kawakita *et al.*, 2000). La replicación del fitoplasma en estos tejidos, aunque no es necesaria para la transmisión, puede indicar una larga relación coevolutiva entre el insecto y el patógeno. Eventualmente los fitoplasmas atraviesan células específicas de las glándulas salivales, acumulándose en grandes cantidades en los ductos salivales (Kirkpatrick, 1992). A partir de este momento, los fitoplasmas pueden ser transmitidos a otras plantas cuando el insecto libera saliva para alimentarse de ellas (Vega *et al.*, 1993; 1994).

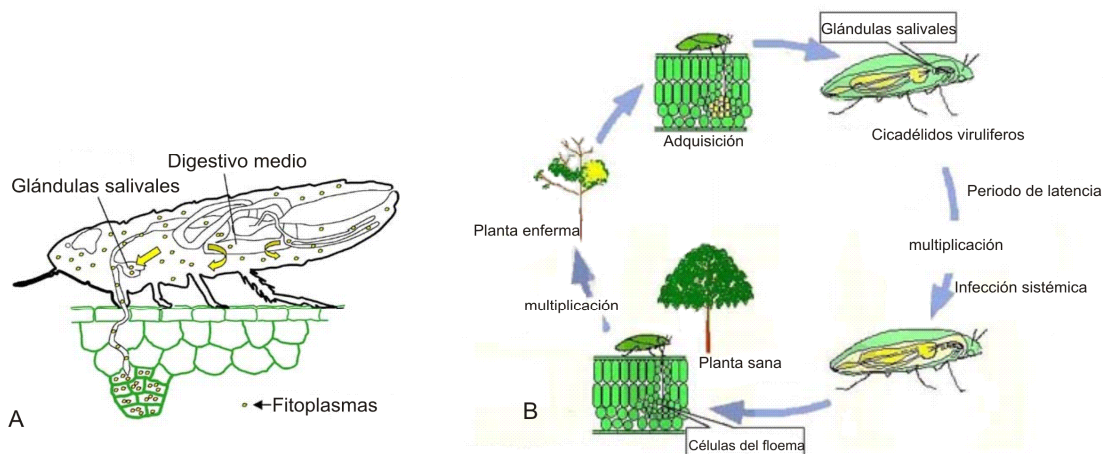


Fig. III-3. Mecanismo de transmisión de fitoplasmas. A) ciclo del fitoplasma en el insecto; B) proceso de adquisición e inoculación del patógeno.

En numerosas enfermedades causadas por fitoplasmas no ha sido posible identificar las especies de insectos que los transmiten. Una de las dificultades para identificar un vector entre las numerosas especies de insectos asociadas a plantas

enfermas es la baja proporción de individuos inoculativos a campo (Hill y Sinclair, 2000; Mpunami *et al.*, 2000; Klein *et al.*, 2001; Orenstein *et al.*, 2003). Por otra parte, la detección de fitoplasmas en un insecto no significa necesariamente que este sea transmisor del mismo (Vega *et al.*, 1993). Sin embargo, esta técnica es útil para restringir el rango de potenciales vectores (Hill y Sinclair, 2000). De las especies de cicadélidos presentes en Argentina, hasta el presente se ha demostrado la capacidad vectora de fitoplasmas de una única especie de Auchenorrhyncha, *Bergallia confusa*, a cultivos de alfalfa (Meneguzzi, 2009) y se ha confirmado que *Dalbulus maidis*, una especie encontrada en áreas maiceras de Argentina (Giménez Pecci *et al.*, 2002) es capaz de transmitir el *Maize Bushy Stunt phytoplasma* (Ebbert *et al.*, 2001).

Dado el tipo de transmisión persistente propagativa de los fitoplasmas, el tamaño de la población de insectos vectores, el porcentaje de insectos inoculativos y su capacidad de transmisión pueden ser factores relevantes en la generación de epifitias. Por lo tanto, el conocimiento de las especies vectoras es de gran importancia para el control de enfermedades. En el caso de la “tristeza del ajo”, si bien se ha realizado una caracterización preliminar de las especies de auquenorrincos asociadas al cultivo en la provincia de San Juan (Galdeano, 2005), no se conoce qué especies podrían ser vectores de este patógeno a campo. En función de ello, se plantean los siguientes objetivos:

Estudiar aspectos de la dinámica poblacional de especies de Cicadélidos asociados a cultivos de ajo.

Determinar el rol potencial de especies de Cicadélidos presentes en el cultivo de ajo como vectores del fitoplasma causal de la enfermedad “tristeza del ajo” en Argentina.

## **Materiales y métodos**

### **Identificación de especies y dinámica poblacional**

Área de muestreo (Fig. III-4A y B): lotes con cultivo de ajo en INTA La Consulta, Mendoza, durante el ciclo de cultivo (abril - diciembre) en los años 2003 a 2009. El cultivo fue tratado con fungicidas pero no se utilizaron insecticidas. Las malezas fueron controladas mediante herbicidas de pre y post-emergencia, y manualmente.

Los hemípteros se recolectaron mediante trampas de agua (Fig. III-4C y D) de 60 cm de largo x 60 de ancho x 10 de altura. Las trampas fueron ubicadas al azar dentro del lote experimental de cultivo de ajo y renovadas semanalmente.

El material recolectado fue colocado en frascos y preservado en alcohol 70% por Técnicos de INTA La Consulta, para la posterior identificación y análisis en la Div. Entomología de la FCNyM (UNLP). La morfología externa de los ejemplares se observó con lupa binocular estereoscópica. Se les seccionó el abdomen con la ayuda de agujas histológicas y se aclararon en una solución de potasa (KOH) al 10 % en caliente por 2-3 minutos. Posteriormente se sumergieron en una gota de glicerina sobre un portaobjeto excavado, para disecar apodemas abdominales y estructuras genitales. Estas estructuras se examinaron con microscopio binocular. Para la identificación se utilizaron claves dicotómicas preexistentes y se contó con la asistencia de la Dra. Paradell (División Entomología, Facultad de Ciencias Naturales y Museo).

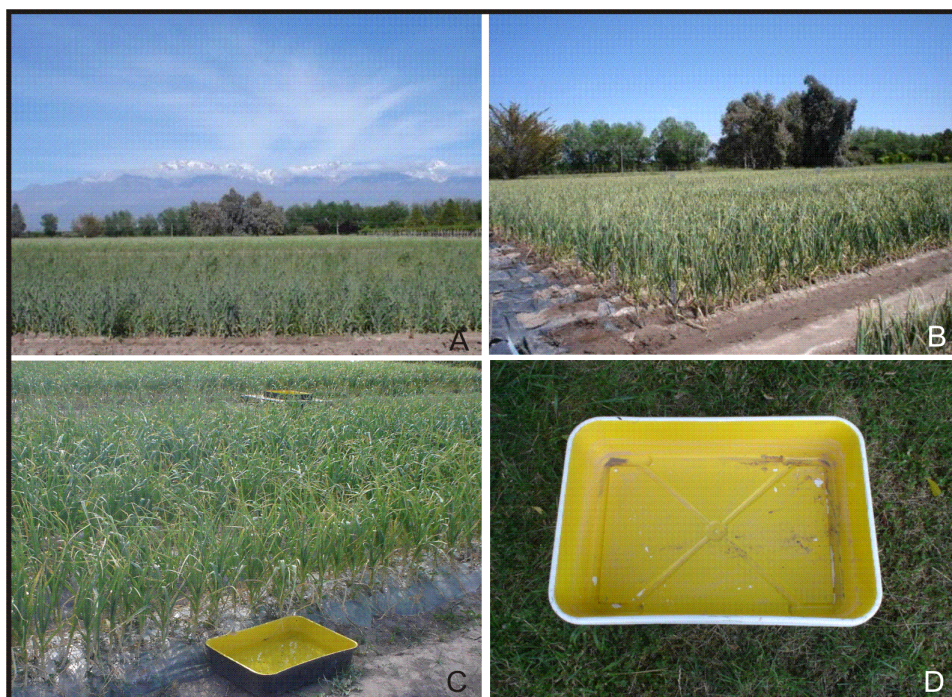


Fig. III-4. Áreas de muestreo en cultivos de ajo en Mendoza, Argentina. A y B) lote de muestreo; C y D) trampas de agua para recolección de insectos en el cultivo.

El tamaño poblacional de cada especie se analizó a través de su Abundancia Relativa (AR). Este índice se calculó de acuerdo a la siguiente ecuación:

$$AR = (n_i/n_t)$$

donde “ni” representa el número de individuos de la especie “i” y “nt” el número total de individuos capturados de todas las especies, en cada muestreo realizado.

La importancia de las especies capturadas durante el ciclo del cultivo en los diferentes años de muestreo se determinó empleando el índice de Importancia Relativa (IR), que permitió la ponderación de la presencia de distintas entidades taxonómicas a lo largo del tiempo. Los valores de IR se obtuvieron de acuerdo a la siguiente ecuación:

$$IR = (ni/nt)*(mi/mt)*100$$

donde “ni” representa el número de individuos de la especie “i”; “nt” el número total de individuos capturados de todas las especies; “mi” el número de muestras en las que aparece la especie “i”; y “mt” el número total de muestras analizadas. Este índice pondera la proporción de individuos de cada grupo o especie (ni/nt) por su importancia a lo largo del período de muestreo (mi/mt), con valores esperados en un rango de cero a cien. Aquellas especies con valores de  $IR \leq 1$ , fueron considerados ocasionales; con  $IR \geq 1,1$  y  $\leq 5$  poco frecuentes; entre  $IR \geq 5,1$  y  $\leq 20$  frecuentes; e  $IR \geq 20,1$  dominantes.

Para examinar si existió alguna asociación entre los parámetros climáticos y la abundancia de las especies más importantes (*A. ensigera* y *P. exitiosus*), se calculó el índice de correlación simple (Sokal y Rohlf, 1979) y su grado de probabilidad bajo la  $H_0$ :  $\rho = 0$ , siendo  $\rho$  el coeficiente de correlación de la población. La abundancia estuvo expresada como número de individuos por fecha de muestreo, y los parámetros climáticos incluidos en el análisis fueron la temperatura máxima, mínima y media, humedad relativa máxima, mínima y media, y precipitaciones pluviales. Los datos meteorológicos fueron obtenidos desde la Estación Experimental del INTA La Consulta, Mendoza.

Para establecer si existió una relación equitativa de sexo en las especies más importantes en términos de abundancia relativa, se compararon las cantidades de individuos machos y hembras mediante una prueba de  $\chi^2$  con la corrección de Yates. Se pusieron a prueba las siguientes pruebas de nulidad: 1) no existieron diferencias significativas entre la cantidad de hembras y de machos en el total de capturas para cada especie (i.e., hubo una relación de sexos 1:1), y 2) la proporción de sexos fue la misma a lo largo de los años de muestreo (i.e., la proporción de sexos no cambió entre períodos de captura).

## Detección de fitoplasmas en insectos

Se realizaron muestreos con red entomológica de arrastre, mediante 100 golpes de red en cada uno o con aspirador manual sobre cultivos con síntomas de “tristeza del ajo” y malezas aledañas, en el INTA La Consulta. Los insectos recolectados vivos se congelaron a  $-20\text{ }^{\circ}\text{C}$  hasta su utilización para diagnosticar la presencia de fitoplasmas. Previamente se identificaron taxonómicamente como se describió anteriormente.

El diagnóstico de la presencia de fitoplasmas se realizó a partir de muestras individuales o compuestas por 3, 5 o 10 individuos de la misma especie, a través de la técnica de PCR. Para esto se extrajo el ADN total de los insectos siguiendo el protocolo de Doyle y Doyle (1990), con modificaciones adaptadas al material. Los insectos se maceraron en bolsas de nylon de  $5\text{ }\mu\text{m}$  de espesor con  $600\text{-}800\text{ }\mu\text{L}$  de buffer de extracción (2 % CTAB; 0,2 % 2- $\beta$ mercaptoetanol; 1,4 M NaCl; 20 mM EDTA; 100 mM Tris-HCl pH 8,00). Se recuperaron  $500\text{ }\mu\text{L}$  de este macerado y se depositaron en tubos de microcentrifuga, que luego se incubaron durante 30 min a  $65^{\circ}\text{C}$ . Tras la adición de  $500\text{ }\mu\text{L}$  de cloroformo:alcohol isoamílico (24:1) y una vigorosa agitación, los tubos se centrifugaron durante 1 minuto a 10.000 rpm. Se recuperó la fase acuosa y el ADN se precipitó con 0,7 vol de isopropanol. Luego de 10 minutos de centrifugación a 12.000 rpm se eliminó el sobrenadante y el pellet de ADN se resuspendió en  $100\text{ }\mu\text{L}$  de agua destilada estéril. La calidad y cantidad de ADN se evaluó a través de electroforesis en geles de agarosa al 1% en buffer TAE 1X, teñidos con bromuro de etidio y visualizados bajo luz UV (Sambrook *et al.*, 1989). Alrededor de 50 ng de ADN de estas muestras se emplearon para el diagnóstico de fitoplasmas en la técnica de PCR.

En los ensayos de PCR se utilizaron los primers P1/P7, universales para la detección de fitoplasmas (Deng y Hiruki, 1991; Schneider *et al.*, 1995), que permiten amplificación de un fragmento de 1.800 bp del gen 16S de ARNr, la porción intergénica y el extremo 5' del gen 23S de ARNr. Las condiciones de amplificación fueron las siguientes: 35 ciclos de 30 seg a  $95^{\circ}\text{C}$  (3 min en el ciclo inicial), 30 seg a  $55^{\circ}\text{C}$  (hibridación de iniciadores) y 100 seg de polimerización a  $72^{\circ}\text{C}$ . En aquellos insectos que dieron reacción positiva a la presencia de fitoplasmas, se realizaron reacciones de PCR utilizando los primers P1/WXint, que amplifican específicamente fitoplasmas del grupo 16SrIII. Las condiciones de amplificación fueron las siguientes: 35 ciclos de 1 minuto a  $94^{\circ}\text{C}$  (3 min en el ciclo inicial), 1 minuto a  $54^{\circ}\text{C}$  y 2 minutos a  $72^{\circ}\text{C}$ . En todos los ensayos de PCR se utilizaron como controles la mezcla de

reacción sin adición de muestra de ADN como control de reacción (CR), muestras de insectos no infectados como control negativo (CN), y muestras de insectos infectados con el fitoplasma como control positivo (CP). La presencia de productos de amplificación en el ensayo de PCR se evaluó a través de electroforesis en geles de agarosa al 1% en buffer TAE 1X, teñidos con bromuro de etidio y visualizados bajo luz UV (Sambrook *et al.*, 1989).

## Resultados

### Identificación de especies y dinámica poblacional

Durante los siete años de estudio (2003-2009) se analizaron 159 colectas durante el ciclo del cultivo, con un total de 3.237 individuos identificados (1.465 machos y 1.970 hembras). Se encontraron 40 especies de Membracoideos, 39 especies pertenecientes a la Familia Cicadellidae, de los cuales cuatro corresponden a la subfamilia Agalliinae, cinco a Cicadellinae, 21 a Deltocephalinae, una a Gyponinae, siete a Typhlocybinae y una a Xerophloeinae. Se identificó también una especie de la Familia Membracidae. Del total de individuos encontrados, se mencionan por primera vez 14 especies para la provincia de Mendoza (Tabla III-2).

Tabla III-2. Especies de Membracoideos capturadas. Las especies indicadas con (\*) son nuevos registros para la provincia de Mendoza. Especies y géneros indicadas con (#) y (##) respectivamente son de reconocida capacidad vectora de fitoplasmas.

Familia	Subfamilia	Especie
Cicadellidae	Agalliinae	<i>Agalliana ensigera</i> Oman, 1934
		<i>Agalliana mediana</i> Oman, 1938*
		<i>Bergallia confusa</i> (Oman, 1938) #
		<i>Bergallia signata</i> Stål, 1859
	Cicadellinae	<i>Bucephalagonia xanthophis</i> (Berg, 1879)*
		<i>Ciminius platensis</i> (Berg, 1879)
		<i>Dechacona missionum</i> (Berg, 1879)
		<i>Syncharina punctatissima</i> (Signoret, 1854)
		<i>Tapajosa rubromarginata</i> Signoret, 1855
	Deltocephalinae	<i>Amplicephalus dubius</i> (Linnavuori, 1955)
		<i>Amplicephalus faminei</i> (Linnavuori, 1959)
		<i>Amplicephalus faminoides</i> Linnavuori, 1955
		<i>Amplicephalus marginellanus</i> Linnavuori, 1955*
		<i>Atanus angustus</i> Linnavuori, 1959*
		<i>Atanus coronatus</i> (Berg, 1879)

Familia	Subfamilia	Especie
		<i>Atanus viridis</i> Linnavuori, 1955
		<i>Balclutha</i> sp.
		<i>Chlorotettix fraterculus</i> (Berg, 1879)
		<i>Chlorotettix neotropicus</i> Jensen-Haarup, 1922
		<i>Circulifer curtus</i> Linnavuori, 1955
		<i>Circulifer tenellus</i> (Baker, 1896) #
		<i>Dalbulus maidis</i> (DeLong y Wolcott, 1923) #
		<i>Exitianus capicola</i> (Stål, 1855)* #
		<i>Exitianus obscurinervis</i> (Stål, 1859)
		<i>Fusanus griseostriatus</i> Linnavuori, 1955
		<i>Graminella</i> sp. ##
		<i>Haldorus sexpunctatus</i> (Berg, 1879)
		<i>Osbornellus infuscatus</i> Linnavuori, 1955* ##
		<i>Paratanus exitiosus</i> Beamer, 1943* #
		<i>Spangbergiella vulnerata</i> Signoret, 1879*
	Gyponinae	<i>Curtara pagina</i> De Long y Freytag, 1976*
	Typhlocybinae	<i>Empoasca cristata</i> Torres, 1955* ##
		<i>Empoasca curveola</i> Oman, 1936**
		<i>Empoasca kraemeri</i> Ross y Moore, 1957*
		<i>Empoasca manubriata</i> Young, 1953
<i>Empoasca punena</i> Torres, 1959*		
<i>Kybos populis</i> (Edwards1908)*		
	<i>Typhlocybella maidica</i> Catalano, 2009*	
Xerophloeinae	<i>Xerophloea viridis</i> Fabricius, 1794	
Membracidae	Smilinae	<i>Ceresa nigripsectus</i> Remes Lenicov, 1973

El número de especímenes y de especies recolectados e identificados fue variable a lo largo de los años y meses de muestreo. La riqueza de especies fue mayor en los años 2003 y 2004, donde se capturaron 23 y 24 especies respectivamente; extremadamente baja en 2007 con solo ocho especies, e intermedia en los restantes años, entre 14 y 15 especies. *Agalliana ensigera* resultó ser la especie de Cicadellidae más abundante y presente en todos los años de muestreo, mientras que otras dos especies resultaron ser frecuentes, *Paratanus exitiosus* y *Empoasca curveola* (Tabla III-3). Por otro lado, *A. ensigera* (Meneguzzi, 2009), *P. exitiosus* (Hepp y Vargas, 2002) y diversas especies del género *Empoasca* (Pastore *et al.*, 2004) han sido relacionados con transmisión de fitoplasmas.

Tabla III-3. Importancia relativa (IR) de las especies de Cicadélidos capturadas en el cultivo de ajo en Mendoza. Promedio de los años 2003 a 2009.

Especie	IR	
<i>Agalliana ensigera</i>	27,66	Dominante
<i>Paratanus exitiosus</i>	19,16	Frecuente
<i>Empoasca curveola</i>	6,62	Frecuente
<i>Xerophloea viridis</i>	4,89	Poco frecuente
<i>Syncharina punctatissima</i>	4,67	Poco frecuente
<i>Kybos populis</i>	2,93	Poco frecuente
<i>Bucephalogonia xanthophis</i>	2,42	Poco frecuente
<i>Circulifer curtus</i>	1,83	Poco frecuente
<i>Atanus angustus</i>	1,16	Poco frecuente
<i>Amplicephalus marginellanus</i>	1,01	Ocasional
<i>Empoasca manubriata</i>	0,61	Ocasional
<i>Exitianus capicola</i>	0,61	Ocasional
<i>Exitianus obscurinervis</i>	0,55	Ocasional
<i>Empoasca kraemeri</i>	0,40	Ocasional
<i>Empoasca punena</i>	0,21	Ocasional
<i>Dechacona missionum</i>	0,19	Ocasional
<i>Ceresa nigripectus</i>	0,16	Ocasional
<i>Bergallia signata</i>	0,15	Ocasional
<i>Amplicephalus faminoides</i>	0,15	Ocasional
<i>Dalbulus maidis</i>	0,11	Ocasional
<i>Agalliana mediana</i>	0,10	Ocasional
<i>Typhlocybella maidica</i>	0,07	Ocasional
<i>Osbornelus infuscatus</i>	0,07	Ocasional
<i>Amplicephalus dubius</i>	0,06	Ocasional
<i>Balclutha sp.</i>	0,06	Ocasional
<i>Curtara pagina</i>	0,05	Ocasional
<i>Atanus viridis</i>	0,05	Ocasional
<i>Chlorotettix neotropicus</i>	0,05	Ocasional
<i>Bergallia confusa</i>	0,05	Ocasional
<i>Atanus coronatus</i>	0,05	Ocasional
<i>Spangbergiella vulnerata</i>	0,04	Ocasional
<i>Fusanus griseostriatus</i>	0,04	Ocasional
<i>Ciminius platensis</i>	0,03	Ocasional
<i>Empoasca cristata</i>	0,02	Ocasional
<i>Amplicephalus faminei</i>	0,02	Ocasional
<i>Haldorus sexpunctatus</i>	0,01	Ocasional

Especie	IR	
	<i>Circulifer tenellus</i>	0,01
<i>Graminella</i> sp.	0,003	Ocasional
<i>Tapajosa rubromarginata</i>	0,003	Ocasional

Las dos especies más abundantes, *Agalliana ensigera* y *Paratanus exitiosus*, parecen tener dinámicas poblacionales diferentes a lo largo del año (Fig. III-5). *A. ensigera* es la especie encontrada más frecuentemente y posee una población relativamente constante a lo largo del desarrollo del cultivo de ajo. Por el contrario, *P. exitiosus* presenta dos picos poblacionales, uno entre abril y junio que concuerda con la etapa vegetativa, y otro entre noviembre y diciembre que concuerda con la etapa de bulbificación. *Empoasca curveola* también presenta dos picos poblacionales similares a los de *P. exitiosus*, pero menos marcados debido a su menor tamaño poblacional. Esto indica que las tres especies más abundantes podrían actuar en la dispersión de la enfermedad en diferentes etapas del cultivo. Asimismo, aunque la abundancia de cada especie varía durante el ciclo del cultivo, todas se mantienen presentes en este período. En el segundo momento de mayor ocurrencia de especies existe variada vegetación espontánea que se desarrolla dentro o en los bordes del cultivo por lo que esta abundancia de especies posiblemente no se deba solo al estado fenológico del cultivo sino también a la presencia de la vegetación espontánea.

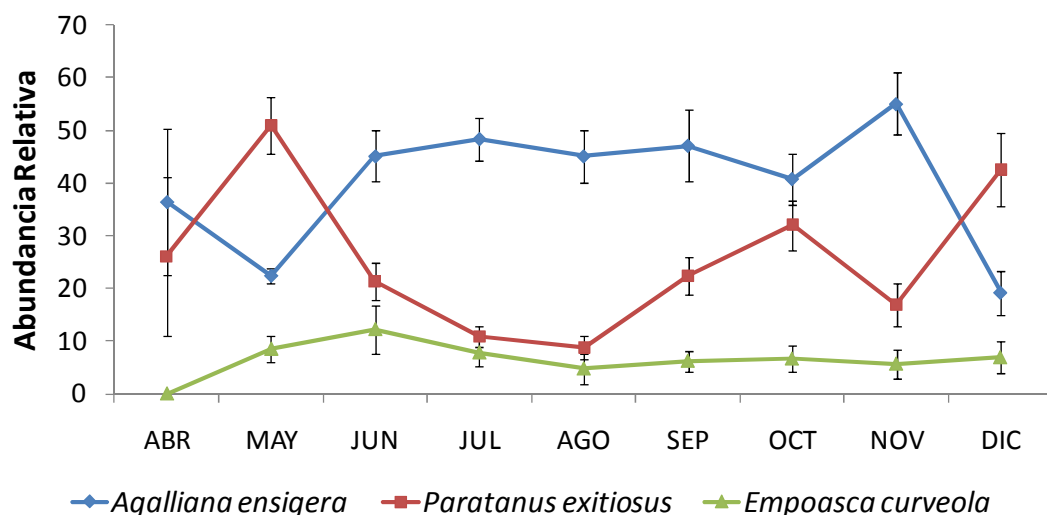


Fig. III-5. Abundancia Relativa promedio a lo largo del tiempo de las especies dominantes y frecuentes durante los años de muestreo (2003-2009).

El análisis de correlación demostró que la abundancia de individuos adultos de *Paratanus exitiosus* y *Agalliana ensigera* estuvo asociada positivamente con la temperatura media (Tabla III-4). En particular, en el año 2004 se observó correlación entre la abundancia de *P. exitiosus* con la temperatura media, y en el año 2009 con las

precipitaciones y la humedad relativa. La fluctuación poblacional de *A. ensigera* también se correlacionó positivamente con estas variables.

Tabla III-4. Análisis de correlación entre variables climáticas y abundancia de *Paratanus exitiosus* y *Agalliana ensigera*. Sólo se muestran las correlaciones estadísticamente significativas ( $p < 0,05$ ). T: temperatura; HR: humedad relativa;  $R^2$ : coeficiente de correlación simple; p: valor de probabilidad.

Especie	Período	Lluvia		T° Media		HR Min	
		$R^2$	p	$R^2$	p	$R^2$	p
<i>P. exitiosus</i>	2004			0,5043	0,006		
	2009	0,4716	0,020			0,4313	0,035
<i>A. ensigera</i>	2009	0,4698	0,021	0,1768	0,028	0,4606	0,024

Con respecto a la relación equitativa de sexos entre los años de muestreo (Tabla III-5), en *Agalliana ensigera* se capturó un total de 525 machos y 849 hembras entre los años 2003 a 2009. Hubo una desviación estadísticamente significativa de la proporción 1:1 entre sexos ( $\chi^2 = 78,6$ , 1 g.l.,  $p < 0,05$ ) a favor de las hembras, pero esta relación cambió en los diferentes años de muestreo ( $\chi^2 = 21,39$ , 6 g.l.,  $p = 0,0016$ ), indicando que la proporción entre machos y hembras fue diferente entre los años de muestreo. En *Paratanus exitiosus*, el total de individuos capturados fue de 368 machos y 327 hembras en el mismo período de muestreo. Existió una relación equitativa de sexos ( $\chi^2 = 2,3$ , 1 g.l.,  $p > 0,05$ ), y también en este caso, la proporción fluctuó entre años ( $\chi^2 = 26,64$ , 6 g.l.,  $p = 0,0002$ ). En *Empoasca curveola* se capturó un total de 52 machos y 104 hembras entre los años 2003 a 2009. Hubo una desviación estadísticamente significativa de la proporción 1:1 entre sexos ( $\chi^2 = 17,33$ , 1 g.l.,  $p = 0,0001$ ) a favor de las hembras, y también esta relación cambió en los diferentes años de muestreo ( $\chi^2 = 25,62$ , 6 g.l.,  $p = 0,0003$ ).

Tabla III-5. Número de individuos de machos (m) y hembras (h) de *A. ensigera*, *P. exitiosus* y *E. curveola* capturados entre 2003 y 2009. Total de individuos capturados por año.

Año	<i>A. ensigera</i>		<i>P. exitiosus</i>		<i>E. curveola</i>	
	m	h	m	h	m	h
2003	64	122	148	138	32	24
2004	61	144	191	143	5	12
2005	6	22	7	23	0	4
2006	2	9	7	12	0	8
2007	25	24	15	11	2	6
2008	48	88	16	16	0	0
2009	319	439	118	59	13	50

Con respecto a la relación de sexos de las especies dominantes entre los meses de muestreo, se observó que en *A. ensigera* ( $\chi^2= 19,63$ , 8 g.l.,  $p= 0,118$ ), *P. exitiosus* ( $\chi^2= 44,8$ , 8 g.l.,  $p= 0,0001$ ) y *E. curveola* ( $\chi^2= 32,96$ , 8 g.l.,  $p=0, 0001$ ) hubo una desviación estadísticamente significativa de la proporción 1:1 entre sexos a través de los diferentes meses de muestreo (Tabla III-6). Estas diferencias significativas se deben a un aumento en la proporción de hembras de *A. ensigera* en los meses de julio a septiembre, y en los meses de agosto y diciembre en *E. curveola*. En cambio, en *P. exitiosus* no existe un patrón claro en la proporción de machos y hembras a lo largo de los meses.

Tabla III-6. Número de individuos de machos (m) y hembras (h) de *A. ensigera*, *P. exitiosus* y *E. curveola* capturados entre 2003 y 2009. Total de individuos capturados por mes.

Mes	<i>A. ensigera</i>		<i>P. exitiosus</i>		<i>E. curveola</i>	
	m	h	m	h	m	h
Abril	13	13	1	15	0	0
Mayo	22	32	68	48	15	6
Junio	66	87	36	53	12	13
Julio	93	138	22	32	11	15
Agosto	81	152	16	23	0	12
Septiembre	81	189	77	59	4	23
Octubre	61	81	75	53	2	17
Noviembre	82	99	77	32	5	7
Diciembre	26	58	130	87	3	11

## Detección de fitoplasmas en insectos

Durante los años en estudio, se colectó un total de 1.015 insectos sobre cultivos de ajo con síntomas de la “tristeza del ajo” y sobre malezas alledañas, que se utilizaron para determinar la presencia de fitoplasmas mediante PCR. Solo se analizaron las especies que fueron más abundantes durante el ciclo del cultivo o que presentan antecedentes en la transmisión de patógenos. De la recolecciones en el cultivo de ajo se analizaron en total 15 muestras de insectos individuales, 52 muestras compuestas de 3 insectos cada una y 46 grupos de 5 insectos cada una de *Agalliana ensigera*; 145 muestras de insectos individuales, 19 muestras compuestas de 3 insectos cada una y 20 grupos de 5 insectos cada una de *Paratanus exitiosus*; y 47 muestras de insectos individuales y 5 muestras compuestas de 3 insectos cada una de *Empoasca curveola*. De las recolecciones en malezas se analizaron 16 grupos de 10 individuos de *Curtara pagina*, 6 grupos de 10 individuos de *Haldorus sexpunctatus*; 2 grupos de 10

individuos de *Syncharina punctatissima* y 1 grupo de 10 individuos de *Ceresa nigripectus* (Tabla III-7).

Tabla III-7. Cicadellidae evaluados a través de PCR directo para la detección de fitoplasmas generales (con primers P1/P7).

Especie	Individuos analizados	Total de muestras	Muestras positivas
<i>Agalliana ensigera</i>	401	113	2 (0,49%)
<i>Paratanus exitiosus</i>	302	184	3 (0,99%)
<i>Empoasca curveola</i>	62	52	0 (0%)
<i>Curtara pagina</i>	160	16	0 (0%)
<i>Haldorus sexpunctatus</i>	60	6	0 (0%)
<i>Syncharina punctatissima</i>	20	2	0 (0%)
<i>Ceresa nigripectus</i>	10	1	0 (0%)
Total	1015	374	5 (0,49%)

Del total de insectos analizados se encontró reacción positiva a fitoplasmas generales y al fitoplasma 16 SrIII (*X-disease*), causante de la enfermedad tristeza del ajo, en una muestra individual y dos muestras compuestas de 5 ejemplares de *P. exitiosus* y 2 muestras individuales de *A. ensigera*. Estas muestras se obtuvieron en el cultivo de ajo en la época previa a la cosecha del mismo, dando resultado negativo todas las muestras recolectadas en malezas. En la fig. III-6 se muestra un gel de agarosa representativo en el que se observa muestras positivas para la presencia del fitoplasma 16 SrIII (*X-disease*).

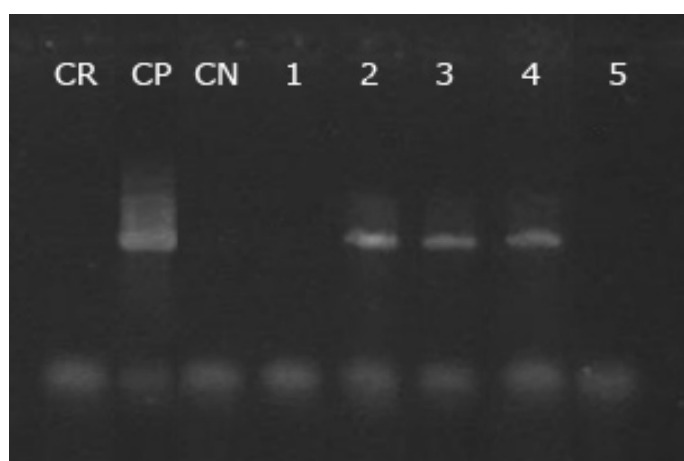


Fig. III-6. Gel de agarosa donde se observa amplificación de la banda de tamaño esperado a través de PCR, empleando primers específicos del grupo 16Sr III (P1/ WX-int). CR: control de reacción, CN: control negativo, CP: control positivo; 1-5: muestras de *P. exitiosus*.

## Discusión

En siete años de muestreo se encontraron 39 especies pertenecientes a seis subfamilias de Cicadellidae, y una especie de la familia Membracidae. Tres especies fueron consideradas las más abundantes y fueron halladas frecuentemente a lo largo del desarrollo del cultivo: *Agalliana ensigera*, *Paratanus exitiosus* y *Empoasca curveola*, las cuales presentan una amplia distribución geográfica en la Argentina y una gran variedad de plantas huéspedes (Remes Lenicov *et al.*, 2006). Adicionalmente, estas especies tienen antecedentes como vectores de fitoplasmas a diferentes cultivos, ya que *P. exitiosus* es transmisor del fitoplasma causal de la marchitez amarilla de la remolacha en Chile (Hepp y Vargas, 2002), *A. ensigera* es un vector potencial del fitoplasma ArAWB, causal de la “escoba de bruja” en alfalfa en Argentina (Meneguzzi, 2009), y especies del género *Empoasca* son vectores del fitoplasma causal del *European stone fruit yellows* en Italia (Pastore *et al.*, 2004). También se encontraron otras especies que son vectores de fitoplasmas en otros cultivos: *Bergallia confusa* (Meneguzzi, 2009), *Circulifer tenellus*, *Dalbulus maidis*, *Exitianus capicola* (Weintraub y Beanland, 2006); por último se encontraron especies de los géneros *Graminella* y *Osbornellus* de los cuales otras especies son vectores de fitoplasmas (Weintraub y Beanland, 2006).

La riqueza específica obtenida en este estudio es mayor que la hallada por Galdeano *et al.*, 2005 en cultivos de ajo en San Juan. Las especies identificadas en el mencionado estudio son las mismas que las identificadas en Mendoza, pero difieren en la abundancia de cada especie. Esta variación podría estar causada por los diferentes cultivos o malezas que había en las áreas circundantes al ajo.

La taxocenosis a lo largo del ciclo del cultivo de ajo no presenta un patrón bien definido, sin embargo puede observarse una mayor abundancia de individuos en dos períodos: uno entre abril y mayo correspondiente a la etapa de crecimiento vegetativo y otro en los meses de noviembre y diciembre correspondiente a la maduración del cultivo; lo cual es similar a lo registrado por Tesón *et al.* (1986) y Paradell *et al.* (2001) en estudios poblacionales de Cicadélidos asociados a otros cultivos como el maíz. El conocimiento de la fluctuación temporal de los principales grupos de vectores permite detectar momentos del año de alta densidad poblacional de insectos y así generar prácticas preventivas (Purcell y McBride, 1999).

La correlación entre el número de individuos de *Paratanus exitiosus* y *Agalliana ensigera* con los factores ambientales, principalmente la temperatura, concuerda con

estudios de laboratorio y a campo realizados en otras especies de cicadélidos, en los cuales el ciclo de vida es más corto a temperaturas más elevadas (Remes Lenicov y Virla, 1993; Virla *et al.*, 2003).

La preponderancia de hembras en el análisis de la relación equitativa de sexos concuerda con otros resultados poblacionales obtenidos en otros cicadélidos en ensayos de laboratorio, como por ejemplo *Exitianus obscurinervis* (Virla, 1990). Es importante destacar que existen varios estudios en donde se ha demostrado que machos y hembras pueden influir de manera diferente en la dispersión de fitoplasmas (Murrall *et al.*, 1996; Beanland *et al.*, 1999), y por lo tanto esta diferencia debería ser tomada en cuenta a la hora de evaluar el comportamiento de los potenciales vectores. La falta de detección de estadios inmaduros a campo sugiere que estas especies utilizan al cultivo de ajo como refugio o alimento, pero no como sitio de oviposición y cría, al igual que en otras interacciones entre auquenorrincos y cultivos (Remes Lenicov *et al.*, 1997).

La baja proporción de insectos portadores encontrada (menor al 1%) concuerda con lo registrado en numerosos estudios a campo de fitoplasmas. Por ejemplo, sólo el 1-40% de los individuos de *Cacopsylla pyricola* (Foerster) eran portadores del fitoplasma del “declinamiento del peral” (Davies y Eyre, 1996), el porcentaje de *Macrostelus quadrilineatus* (Forbes) portadores del fitoplasma del “amarillamiento del aster” fue de 3 a 5% (Goodwin *et al.*, 1999), y Ebbert *et al.* (2001) hallaron solamente el 3% de los especímenes de *Dalbulus maidis* portadores del fitoplasma causal de *Maize bushy Stunt*. Por lo tanto, debido a la baja cantidad de individuos recolectados de las restantes especies, no puede descartarse que estas puedan estar involucradas como vectores del fitoplasma causal de la “tristeza del ajo” si se considera que la proporción de individuos portadores a campo es similar a la encontrada en *A. ensigera* y *P. exitiosus*.

## Conclusiones

En el presente estudio se encontró que 39 especies de la familia Cicadellidae pertenecientes a las subfamilias Agalliinae, Cicadellinae, Deltocephalinae, Gyponinae, Typhlocybinae y Xerophloeinae; y una especie de la familia Membracidae están asociadas al agroecosistema ajo en la provincia de Mendoza.

Se mencionan 14 especies de Cicadellidae por primera vez para la fauna de esta provincia: *Agalliana mediana* (Agalliinae); *Bucephalogonia xanthophis* (Cicadellinae);

*Amplicephalus marginellanus*, *Atanus angustus*, *Exitianus capicola*, *Osbornellus infuscatus*, *Paratanus exitiosus*, *Spangbergiella vulnerata* (Dectocephalinae); *Curtara pagina* (Gyponinae); *Empoasca cristata*, *E. kraemeri*, *E. punena*, *Kybos populis* y *Typhlocybella maidica* (Typhlocybinae).

Entre la fauna presente en el cultivo se destacan cinco especies involucradas en la transmisión de fitoplasmas a otros huéspedes vegetales: *Bergallia confusa*, *Circulifer tenellus*, *Dalbulus maidis*, *Exitianus capicola*, *Paratanus exitiosus*; y tres géneros de los cuales otras especies han sido reportadas como vectores de fitoplasmas: *Empoasca*, *Graminella* y *Osbornellus*.

Tres especies fueron consideradas las más abundantes y fueron halladas frecuentemente a lo largo del desarrollo del cultivo: *A. ensigera*, *P. exitiosus* y *E. curveola*.

El número de individuos capturados de estas especies está correlacionado con las condiciones ambientales, principalmente las temperaturas. Por lo tanto, si se demuestra efectivamente mediante los postulados de Koch, que estas especies son vectoras sería conveniente profundizar estudios de la relación entre el tamaño de las poblaciones de estas especies y variables ambientales, para diseñar herramientas de pronóstico para esta enfermedad.

*Agalliana ensigera* y *Paratanus exitiosus* son potencialmente los vectores del fitoplasma causal de la “tristeza del ajo”, debido a su abundancia a lo largo del desarrollo del cultivo y la detección del fitoplasma 16SrIII *X-disease* en individuos de estas especies.

La baja proporción encontrada de insectos portadores concuerda con las registradas en otros estudios de fitoplasmas, lo que indica que no solo el tamaño de las poblaciones sino además la proporción de insectos inoculativos debería tenerse en cuenta para decidir la necesidad de control de estos insectos.

# **Conclusiones generales y perspectivas**

Al presente, la subfamilia Typhlocybae está representada en la Argentina por 14 géneros y 66 especies agrupados en cinco tribus. La tribu Alebrini cuenta con siete géneros y 19 especies, incluyendo dos nuevas especies del género *Rhabdotalebra*, que provocan graves daños sobre lapacho en las provincias de Tucumán y Entre Ríos, y la primer mención para Argentina de *Protalebrella panamensis* hallada en la provincia de Misiones. La tribu Dikraneurini comprende dos géneros y seis especies por la adición de dos nuevas especies, *Typhlocybella maidica* y *T. affinis*, que dañan cultivos de maíz y sorgo en la zona maicera núcleo. La tribu Erythroneurini está conformada por dos géneros y cuatro especies, luego del hallazgo de *Zygina nivea* en álamos en la provincia de Buenos Aires. La tribu Typhlocybini, cuenta únicamente con la especie *Edwardsiana froggatti* (Baker), la cual se halla abundantemente en las provincias de Río Negro y Mendoza, dañando plantaciones de manzanos. En la tribu Empoascini se menciona por primera vez el género *Kybos*, encontrado en la provincia de Mendoza, dado que todos los ejemplares corresponden a una sola especie, *K. populis*; se incrementa a 36 el número especies de esta tribu debido a las 35 especies ya conocidas del género *Empoasca*.

Los resultados obtenidos en esta tesis revelan que los Typhlocybae componen un grupo particularmente diverso. Esto concuerda con lo expresado por Dietrich y Dmitriev (2006) acerca de la necesidad de conocer la amplia diversidad de este grupo en Sudamérica, restando varios géneros y especies aún sin identificar. Los futuros trabajos deberían enfocarse en avanzar en la identificación de nuevas especies en áreas biogeográficas poco estudiadas, comprender las relaciones filogenéticas entre los diferentes taxa mediante la inclusión de caracteres morfológicos y moleculares; así como también profundizar el conocimiento bioecológico de las especies y la relación con sus plantas huéspedes.

El estudio poblacional llevado a cabo en esta tesis es el primer registro de cicadélidos asociados al agroecosistema de ajo en la provincia de Mendoza, principal zona productora. Se identificaron 40 especies de Membracoideos asociadas al cultivo, de las cuales 14 se citan por primera vez para la fauna de esta provincia y cinco son vectores demostrados de otros fitoplasmas. Al respecto, se confirmó la presencia del fitoplasma causal de la “tristeza del ajo” en las dos especies predominantes en los muestreos: *Agalliana ensigera* y *Paratanus exitiosus*, lo cual sugiere que estas especies podrían ser vectores del patógeno a campo.

Dado que la presencia del patógeno en el cuerpo de los insectos no confirma que éstos sean vectores, se deberán desarrollar ensayos de transmisión para confirmar su capacidad vectora.

# **Bibliografía**

- Ahmed, M. 1983. Biotaxonomy of typhlocybae leafhoppers of Pakistan. Pp.179-183. En Knight; W.; Paut, N.; Robertson, T. y Wilson, M. (eds.). Proceedings of the 1st International Workshop on Leafhoppers and Planthoppers (Auchenorrhyncha) of Economic Importance. London, 4-7 October 1982. Commonwealth Institute of Entomology, London.
- Ahmed, M. 1985. Typhlocybae of Pakistan. Fauna of the subfamily Typhlocybae (Cicadellidae: Homoptera: Insecta). Pakistan Agricultural Research Council, Islamabad. 279 pp.
- Altınçağ, R. y Akten, T. 1993. Insect pests in grapevine nurseries and remedies in Aegean region: problems and their solutions. Bitki Koruma Bülteni Cilt 33 (3-4): 153-165.
- Ammar, E. 1985. Internal morphology and ultrastructure of Leafhoppers and Planthoppers. Pp. 127-162. En: Nault, L. y Rodriguez, J. (eds.). The Leafhoppers and Planthoppers. John Wiley y Sons, New York.
- Artigas, J. 1994. Insectos de interés agrícola, forestal, médico y veterinario. Entomología económica. Vol. I. Ediciones Universidad de Concepción. Chile. 1126 pp.
- Backus, E. 1985. Anatomical and sensory mechanism of planthopper and leafhopper feeding behavior. Pp 163-194. En: Nault, L. y Rodriguez, J. (eds.). The Leafhoppers and Planthoppers. John Wiley y Sons, New York.
- Backus, E. 1988. Sensory systems and behaviors which mediate hemipteran plant-feeding: a taxonomic overview. Journal of Insect Physiology 34:151–165.
- Backus, E.; Serrano, M. y Ranger, C. 2005. Mechanisms of hopperburn: an overview of insect taxonomy, behavior, and physiology. Annual Review Entomology 50: 125-151.
- Baker, C. 1899. On *Alebra* and related genera. Psyche 8: 401-405.
- Baker, C. 1903. New Typhlocybini. Invertebrata Pacifica 1: 5-9.
- Baker, C. 1915. Studies in Philippine Jassoidea: II. Philippine Jassaria. Philippine Journal of Science 10: 49-58.
- Baker, C. 1925. Nomenclatorial notes on the Jassoidea IV. Philippine Journal of Science 27: 1-537.
- Balduf, W. 1934. The taxonomic value of ovipositors in some *Empoasca* species (Homoptera, Cicadellidae). Annals Entomological Society of America 27: 293-310.

- Balme, G. 2007. Phylogeny and Systematics of the Leafhopper Subfamily Typhlocybinae (Insecta: Hemiptera: Cicadellidae). 20/01/2008. <<http://www.lib.ncsu.edu/theses/available/etd-03152007-004557/unrestricted/etd.pdf>.
- Beanland, L.; Hoy, C; Miller, S. y Nault, L. 1999. Leafhoppers (Homoptera: Cicadellidae) transmission of Aster Yellows Phytoplasma: Does gender matter?. Environmental entomology 28 (6): 1101-1106.
- Berg, C. 1879. Hemiptera Argentina. Anales de la Sociedad Entomológica Científica Argentina 8: 241-272.
- Berg, C. 1884. Addenda et Emendanda at Hemiptera Argentina. Anales de la Sociedad Entomológica Científica Argentina 17: 20-41.
- Berg, C. 1895. Hemípteros de la Tierra del Fuego. Anales del Museo de Buenos Aires 4: 195-206.
- Blocker, H. y Triplehorn, B. 1985. External morphology of leafhoppers. Pp. 41-60. En, Nault, L. y Rodriguez, J. (eds.). The Leafhoppers and Planthoppers. John Wiley and Sons, New York.
- Blocker, H. 1996. Origin and radiation of the Auchenorrhyncha. Studies on hemipteran phylogeny. Pp. 46-64. Schaefer, C. (ed.). Proceedings, Thomas Say Publications in Entomology. Entomological Society of America, Lanham.
- Boudreaux, H. 1979. Arthropod phylogeny with special reference to insects. J Wiley and Sons, New York. 320 pp.
- Braun, E. y Sinclair, W. 1978. Translocation in phloem necrosis-diseased American elm seedlings. Phytopathology 68: 1733-1737.
- Briceño, A. 1988. El Saltahoja del Apamate -*Rhabdotalebra signata* (Mc Atee)-, Homoptera Cicadellidae. Revista Forestal Venezolana 30: 79-85.
- Buchner, P. 1965. Endosymbiosis of animals with plant microorganisms. Interscience Publishers, New York: 297-332.
- Burnip, G.; Charles, J.; Shaw, P.; Suckling, D.; Thomas, W.; Tomkins, A.; Walker, J. y Wearing, H. 1999. Bug Key. Insects and mites of pipfruit. Froggatt's apple leafhopper. 17/5/2006. <http://hortnet.co.nz/key/keys/info/falinfo.htm>.
- Cabrera, A. 1968. Flora de la provincia de Buenos Aires. Colección Científica del INTA. 504 pp.

- Caldwell, J. y Martorell, L. 1952. Review of the Auchenorrhynchous Homoptera of Puerto Rico. Part 1: Cicadellidae. *Journal of Agriculture of University of Puerto Rico* 34: 1–132.
- Campbell, B.; Steffen-Campbell, J.; Sorensen, J. y Gill, R. 1995. Paraphyly of Homoptera and Auchenorrhyncha inferred from 18S rDNA nucleotide sequences. *Systematic Entomology* 20: 175-194.
- Carver M.; Gross, G. y Woodward, T. 1991. Hemiptera. Pp 429- 509, en Csiro, *The insects of Australia. A text book for students and research workers vol 1, 2 nd ed.* Melbourne University Press, Carlton.
- Catalano, Ml.; Paradell, S. y Remes Lenicov, A. 2008. First record of the genus *Typhlocybella* (Auchenorrhyncha: Typhlocybinae: Dikraneurini) from Argentina. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina* 67 (3-4): 79-81.
- Charles, J. 1996. Can buprofezin control Froggatt's apple leafhopper, *Edwardsiana crataegi*?. 16/5/2006. <<http://www.hortnet.co.nz>.
- Charlín, R. 2003. Langostinos. Plaga de importancia actual en frutales desde la Región Metropolitana a la VIII Región. *ACONEX* 79: 5-9.
- China, W. 1950. A check list of the British Hemiptera-Homoptera Auchenorrhyncha. *The Entomologist's Monthly Magazine* 86: 243- 251.
- Christensen, J. 1938. Sobre la anatomía general de los Homoptera Auchenorrhyncha, especialmente Typhlocybinae. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina* 10: 71-75.
- Christensen, J. 1940. Un nuevo enemigo de los manzanos en la Argentina *Typhlocyba froggatti*, Baker. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina* 10 (3): 298-303.
- Christensen, J. 1942. Algunos Cicadélidos de la Argentina y Bolivia. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina* 11: 336-339.
- Christian, P. 1953. A revision of North American species of *Typhlocyba* and its allies (Homoptera, Cicadellidae). *University of Kansas Science Bulletin* 35 (9): 1103-1277.
- Conci, V.; Gómez, G.; Docampo, D. y Conci, L. 1998. Phytoplasma associated with symptoms of "Tristeza del ajo" (Garlic decline) in garlic (*Allium sativum* L). *Journal of Phytopathology* 146: 473-477.
- Conci, L.; Meneguzzi, N.; Galdeano, E.; Torres, L.; Nome, C. y Nome, S. 2005. Detection and molecular characterization of an alfalfa phytoplasma in Argentina that represents a new subgroup in the 16S rDNA Ash Yellows group ('*Candidatus Phytoplasma fraxini*'). *European Journal of Plant Pathology* 113: 255-265.

- Cryan, J. 2005. Molecular phylogeny of Cicadomorpha (Insecta: Hemiptera: Cicadoidea, Cercopoidea and Membracoidea): adding evidence to the controversy. *Systematic Entomology* 30 (4): 563-574.
- Cunningham, H. y Ross, H. 1965. Characters for specific identification of females in the leafhopper Genus *Empoasca* (Hemiptera: Cicadellidae). *Annals of the Entomological Society of America* 58 (5): 620-623.
- Cursel, V.; Fernández, F.; Bejarano, N.; Nome, C.; Guzmán, F. y Conci, L. 2009. Amarillamiento en durazneros *Prunus persica* (L.) asociado a la presencia de un fitoplasma. XIII Jornadas Fitosanitarias Argentinas: E022.
- Cwikla, P. y Freytag, P. 1983. External morphology of *Xestocephalus subssellatus* (Homoptera: Cicadellidae: Xestocephalinae). *Annals of the Entomological Society of America* 76 (4): 641-650.
- Davies, D. y Eyre, S. 1996. Detection of phytoplasmas associated with pear decline in pear psylla by polymerase chain reaction. Pp. 67-72. En: *Diagnostics in Crop Protection. Proceeding British Crop Protection Symposium Vol. 65.*
- Davis, R.; Jomantiene, R.; Dally, I. y Wolf, T. 1998. Phytoplasmas associated with grapevine yellows in Virginia belong to group 16SrI, subgroup A (tomato big bud phytoplasma subgroup), and group 16SrII, new subgroup I. *Vitis* 37: 131–137.
- Day, M. y Fletcher, M. 1994. An annotated catalogue of the Australian Cicadelloidea Hemiptera: Auchenorrhyncha). *Invertebrate Taxonomy* 8: 1117-1288.
- Deitz, L. y Dietrich, C. 1993. Superfamily Membracoidea (Homoptera: Auchenorrhyncha). I. Introduction and revised classification with new family-group taxa. *Systematic Entomology* 18: 287-296.
- DeLong, D. 1924. Some new Cicadellidae (Homoptera) from the southern United States. *Journal of the New York Entomological Society* 32: 63-69.
- DeLong, D. 1926. A new and important species of leafhopper injuring apple in Ohio. *Journal of Economic Entomology* 19: 469-470.
- DeLong, D. 1931. A revision of the America species of *Empoasca* Know to occur north of Mexico. U.S.D.A. Technical Bulletin 231: 1-59.
- DeLong, D. 1948. The leafhoppers, or Cicadellidae, of Illinois (Eurymelinae-Balcluthinae). *Bulletin of the Illinois Natural History Survey* 24(2): 92-376.
- Deng, S. y Hiruki, C. 1991. Amplification of 16S rRNA genes from culturable and non-culturable mollicutes. *Journal of Microbiological Methods* 14: 53–61.

- Dietrich, C. 2005. Keys to the families of Cicadomorpha and subfamilies and tribes of Cicadellidae (Hemiptera: Auchenorrhyncha). *Florida Entomologist* 88: 502-517.
- Dietrich, C. y Deitz, L. 1993. Superfamily Membracoidea (Homoptera: Auchenorrhyncha). II. Cladistic analysis and conclusions. *Systematic Entomology* 18: 297-311.
- Dietrich, C.; Rakitov, R.; Holmes, J. y Black, W. 2001. Phylogeny of the major lineages of Membracoidea (Insecta: Hemiptera: Cicadomorpha) based on 28S rDNA sequences. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 18 (2): 293-305.
- Dietrich, C. y Wallner, A. 2002. Diversity and taxonomic composition of Cicadellidae in the Amazonian rainforest canopy (Hemiptera: Cicadomorpha, Membracoidea). *Systematic Entomology* 26: 213-239.
- Dietrich, C. y Dmitriev, D. 2006. Review of the New World Genera of the Leafhopper Tribe Erythroneurini (Hemiptera: Cicadellidae: Typhlocybinae). *Bulletin of the Illinois Natural History Survey* 37 (5): 117-190.
- Dietrich, C. y Dmitriev, D. 2007. Revision of the New World leafhopper genus *Neozygina* Dietrich and Dmitriev (Hemiptera: Cicadellidae: Typhlocybinae: Erythroneurini). *Zootaxa* 1475: 27-42.
- Distant, W. 1908. Rhynchota- Homoptera. The Fauna of British India including Ceylon and Burma. Secretary of State for India in Council, London. Vol. 4, 501 pp.
- Distant, W. 1918. Rhynchota. Homoptera: Appendix. Heteroptera: Addenda. The fauna of British India, including Ceylon and Burma. Shipley, A. (ed.) 7: 1-210.
- Dlabola, J. 1981. Ergebnisse der Tschechoslowakisch-Iranischen Entomologischen Expeditionen nach dem Iran (1970 und 1973) (Mit Angaben über einige Sammelrasultate in Anatolien) Homoptera: Auchenorrhyncha (II. Teil). *Acta Entomologica Musei Nationalis Pragae* 40: 127-311.
- Dmitriev, D. 2002. General morphology of leafhopper nymphs of the subfamily Deltocephalinae (Hemiptera: Cicadellidae). *Acta Entomologica Slovenica* 10: 65-82.
- Dolling, W. 1991. The Hemiptera. Oxford University Press, London: 274 pp.
- Dominique, J. 1902. Catalogue des Hémiptères (Hétéroptères, Homoptères, Psyllides) de la Loire-Inférieure. *Bulletin de la Société des sciences naturelles de l'Ouest de la France* 2: 161-231.
- Douglas, J. 1876. British Hemiptera-Homoptera. Additional species. *Entomologist's Monthly Magazine* 12: 203-204.

- Doyle, J. y Doyle, J. 1990. Isolation of plant DNA from fresh tissue. *Focus* 12 (1): 13-15.
- Dumbleton, L. 1934. The Apple leafhopper (*Typhlocyba australis* Frogg.) *The New Zealand Journal of Science Technical* 16: 30-38.
- Dumbleton, L. 1937. Apple leaf-hopper investigations. *The New Zealand Journal of Science Technical* 18: 866-877.
- D'Urso, V. y Ippolito, S. 1994. Wing-coupling apparatus of Auchenorrhyncha (Insecta: Homoptera). *International Journal of Insect Morphology and Embryology* 23: 211-224.
- Dworakowska, I. 1970. On the Genus *Zygina* Fieb. and *Hypericiella* sgen. n. (Auchenorrhyncha, Cicadellidae, Typhlocybinae). *Bulletin de l' Académie Polonaise des Sciences* 9: 559-567.
- Dworakowska, I. 1976. On some Oriental and Ethiopian Typhlocybinae (Homoptera, Auchenorrhyncha, Cicadellidae). *Reichenbachia* 16(1): 1-51.
- Dworakowska, I. 1979. The leafhopper tribe Zyginiellini (Homoptera: Auchenorrhyncha, Cicadellidae, Typhlocybinae). *Revue Zoologie Africaine* 93 (2): 299-331.
- Dworakowska, I. 1988. Main veins of the wings of Auchenorrhyncha (Insecta, Rhynchota: Hemelytrata). *Entomologische Abhandlungen Staatliches Museum für Tierkunde Dresden* 52 (1-3): 63-108.
- Dworakowska, I. 1994. Some Alebrini of Western Hemisphere (Insecta-Auchenorrhyncha- Cicadellidae- Typhlocybinae) *Entomologische Abhandlungen Staatliches Museum für Tierkunde Dresden* 56 (I): 1-30.
- Ebbert, M.; Jeffers, D.; Harrison, H. y Nault, L. 2001. Lack of specificity in the interaction between two maize stunting pathogens and field collected *Dalbulus* leafhoppers. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 101: 49-57.
- Edwards, J. 1908. On some British Homoptera hitherto undescribed or unrecorded. *Entomologist's Monthly Magazine* 44: 80-87.
- Emeljanov, A. 1964. Suborder Cicadinea (Auchenorrhyncha). *Keys to the Insects of the European USSR. Vol 1. Apterigota, Palaeoptera, Hemimetabola*. Ed.: Ga Ya. Bei-Bienko. *Academic of Sciences of the USSR* 84: 421-551.
- Evans, J. 1935. The apple leaf-hopper. *Tasmanian Journal of Agriculture* 6: 155-157.
- Evans, J. 1940. A factor influencing abundance of the apple leaf-hopper (*Typhlocyba froggatti* Baker). *Journal of the Australian Institute of Agricultural Science* 6: 161-162.

- Evans, J. 1946. A natural classification of leaf-hoppers (Homoptera, Jassoidea). Part 2: Aetalionidae, Hylcidae, Eurymelidae. Transactions of the Royal Entomological Society of London 97 (2): 39-54.
- Evans, J. 1947. A natural classification of leafhoppers (Jassoidea, Homoptera). Part 3. Jassidae. Transactions of the Royal Entomological Society of London 98 (6): 105-271.
- Evans, J. 1963. The phylogeny of the Homoptera. Annual Review Entomology 8: 77-94.
- Fallén, C. 1806. Försök till de Svenska Cicad-Arternas uppställning och beskrifning. Svenska Vetenskaps Academiens Nya Handlingar 26: 229-253.
- Fernández, F.; Conci, V.; Meneguzzi, N.; Guzmán, F.; Nome, C.; Kirschbaum, D.; Mollinedo, V.; Borquez, A.; Bairo, O.; Ramallo, J. y Agüero, E. 2008. Fitoplasma asociado al síntoma conocido como "planta maricona" en frutilla. 1º Congreso Argentino de Fitopatología: 316.
- Fieber, F. 1866. Neue Gattungen und Arten in Homoptern (*Cicadina* Bur.). Verhandlungen der Kaiserlich-Königlichen zoologisch-botanischen Gesellschaft in Wien. 16: 497-516.
- Fieber, F. 1872. Katalog der Europäischen Cicadinen, nach Originalen mit Benützung der neuesten Literatur. 1872: I-IV, 1-19.
- Fitch, A. 1851. Catalogue with references and descriptions of the insects collected and arranged for the State Cabinet of Natural History. State Cabinet of Natural History. Annual Report. 4: 43-69.
- Fourcoy, A. 1785. Secunda sectio insectorum. Insecta Hemiptera. Entomologia Parisiensis. 231pp.
- Freytag, P. y Sharkey, M. 2002. A preliminary list of the leafhoppers (Homoptera: Cicadellidae) of Colombia. Biota Colombiana 3 (2): 235-283.
- Froggatt, W. 1918. The Apple leaf Jassid (*Empoasca australis*). Agricultural Gazette of New South Wales 29: 568-570.
- Galdeano, E. 2005. Estudios epidemiológicos y moleculares de fitoplasmas del grupo 16SrIII en Argentina. Tesis de Doctorado. Facultad de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales, Universidad Nacional de Córdoba. 133 pp.
- Galdeano, E.; Torres, L.; Meneguzzi, N.; Guzmán, F.; Gómez, G.; Docampo, D. y Conci, L. 2004. Molecular characterization of 16S ribosomal DNA and phylogenetic analysis of two X-disease group phytoplasmas affecting china-tree (*Melia*

- azedarach* L.) and garlic (*Allium sativum* L.) in Argentina. Journal of Phytopathology 152: 174-181.
- Galdeano, E.; Conci, L.; González, O.; Paradell, S.; Di Rienzo, J.; Nome, C. y Conci, V. 2009. Epidemiological aspects of garlic decline disease caused by a phytoplasma in Asiatic and Argentinean garlic cultivars. Australasian Plant Pathology 38: 437-443.
- Germar, E. 1833. Conspectus generum Cicadariarum. Revue Entomologique Silbermann 1: 174-184.
- Gillette, C. 1898. American leafhoppers of the subfamily Typhlocybinae. Proceedings of the United States National Museum 20: 709-773.
- Giménez Pecci, M.; Oliveira, E.; Resende, R.; Laguna, I.; Conci, L.; Avila, A.; Herrera, P.; Galdeano, E.; Virla, E. y Nome, C. 2002. Occurrence of corn stunt disease and maize viruses in the Provinces of Tucumán and Córdoba in Argentina. Fitopatología Brasileira 27 (4): 403-407.
- Gómez, G.; Conci, L.; Ducasse, D. y Nome, S. 1996. Purification of the phytoplasma associated with China-tree (*Melia azedarach* L.) decline and the production of a polyclonal antiserum for its detection. Journal of Phytopathology 144: 473-477.
- González, R. 1989. Insectos y ácaros de importancia agrícola y cuarentenaria en Chile. Ed. Ograma, Santiago, Chile. 310 pp.
- Goodchild, A. 1966. Evolution of the alimentary canal in the Hemiptera. Biological Reviews 41: 97-140.
- Goodwin, P.; Mahuku, G.; Hongewi, L. y Xue, B. 1999. Monitoring phytoplasma in populations of aster leafhoppers from lettuce fields using the polymerase chain reaction. Crop Protection 18: 91-99.
- Guglielmino, A. y Olmi, M. 1997. A host-parasite catalog of the World Dryinidae (Hymenoptera: Chrysidoidea). Contributions on Entomology International 2: 165-300.
- Gullan, P. 1999. Why the taxon Homoptera does not exist? Entomologica 33: 101-104.
- Gundersen D.; Lee I.; Rehner S.; Davis R. y Kingsbury D. 1994. Phylogeny of mycoplasma-like organisms (phytoplasmas): a basis for their classification. Journal of Bacteriology 176: 5244-5254.
- Günthart, H. 1971. Kleinzikaden (Typhlocybinae) an Obstbäumen in der Schweiz. Schweizerischen Zeitschrift für Obst- und Weinbau 107: 285-306.

- Günthart, H. 1979. Biotaxonomic experiments proving *Zygina pruni* Edwards, 1924 is a synonym of *Zygina (Flammigeroidia) flammigera* (Fourcroy, 1785) (Hom. Auch. Cicadellidae, Typhlocybinae). Bulletin de la Société Entomologique Suisse 52: 13-17.
- Guzmán, F.; Torres, L.; Ducasse, D.; Nome, C.; Brücher, E. y Conci, L. 2004. Detección de un fitoplasma del grupo X-disease en plantas de coqueta (*Bellis perennis* L.). II Congreso Argentino de Floricultura y Plantas Ornamentales. VI Jornadas Nacionales de Floricultura, Encuentro Latinoamericano de Floricultura: 226-227.
- Guzmán, F.; Lanzavechia, S.; Burba, J.; Saavedra Pons, A. y Conci, L. 2010; Fitoplasmas del grupo 16Sr III (X-disease) en el cultivo de ajo (*Allium sativum* L.) en Mendoza. XXXIII Congreso Argentino de Horticultura: H SV 045.
- Hamilton, K. 1981. Morphology and evolution of the Rhynchotan head (Insecta: Hemiptera, Homoptera). The Canadian Entomologist 113: 953-974.
- Hamilton, K. 1983a. Classification, morphology and phylogeny of the family Cicadellidae (Rhynchota: Homoptera). Pp. 15-37. En Knight, W. J.; Pant, N. C.; Robertson, T. S. y Wilson, M. R. (eds.). Proceedings of the 1st International Workshop on Biotaxonomy, Classification and Biology of Leafhoppers and Planthoppers (Auchenorrhyncha) of Economic Importance, London.
- Hamilton, K. 1983b. Introduced and native leafhoppers common to the old and new worlds (Rhynchota: Homoptera: Cicadellidae). The Canadian Entomologist 115: 473-511.
- Hamilton, K. 1984. The tenth largest family? En: Tymbal Auchenorrhyncha Newsletter No. 3: 4-5.
- Hamilton, K. 1992. Lower Cretaceous Homoptera from the Koonwarra fossil bed in Australia, with a new superfamily and synopsis of Mesozoic Homoptera. Annals of the Entomological Society of America 85 (4): 423-430.
- Hamilton, K. 1998. New world species of *Chlorita*, *Notus*, and *Forcipata* (Rhynchota: Homoptera: Cicadellidae: Typhlocybinae) with a new tribe Forcipatini. The Canadian Entomologist 130: 491-507.
- Hamilton, K. 1999. The ground-dwelling leafhoppers Myerslopiidae, new family, and Sagmatiini, new tribe (Homoptera: Membracoidea). Invertebrate Taxonomy 13: 207-235.
- Hardy, J. 1850. Descriptions of some new British Homopterous insects. Transactions of the Tyneside Naturalists' field Club 1: 416-431.

- Haupt, H. 1929. Neueinteilung der Homoptera-Cicadina nach phylogenetisch zu Wertenden. Merkmalen Zoologische Jahrbücher, Abteilung für Systematik, Ökologie und Geographie der Tiere 58: 173-286.
- Hayward, K. 1960. Insectos tucumanos perjudiciales. Revista industrial y agrícola de Tucumán 42: 3-144.
- Hennig, W. 1981. Insect phylogeny. J Wiley and Sons, New York. 510 pp.
- Hepp, R. y Vargas, M. 2002. Detección por PCR del agente causal de la marchitez amarilla de la remolacha en cicadélidos (Homoptera: Cicadellidae) asociados al cultivo de la remolacha. Fitopatología 37 (1): 67-108.
- Hill, G. y Sinclair, W. 2000. Taxa of leafhoppers carrying phytoplasmas at sites of ash yellows occurrence in New York State. Plant Disease 84: 134-138.
- Horváth, G. 1897. Homoptera nova ex Hungaria. Természetrzaji Füzetek 20: 620-643.
- Janzen, D. 1976. Why are there so many species of insects? Proceedings of the XV International Congress of Entomology, Washington, D.C., 15: 84-94.
- Jenkins, C. 1943. The apple leafhopper (*Typhlocyba froggatti*, Baker). Journal of Agriculture Western Australia 20: 190-195.
- Jomantiene R.; Davis R.; Maas J. y Dally E. 1998. Classification of new phytoplasmas associated with diseases of strawberry in Florida, based on analysis of 16S rRNA and ribosomal protein gene operon sequences. International Journal of Systematic Bacteriology 48: 269-277.
- Kabrick, L. y Backus, E. 1990. Salivary deposits and plant damage associated with specific probing behaviors of the potato leafhopper, *Empoasca fabae*, on alfalfa stems. Entomologia Experimentalis et Applicata 56: 287-304.
- Kawakita, H.; Saiki, T.; Wei, W.; Mitsuhashi, W.; Watanabe, K. 2000. Identification of mulberry dwarf phytoplasmas in the genital organs and eggs of leafhopper *Hishimonoides sellatiformis*. Phytopathology 90: 909-914.
- Kirkpatrick, B. 1992. Mycoplasma-like organisms-plant and invertebrate pathogens. En The Prokaryotes. Balows, A.; Truper, H.; Dworkin, M.; Harder, W. y Schleifer, K. (eds.) NewYork: Springer 4: 4050-4067.
- Kirschbaum, C. 1868. Die Cicadinen der gegend von Wiesbaden und Frankfurt A. M. nebst einer anzahl neuer oder Schwer zu unterscheidender Arten aus anderen Gegenden Europa`s Tabellarisch Beschrieben. Jahrbücher des Nassauischen Vereins für Naturkunde 21-22: 1-202.

- Klein, M.; Weintraub, P.; Savidovivh, M.; Kruznekova, L.; Zahavi, T.; Ashanova, A.; Orenstein, S. y Tanne, E. 2001. Monitoring phytoplasma-bearing leafhoppers/planthoppers in vineyards in the Golan Heights, Israel. *Journal of Applied Entomology* 125: 19-23.
- Knight, W. 1976. Typhlocybinæ of New Zealand (Homoptera: Cicadellidae). *New Zealand Journal of Zoology* 3: 71-87.
- Kramer, S. 1950. The morphology and phylogeny of Auchenorrhynchos [sic] Homoptera (Insecta). *Illinois Biology Monthly* 20: 1-111.
- Kristensen, N. 1973. The phylogeny of hexapod "orders." A critical review of recent accounts. *Zeitschrift für Zoologische Systematik und Evolutions Forschung* 13: 1-44.
- Latreille, P. 1825. Homoptères. Homoptera. Seconde section. Familles Naturelles du Règne Animal, exposées succinctement et dans un ordre analytique, avec l'indication de leurs genres. 570pp.
- Lee, I.; Danielli, A.; Bertaccini, A.; Vibio, M. y Bartoszyk, I. 1996. Multiple phytoplasmas detected in two species of Homoptera feeding on pear trees with decline symptoms. *International Organization for Mycoplasmaology Lett.* 4: 199.
- Lee, I.; Gundersen-Rindal, D. y Bertaccini, A. 1998. Phytoplasma: Ecology and genomic diversity. *Phytopathology* 88: 1359-1366.
- Lee, I.; Davis, R. y Gundersen-Rindal, D. 2000. Phytoplasma: Phytopathogenic Mollicutes. *Annual Review of Microbiology* 54: 221-255.
- Lefol, C.; Lherminier, J.; Boudon-Padieu, E.; Larrue, J.; Louis, C. et al. 1994. Propagation of Flavescence dorée MLO (mycoplasma like organism) in the leafhopper vector *Euscelidius variegatus* Kbm. *Journal of Invertebrate Pathology* 63: 285-293.
- Legner, E. 2000. Biological and integrated pest control Apple Leafhopper, *Edwardsiana froggatti* (Baker) Hemiptera, Cicadellidae. 16/5/2006 <<http://www.faculty.ucr.edu/~legnerref/biotact/ch-4.htm>.
- Lherminier, J.; Prensier, G.; Boudon-Padieu, E. y Caudwell, A. 1990. Immunolabeling of grapevine Flavescence dorée MLO in salivary glands of *Euscelidius variegatus*: a light and electron microscopy study. *Journal of Histochemistry and Cytochemistry* 38: 79-86.
- Linnaeus, C. 1758. II Hemiptera. *Systema Naturae, per regna tria naturae, secundum classes, ordines, genera, species, cum characteribus, differentiis, synonymis, locis.* Ed. 10, rev. 1: 1-824.

- Linnavuori, R. 1954. Contributions to the Neotropical leafhopper fauna of the family Cicadellidae II. Suomen Hyönteistieteellinen Aikakauskirja 20: 124-145.
- Linnavuori, R. 1959. Revision of the Neotropical Deltocephalinae and some related subfamilies (Homoptera). Annals of Zoological Society, Vanamo 20: 1-370.
- Linnavuori, R. 1962. Hemiptera of Israel III. Annals of Zoological Society, Vanamo 24: 1-108.
- Linnavuori, R. 1965. Studies on the South and East-Mediterranean Hemipterous fauna. Acta Entomologica Fennica, Helsinki 21: 1-70.
- Lodos, N. y Kalkandelen, A. 1984. Preliminary list of Auchenorrhyncha with notes on distribution and importance of species in Turkey. XVI Family Cicadellidae: Typhlocybae: Erythroneurini (Part II). Türkiye Bitki Koruma Derneği 8: 201-210.
- Mahmood, S. 1967. A study of the typhlocybinae genera of the Oriental region (Thailand, the Philippines and adjoining areas). Pacific Insects Monograph 12: 1-55.
- Marcone C.; Lee I.M.; Davis R.E.; Ragozzino A. y Seemüller E. 2000. Classification of Aster Yellows-group phytoplasmas based on combined analyses of rRNA and tuf gene sequences. International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology 50: 1703-1713.
- McAtee, W. 1918. Genera of the Eupterygidae (Homoptera; Jassoidea) Proceedings of the Biological Society of Washington 3: 109-123.
- McAtee, W. 1926. Revision of the American leafhoppers of the Jassid genus *Typhlocyba*. Proceedings of the United States National Museum 68 (18): 1-47.
- McAtee, W. 1927. Names of apple leafhoppers. Journal of Economic Entomology 20: 237-238.
- McCoy, R.; Caudwell, A.; Chang, C.; Chen, T.; Chykowski, L.; Cousin, M.; Dale, J.; de Leeuw, J.; Golino, D.; Hackett, K.; Kirkpatrick, B.; Marwitz, R.; Petzold, H.; Sinha, R.; Sugiura, M.; Whitcomb, R.; Yang, Y.; Zhu, B. y Seemüller, E. 1989. Plant diseases associated with mycoplasma-like organisms. Pp 546-640. En: Whitcomb, R. y Tully, J. (eds.). The Mycoplasmas Vol V Academic Press New York.
- McKamey, S. 1998. Taxonomic catalogue of the Membracoidea (exclusive of leafhoppers): second supplement to fascicle 1 Membracidae of the general catalogue of the Hemiptera. Memories of the American Entomological Institute 60: 1-377.
- McKamey, S. 2002. Leafhoppers of the World database: progress report. P. 85. En Hoch, Asche, H.; Homberg, C. and Kessling, P. (eds). 11th. International Auchenorrhyncha Congress, 5-9 August 2002, Potsdam/Berlin, Germany.

- Meneguzzi, N. 2009. Caracterización molecular, taxonomía y diagnóstico de fitoplasmas del grupo Ash Yellows (VII). Tesis de Doctorado. Facultad de Ciencias Exactas, Físicas y Naturales, Universidad Nacional de Córdoba .137 pp.
- Meneguzzi, N.; Torres, L.; Zumelzú, G.; Nome, S. y Conci, L. 2004. Caracterización molecular de un fitoplasma del Grupo 16Sr VII detectado en *Artemisia* sp. en Argentina. XXXIII Congreso Argentino de Genética. Basic and Applied Genetics (Supl.) XVI: S-52.
- Meneguzzi, N.; Torres, L.; Galdeano, E.; Guzmán, F.; Nome, S.; Italia, R. y Conci, L. 2007. Fitoplasmas del subgrupo 16Sr VII-B presentes en *Conyza bonariensis* (L) Cronquist. I Reunión Conjunta de Sociedades de Biología de la República Argentina: 127.
- Metcalf, Z. 1968. General catalogue of the Homoptera. Fasc. VI. Cicadelloidea. Part 17. Cicadellidae. United States Department of Agriculture. Agriculture Research Services. 1513 pp.
- Mitjaev, I. 1969. New leaf-hoppers (Homoptera, Cicadinea) from Southern and Western Kazakhstan. Zoologicheskii zhurnal 48(3): 564-669.
- Mpunami, A.; Tynon, A.; Jones, P. y Dickinson, M. 2000. Identification of potential vectors of the coconut lethal disease phytoplasma. Plant Pathology 49: 355-361.
- Mühlethaler, R. 2008. Taxonomy, phylogeny and biogeography of Central European *Kybos* (Insecta: Hemiptera: Cicadellidae). 21/8/2009. <[http://edoc.unibas.ch/749/1/DissB\\_8245.pdf](http://edoc.unibas.ch/749/1/DissB_8245.pdf).
- Mühlethaler, R.; Burckhardt, D.; Lauterer, P. y Nagel, P. 2009. Taxonomy and biogeography of central European *Kybos* (Insecta, Hemiptera, Cicadellidae). Deutsche Entomologische Zeitschrift 56 (1): 15-40.
- Mulsant, M. y Rey, C. 1855. Description de quelques Hemipteres-Homopteres nouveaux ou peu connus. Annals of the Society Linnean of Lyon 2: 197-249.
- Murrail, D.; Nault, L.; Hoy, C.; Madden, L. y Miller, S. 1996. Effects of temperature and vector age on transmission of two Ohio strains of aster yellows phytoplasma by the aster leafhopper (Homoptera: Cicadellidae). Journal of Economic Entomology 89: 1223-1232.
- Myers, J. 1921. The Australian apple leafhopper (*Typhlocyba australis* Frogg.). Proceedings of the Linnean Society of New South Wales 46: 473-474.
- Nagaich, B.; Puri, B.; Sinha, R.; Dhingra, M. y Bhardwaj, P. 1974. Mycoplasma like organisms in plants affected with purple top-roll, marginal flavescence and witches' broom diseases of potatoes. Journal of Phytopathology 81: 273-379.

- Nakashima, K. y Hayashi, T. 1995. Multiplication and distribution of rice yellow dwarf phytoplasma in infected tissues of rice and green rice leafhopper *Nephotettix cincticeps*. *Phytopathological Society of Japan* 61:451-455.
- Nast, J. 1972. Palaeartic Auchenorrhyncha (Homoptera): An annotated check-list. Polish Academy of Sciences, Institute of Zoology, Warsaw. 550 pp.
- Nault, L. 1980. Maize bushy stunt and corn stunt: a comparison of disease symptoms, pathogen host ranges, and vectors. *Phytopathology* 70: 659-662.
- Nault, L. y Ammar, E. 1989. Leafhoppers and planthoppers transmission of plant viruses. *Annual Review Entomology* 34: 503-529.
- Nebreda Hernández, M. 2005. Dinámica poblacional de insectos homópteros en cultivos de lechuga y brócoli, identificación de parasitoides asociados y evaluación de alternativas físicas de control. Tesis de Doctorado. Facultad de Ciencias Biológicas. Universidad Complutense de Madrid. 227pp. 19/02/2010. <<http://www.ccma.csic.es/index.php/es/def/pdf25?modelo=tesi>.
- Nielson, M. 1979. Taxonomic relationships of leafhopper vectors of plant pathogens. Pp. 3–27. En: Maramorosch, K. y Harris, K. (eds.). *Leafhopper Vectors and Plant Disease Agents*. London: Academic.
- Nielson, M. 1985. Leafhopper systematic. Pp. 11-39. En: Nault, L. and Rodriguez, J. (eds.). *The Leafhoppers and Planthoppers*. John Wiley y Sons, New York.
- Nielson, M. y Knight, W. 2000. Distributional patterns and possible origin of leafhoppers (Homoptera, Cicadellidae). *Revista Brasileira de Zoologia* 17 (1): 81-156.
- Nishigawa, H.; Miyata, S.; Oshima, K.; Sawayanagi, T.; Komoto, A.; Kuboyama, T. 2001. Plant expression of a protein encoded by the extrachromosomal DNA of a phytoplasma and related to geminivirus replication proteins. *Microbiology* 147: 507-513.
- Noble, N. 1929. The apple leaf jassid. *Agricultural Gazette, New South Wales* 40: 681-691.
- Novotny, V. y Wilson, M. 1997. Why are there no small species among xylem-sucking insects?. *Evolutionary ecology* 11: 419-437.
- Oman, P. 1937. New Eupterygine leafhoppers from Puerto Rico (Homoptera: Cicadellidae). *Journal of Agriculture of the University of Puerto Rico* 21: 567-571.
- Oman, P. 1949. The Nearctic leafhoppers (Homoptera: Cicadellidae). A generic classification and check list. *Memoirs of the Entomological Society of Washington* 3: 1-253.

- Oman, P.; Knight, W. y Nielson, M. 1990. Leafhoppers (Cicadellidae): a bibliography, generic check-list and index to the world literature 1956-1985. CAB International Institute of Entomology, Wallingford, U.K. 368 pp.
- Orenstein, S.; Zahavi, T.; Nestel, D.; Sharon, R.; Barkalifa, M.; et al. 2003. Spatial dispersion patterns of potential leafhopper and planthopper (Homoptera) vectors of phytoplasma, and their associated phytoplasmas, in wine vineyards. *Annals of Applied Biology* 142: 341–348.
- Ossiannilsson, F. 1949. Insect drummers. *Opuscula Entomologica*, Supplement X. 145 pp.
- Paradell, S., 1995. Estudio sistemático de los tiflocibinos argentinos del género *Empoasca* (Insecta-Homoptera-Cicadellidae). *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina* 54 (1-4): 113-153.
- Paradell, S.; Remes Lenicov, A. M.; de Coll, O, y Agostini, J. 2000. Cicadélidos asociados a citrus afectados por la por la Clorosis Variegada de los citrus (CVC) en la República Argentina, Misiones, Montecarlo. (Insecta: Hemiptera: Auchenorrhyncha). *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina* 59 (1-4): 103-118.
- Paradell, S.; Virla, E. y Toledo, A. 2001. Leafhoppers species richness and abundance on crops in Argentina (Insecta-Hemiptera-Cicadellidae). *Boletín de Sanidad Vegetal Plagas* 27 (4): 465-475.
- Pastore, M.; Raffone, E.; Santomastaso, H.; Priore, R.; Paltrimieri, S.; Bertaccini, A y Simeone, A. 2004. Phytoplasma detection in *Empoasca decedens* and *Empoasca* spp. And their possible role as vectors of European stone fruit yellows (16SrX-B) phytoplasma. *Acta Horticulturae (ISHS)* 657: 507-511.
- Prado, E. 1991. Artrópodos y sus enemigos naturales asociados a plantas cultivadas en Chile. Instituto de Investigaciones Agropecuarias, INIA. *Boletín Técnico* N° 169. 207 pp.
- Purcell, A. 1982. Insect vector relationships with prokaryotic plant pathogens. *Annual Review Phytopathology* 20: 397-417.
- Purcell, A. y McBride, J. 1999. Management of riparian woodlands for control of Pierce's disease in coastal California. Department of Pesticide Regulation, Pest Management Grants Final Report, Contract 97-0249.
- Rafinesque, C. 1815. *Analyse de la nature ou tableau de l'univers et des corps organisés*. 1815: 1-224.

- Rakitov, R. 1996. Post-moulting behaviour associated with Malpighian tubule secretions in leafhoppers and treehoppers (Auchenorrhyncha: Membracoidea). *European Journal of Entomology* 93: 167-168.
- Rakitov, R. 1998. On differentiation of cicadellid leg chaetotaxy (Homoptera: Auchenorrhyncha: Membracoidea). *Russian Entomological Journal* 6: 7-27.
- Remes Lenicov, A. 1982. Aportes al conocimiento de los Agalliinae argentinos. (Homoptera-Cicadellidae). *Neotrópica* 28 (80): 125-138.
- Remes Lenicov, A. y Tesón, A. 1985. Cicadélidos que habitan los cultivos de arroz (Homoptera- Cicadellidae). *Revista Investigaciones Agropecuarias. INTA* 20 (1): 131-141.
- Remes Lenicov, A y Virla, E.. 1993. Aportes al conocimiento de la biología de *Dalbulus maidis* (Homoptera: Ciadellidae) en condiciones de laboratorio. *Neotropica* 39 (101-102): 103-109.
- Remes Lenicov, A.; Mariani, R. y Costamagna, A. 1997. Aspectos morfológicos y bioecológicos de *Dicranotropis fuscoterminata* sobre cultivos de maíz (Insecta: Homoptera: Delphacidae). *Neotrópica* 43 (109-110): 7-14.
- Remes Lenicov, A. M.; Paradell, S. y Catalano, M. 2006. Hemípteros auquenorrincos perjudiciales al cultivo de sorgo en la Argentina (Insecta-Hemiptera). *Revista de Investigaciones Agropecuarias (RIA) INTA* 35 (2): 3-20.
- Rey, C. 1891. Observations sur quelques Hémipteres-Homopteres et descriptions d'espèces nouvelles ou peu connues. *Revista Entomologique* 10: 240-256.
- Ribaut, H. 1931. Espèces nouvelles du groupe *Typhlocyba rosae* (L.) (Homoptera-Typhlocybidae). *Bullétin de la Société d'Histoire Naturelle* 61: 333-342.
- Ribaut, H. 1936. Faune de France. 31 Homoptères Auchénorrhynches. I (Typhlocybidae). *Fédération Française des Sociétés de Sciences Natureles. Office Central de Faunistique*: 228 pp.
- Rizzalli, R.; Lobos, F. y Orgaz, F. 2002. Radiation interception, radiation-use efficiency and dry matter partitioning in garlic (*Allium sativum* L.). *European Journal of Agronomy* (18): 33-43.
- Ross H. 1965. *A textbook of entomology*, 3rd ed. Wiley, New York. 519 pp.
- Ruppel, R. 1987. A summary of the tribes proposed in Typhlocybinae (Hemiptera: Cicadellidae). *Michigan Academician* 19 (1): 29-35.
- Ruppel, R. y DeLong, D. 1953. Some new species of *Protalebra* from Mexico. *Ohio Journal of Science* 53: 226-229.

- Sambrook, J.; Fritsch, E. y Maniatis, T. 1989. Molecular Cloning. A Laboratory Manual. 2nd Edition, Cold Spring Harbor Laboratory, Cold Spring Harbor, N.Y. 215 pp.
- Schneider, B.; Cousin, M.; Klinlong, S. y Seemüller, E. 1995. Taxonomic relatedness and phylogenetic positions of phytoplasmas associated with diseases of faba bean, sunnhemp, sesame, soybean, and egg plant. *Journal of Plant Diseases and Protection* 102: 225-232.
- Secretaría de Agricultura, Ganadería, Pesca y Alimentos. 20/2/2009. <<http://www.sagpya.mecon.gov.ar/>>
- Seemüller, E.; Marcone, C.; Laurer, U.; Ragozzino, A. y Göschl, M. 1998. Current status of molecular classification of the phytoplasmas. *Journal of Plant Pathology* 80 (1): 3-26.
- Seljak, G. 2004. Contribution to the knowledge of planthoppers and leafhoppers of Slovenia (Hemiptera: Auchenorrhyncha). *Acta Entomologica Slovenica* 12: 189-216.
- Siddique, A.; Gurthrie, J.; Walsh, K.; White, D. y Scott, P. 1998. Histopathology and within-plant distribution of the phytoplasma associated with Australian papaya dieback. *Plant Disease* 82: 1112-1120.
- Sokal, R. y Rohlf, F. 1979. *Biometría. Principios y métodos estadísticos en la investigación biológica*. Ed. H. Blume Ediciones. 832 pp.
- Sorensen, J.; Campbell, B.; Gill, R. y Steffen-Campbell, J. 1995. Non-monophyly of Auchenorrhyncha ("Homoptera"), based upon 18S rDNA phylogeny: eco-evolutionary and cladistic implications within pre-heteropteroidea Hemiptera (s.l.) and a proposal for new monophyletic suborders. *Pan-Pacific Entomologist*: 71 (1): 31-60.
- Southern, P. 1982. A taxonomic study of the Leafhopper Genus *Empoasca* (Homoptera: Cicadellidae) in Eastern Peru. The North Carolina Agricultural Research Service. Technical Bulletin 272. 194 pp.
- Stål, C. 1862. Notes on the British Museum Catalogue of Homoptera. *Journal of Entomology* 1: 477-482.
- Tesón, A.; Remes Lenicov, A.; Dagoberto, E. y Paradell, S. 1986. Fluctuaciones poblacionales de los cicadélidos que viven sobre maíz y maleza circundante en la zona de Sampacho, Córdoba, Argentina (Homoptera-Cicadellidae). *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina* 44 (1): 77-84.
- Torres, B. 1946. Homópteros (Auquenorrincos) perjudiciales en nuestro país. *Boletín de la Facultad de Agronomía (UNLP)*: 1-38.

- Torres, B. 1949. Notas preliminares sobre insectos coleccionados en Goya. 3 - Algunos insectos del cultivo de tabaco. Notas del Museo de La Plata 14: 64-70.
- Torres, B. 1950. Insectos perjudiciales y útiles al cultivo de la papa de la República Argentina. Publicación del Instituto de Sanidad Vegetal (B) 6(17): 1-37.
- Torres, B. 1955a. Nueva especie de Typhlocybinae del Género *Empoasca* (Homoptera- Cicadellidae). Notas del Museo de La Plata. Zool. 18 (164): 299-302.
- Torres, B. 1955b. *Protalebrella schachovskoyi* nueva especie de Typhlocybinae. Neotropica 1 (6): 89-92.
- Torres, B. 1959. Nueva especie de Typhlocybinae de la Puna Jujeña (Homoptera- Cicadellidae). Revista de la Sociedad Entomológica Argentina 5 (18): 65-69.
- Torres, B. 1961. Los tipos de Typhlocybinae de Carlos Berg pertenecientes actualmente al género *Empoasca* Walsh, 1862. Actas Trab.I Congreso Sudamericano. Zool. 3: 213-221.
- Torres, L.; Galdeano, E; Docampo, D. y Conci, L. 2004. Characterization of an Aster yellows phytoplasma associated with catharanthus little leaf in Argentina. Journal of Plant Pathology 86: 209-214.
- Torres, L.; Meneguzzi, N. y Conci, L. 2006. Diversidad de fitoplasmas del grupo 16SrI aster yellows en Argentina. XXXV Congreso Argentino de Genética: 68.
- Vázquez, A.; Ducasse, D.; Nome, S. y Muñoz, J. 1983. Declinamiento del paraíso (*Melia azedarach* L.), síntomas y estudios etiológicos de esta nueva enfermedad. Revista de Investigaciones Agropecuarias. INTA XVIII: 309-320.
- Vega, F.; Davis, R.; Barbosa, P.; Dally, E.; Purcell, A. 1993. Detection of a plant pathogen in a nonvector insect species by the polymerase chain reaction. Phytopathology 83: 621-624.
- Vega, F.; Davis, R.; Dally, E.; Barbosa, P.; Purcell, A. et al. 1994. Use of a biotinylated DNA probe for detection of the aster yellows mycoplasma-like organism in *Dalbulus maidis* and *Macrostelus fascifrons* (Homoptera: Cicadellidae). The Florida Entomologist 77: 330-334.
- Virla, E. 1990. Biología de los Homópteros argentinos: I. Datos bionómicos preliminares de *Exitianus obscurinervis* (Stål, 1859) (Insecta-Cicadellidae). Revista de la Asociación de Ciencias Naturales del Litoral 21 (2): 129-137.
- Virla, E. 2000. Aportes al conocimiento del complejo de enemigos naturales de *Exitianus obscurinervis* (Insecta-Cicadellidae). Boletín de Sanidad Vegetal Plagas 26: 365-375.

- Virla, E.; Paradell, S. y Diez, P. 2003. Estudios bioecológicos sobre la chicharrita del maíz *Dalbulus maidis* (Insecta-Cicadellidae) en Tucumán (Argentina). Boletín de Sanidad Vegetal Plagas 29: 17-25.
- von Dohlen, C. y Moran, N. 1995. Molecular phylogeny of the Homoptera: a paraphyletic taxon. Journal of Molecular Evolution 41: 211-223.
- Walsh, B. 1862. Fire blight. Two neo foes of the apple and pear. Prairie Farmer 10: 147-149.
- Wei, W.; Davis, R.E.; Lee, I.M. y Zhao, Y. 2007. Computer-simulated RFLP analysis of 16S rRNS genes: identification of ten new phytoplasma groups. International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology 57: 1855-1867.
- Weintraub, P. y Beanland, L. 2006. Insect vectors of phytoplasmas. Annual Review Entomology 51: 91-111.
- Weintraub, P. y Jones P. 2010. Phytoplasmas. Genomes, plant hosts and vectors. CAB International. 348 pp.
- Wheeler, W.; Schuh, R. y Bang, R. 1993. Cladistic relationship among higher groups of Heteroptera: congruence between morphological and molecular data sets. Entomologica Scandinavica 24: 121-137.
- Wilson, M. y Weintraub, P. 2007. An introduction to Auchenorrhyncha phytoplasma vectors. Bulletin of Insectology 60: 177-178.
- Wise, K. 1977. A synonymic checklist to the Hexapoda of the New Zealand sub-region. The smaller orders. Bulletin of the Auckland Institute and Museum 11: 1-176.
- Young, D. 1952. A reclassification Western Hemisphere Typhlocybinae (Homoptera, Cicadellidae). Kansas University Science Bulletin 35: 217 pp.
- Young, D. 1953. Argentine leafhoppers of the genus *Empoasca* (Homoptera: Cicadellidae) Acta Zoológica Lilloana 14: 375-396.
- Young, D. 1957. The leafhopper tribe Alebrini (Homoptera: Cicadellidae). Proceedings of the United States National Museum 107: 127-277.
- Young, D. 1965. Western Hemisphere Mileewanini (Homoptera: Cicadellidae). Zoologische Beiträge 11 (1-2): 369-380.
- Zachtvatkin, A. 1953. Studies of the Homoptera of the Turkey. I-III. Transactions of the Entomological Society of London. 97: 248-276.

# Glosario

## A

Aedeagus (pene o falo): parte distal del órgano copulador masculino.

Antena: Primer par de apéndices localizado sobre la cabeza; usualmente de función sensorial. En insectos se diferencian tres partes; escapo (primer segmento), pedicelo (segundo segmento) y flagelo (sector terminal anillado).

Apéndice: pata articulada de los artrópodos, cada división se denomina artejo o podómero; desde la base al ápice los artejos se denominan: coxa, trocánter, fémur, tibia, tarso, pretarso.

Apodema: Proyección interna del tegumento que generalmente sirve para inserción de musculatura.

## B

Braquíptero: Estado morfológico de insectos que presentan alas cortas o reducidas, por lo general con el segundo par no funcional.

## C

Cámara filtro: Órgano resultante del acercamiento del estomodeo al intestino posterior, que permite el paso directo de líquidos en los "homópteros".

Cibario: espacio preoral entre el clipeo y la base de la hipofaringe.

Clipeo: Área anterior de la cabeza situada entre la frente y el labro, en ocasiones dividido en anteclipeo y postclipeo.

Conectivo: Estructura de la genitalia del macho, que relaciona los estilos con el *aedeagus*.

Corona (o vertex): Superficie dorsal de la cabeza entre los ojos compuestos.

Coxa: segmento proximal del apéndice que articula al cuerpo.

Coxopodito: Área basal del apéndice relacionado con la pleura por medio de la articulación coxal.

## E

Epímero: esclerito latero-posterior de un segmento torácico, delimitado anteriormente por la sutura pleural.

Episterno: esclerito latero-anterior de un segmento torácico, delimitado posteriormente por la sutura pleural; a veces dividido en anespisterno y katepisterno.

Esclerito: Área esclerotizada grande o pequeña de la pared del cuerpo limitada por suturas.

Esclerotización: Procesos de endurecimiento y oscurecimiento de la cutícula inducida por factores intrínsecos.

Escudo: Mayor parte del tergo del meso o metatórax, anterior a la sutura escuto-escutelar.

Escutelo: Esclerito tergal posterior al escudo.

Espiráculo: Orificio tegumentario de funciones respiratorias; estigma.

Esterno: Placa o esclerito ventral de un segmento.

Estilete: estructura en forma de aguja que constituye el extremo apical de los apéndices bucales modificados (mandíbulas y maxilas en los insectos picadores).

Estilo: Estructura par accesoria de la genitalia del macho, relacionada con el *aedeagus* a través del conectivo ubicada dentro de la cápsula genital.

## F

Falotrema: Orificio externo del *aedeagus* por donde descarga el ducto eyaculador.

Foramen magnum (occipital): Apertura posterior de la cabeza que articula al tórax a través de un área membranosa o cuello.

## G

Gena. Región lateral de la cabeza, generalmente detrás de la frente y debajo de los ojos compuestos.

Gonoducto (o endofalo): Tubo evertible ubicado en el interior del *aedeagus*.

Gonoporo: En los machos, la abertura del ducto eyaculador medio. En las hembras, abertura de la parte distal del oviducto medio.

## H

Hipofaringe: Lóbulo membranoso, en forma de lengua, localizada internamente sobre el labio con función gustativa.

## L

Labio: Estructura que deriva del segmento labial, producto de la fusión de los coxopoditos del apéndice de dicho segmento. En los hemípteros forma un estuche que alberga a los estiletes.

Labro: Esclerito móvil, unido a la parte inferior del clipeo, que forma la superficie superior o techo de la cavidad prebucal.

Lacinia: Lóbulo distal de la maxila.

Lora (o placa mandibular): Esclerito de origen mixto, clipeal e hipofaringial (mandibular), asociado al estilete mandibular.

## M

Macróptero: Estado morfológico de insectos que presentan alas de desarrollo normal y funcional.

Mandíbulas: Primer par de apéndices de la región gnatal que se articulan en las partes laterales de la cápsula cefálica de los artrópodos mandibulados.

Maxilas: Segundo par de apéndices de la región gnatal que articulan inmediatamente por detrás de las mandíbulas y anterior al labio.

Mesonoto: Superficie dorsal del segundo segmento torácico (mesotórax), por lo general el mayor esclerito torácico.

Metanoto: Superficie dorsal del tercer segmento torácico (metatórax), a menudo es muy pequeña y sus subdivisiones son generalmente poco evidentes.

## O

Ocelo: Uno de los ojos simples de los insectos, por lo general se encuentran en un grupo de tres en la parte superior de la cabeza, aunque uno o más pueden estar ausentes.

Opistognata: Cabeza en la cual las piezas bucales están en posición posteroventral; es decir, que el eje cefálico forma un ángulo agudo con el eje del cuerpo.

## P

Palpo: Región segmentada de función sensorial correspondiente a los apéndices gnatales; en los hemípteros está muy reducido o ausente.

Placa mandibular: Ver lora.

Placa subgenital: En los machos, el noveno esternito abdominal (a veces el octavo o el séptimo) extendido por debajo de los órganos genitales.

Pleura: Áreas laterales de un segmento; de tegumento flexible.

Podómero: Cada uno de los segmentos de un apéndice articulado de un artrópodo.

Pronoto: Superficie dorsal del primer segmento torácico (protórax).

Pygofer: el noveno tergo abdominal en los machos o el octavo en las hembras que limita dorsal y lateralmente la cápsula genital.

## S

Segmento: Subdivisiones del cuerpo o de un apéndice mediante áreas flexibles asociadas con musculatura.

Sutura: Surco sobre la superficie del cuerpo que forma una inflexión cuticular interna o que separa un esclerito de otro.

## T

Tarso: Podómero apical del apéndice locomotor, comúnmente dividido en pequeñas partes, ninguna de las cuales presenta musculatura propia.

Tarsómero: Cada una de las partes o anillos en que se divide el tarso.

Tegmen (pl. Tegmina): Primer par de alas de consistencia semicoriácea que poseen insectos de los órdenes Orthoptera, Dictyoptera y algunos Hemiptera.

Tégula: Pequeño esclerito dispuesto sobre la articulación alar a ambos lados del mesotórax.

Telopodito: parte distal de un apéndice de insecto, multisegmentada y articulada a la porción basal o coxopodito

Tentorio: Endoesqueleto cefálico de los insectos formado por invaginaciones del tegumento, compuesto de ramas anteriores y posteriores y un cuerpo central; que sirve de inserción a los músculos que accionan los apéndices y órganos de la región cefálica.

Tergo: Placa o esclerito dorsal de un segmento del cuerpo.

Tibia: Segmento del apéndice locomotor que articula con el fémur y el tarso.

Timbal: Órgano productor de sonido formado por una membrana sonora o vibrante, ubicado en el primer y segundo segmento abdominal en los hemípteros auquenorrincos.

Trocánter: Podómero ubicado entre la coxa y el fémur, en un apéndice locomotor de un artrópodo.

Trocantín: pequeño esclerito que forma un punto de articulación entre el episterno y la coxa de un apéndice locomotor en un insecto.

Túbulos de Malpighi: Divertículos tubulares que se desarrollan por evaginación de la parte anterior del último segmento intestinal o proctodeo, de función excretora y osmoreguladora. Desechan los productos innecesarios en la porción terminal del digestivo con una mínima pérdida de agua.

## V

Valva: Cada uno de los tres pares de estructuras que componen el ovipositor.

Valvifer: Placas basales o apodemas del ovipositor, posiblemente derivadas de los coxopoditos de los apéndices (gonopodos) del octavo y noveno segmento, a las cuales articulan las valvas.