



**Diversidad de Psylloidea
(Hemiptera: Sternorrhyncha)
y los parasitoides asociados (Hymenoptera)
en sistemas agrícolas y vegetación nativa de
la Argentina**

TESIS DOCTORAL
Lic. Carla Baliotte



Directores:
Dellapé, Gimena
Aquino, Daniel Alejandro

**FACULTAD DE CIENCIAS NATURALES Y MUSEO
UNIVERSIDAD NACIONAL DE LA PLATA**

2025

A mis padres
Carlos y Silvia

Agradecimientos

A mis directores, la Dra. Gimena Dellapé y el Dr. Daniel Aquino, por el apoyo constante, la confianza, el compromiso y toda la ayuda que me brindaron día a día durante este proceso de aprendizaje y crecimiento.

A mi familia y amigos que me acompañaron permanentemente y me brindaron muchísimo amor, fueron mi recarga de energía para seguir.

A mi mamá Silvia por motivarme siempre a cumplir mis sueños, sus enseñanzas y consejos, así como su amor incondicional me acompañan cada día.

A mi papá Carlos y mis hermanos Leandro y Marcos por su ayuda, guía y amor.

A mi hermana Bianca que fue, es y será uno de mis más grandes pilares, su apoyo y amor me acompañaron en cada instante.

A mis tíos que son mis segundos padres, por su confianza y cariño.

A mis amigas de la facu, mis colegas y compañeras de vida Ani, Flor, Ro y Rgo. Ellas con sus consejos, aguante, amor y paciencia hacen que todo sea posible.

Al Dr. Daniel Burckhardt por su gran ayuda y dedicación. Por darme la oportunidad de trabajar a su lado permitiéndome crecer tanto profesional como personalmente.

A la Dra. Carolina Giese por su ayuda y paciencia con los análisis estadísticos.

Al Dr. Leopoldo Álvarez, el Dr. Juan José Martínez, el Dr. Juan Pedro Bouvet, el Ing. Federico D'Hervé, las Dra. María Fernanda López Armengol y Lic. Cecilia Gittins, y el Dr. Nicolás Kuzmanich por el material colectado y las charlas.

A Galo, Iris y Loki por su incesante compañía y hacer mis horas de compu más llevaderas.

Y a todos los que de alguna manera me acompañaron durante esta etapa.

Resumen

Hemiptera es el grupo más diverso de insectos no holometábolos, caracterizado por el aparato bucal sucto-picador, y está conformado por cuatro subórdenes: Auchenorrhyncha, Sternorrhyncha, Coleorrhyncha y Heteroptera. Entre ellos, el Suborden Sternorrhyncha incluye tradicionalmente cuatro superfamilias: Psylloidea (piojos de las plantas), Aleyrodoidea (moscas blancas), Aphidoidea (áfidos) y Coccoidea (cochinillas). Los integrantes de la superfamilia Psylloidea son hemípteros de pequeño tamaño que se alimentan de floema y generalmente tienen mucha especificidad por sus plantas hospederas. Diversas especies de este grupo son consideradas perjudiciales ya que atacan cultivos agrícolas, árboles forestales y plantas ornamentales. Aunque la mayor diversidad específica se encuentra en la región Neotropical, ésta aún permanece poco estudiada. En la Argentina el último relevamiento faunístico fue realizado por Burckhardt en el año 2008, registrándose hasta el momento 35 géneros y 103 especies de psílicos. Sin embargo, este conocimiento sigue siendo escaso y fragmentario y no refleja adecuadamente la diversidad ni la importancia que este grupo reviste. Por esta razón se propuso realizar un relevamiento de las especies de Psylloidea presentes en la Argentina, con el objetivo de aportar nuevos datos y recopilar la información existente sobre su biología, taxonomía, plantas hospederas y distribución geográfica.

Como resultado de este estudio, se presenta una lista actualizada y ampliada a 122 especies de Psylloidea presentes en la Argentina, la cual incluye distribución, plantas hospederas, aspectos biológicos, material examinado y comentarios relevantes para cada especie. En esta lista se reportan por primera vez en la Argentina una familia, dos subfamilias, tres géneros, y nueve especies. Además, se amplía la distribución de 20 especies y se dan a conocer 10 especies nuevas, de las cuales tres son descritas. Por otra parte, se brinda nueva información sobre plantas hospederas y biología de algunas especies, contribuyendo al conocimiento de este grupo en la región.

Los psílicos inmaduros pueden presentar distintos modos de vida, entre los que se incluyen aquellos de vida libre, los formadores de escudos, los inductores de agallas y los inquilinos, que residen bajo cubiertas o agallas de otras especies. Las agallas son estructuras que implican una modificación del tejido vegetal, y algunas de las especies

que las inducen son consideradas de importancia económica ya que pueden afectar negativamente a la planta. Además de los insectos inductores, las agallas suelen albergar una comunidad diversa de parasitoides, depredadores, hiperparasitoides e inquilinos. *Schinus longifolia* (Lindl.) Speg. (Sapindales: Anacardiaceae) es una especie nativa de importancia en la región y propensa al ataque por este tipo de insectos. La información disponible sobre las complejas interacciones entre psílidos y enemigos naturales que ocurren en esta planta hospedera es escasa o errónea. En este contexto se plantea caracterizar el complejo de psílidos inductores de agallas sobre *S. longifolia*, sus enemigos naturales y sus interacciones.

Como resultado del estudio del complejo de psilloidea inductores de agallas sobre *S. longifolia*, se obtuvieron 481 agallas correspondientes a cuatro morfotipos distintos, cada uno inducido por una especie diferente de psílido. *Tainarys schini* induce las agallas enrolladas, *Calophya duvauae* hemisféricas, *Calophya* sp. n. 1 cónicas y *Calophya* sp. n. 2 en forma de fosa. Se identifican cuatro nuevas especies de himenópteros parasitoides asociadas a este complejo: una perteneciente al género *Brasema* (Eupelmidae), dos a *Psyllaephagus* (Encyrtidae) y una a *Tamarixia* (Eulophidae). Además, se registra un himenóptero inquilino perteneciente al género *Galeopsomyia* (Eulophidae) que también corresponde a una especie nueva. Por otro lado, se registran depredadores pertenecientes a las familias Chrysopidae (Neuroptera) y Coccinellidae (Coleoptera), así como al orden Araneae.

A su vez, se consideraron distintas variables relacionadas al complejo de psilloidea sobre *S. longifolia*: estación, zona (z1 con plantas grandes, z2 con plantas pequeñas), cuadrante de la planta (norte, sur, este, oeste), tipo de agalla y estado de parasitoidismo, que luego fueron analizadas para una mejor comprensión de sus interacciones. Por un lado, se observa que las variables estación y zona explican mucho de la variación presente entre agallas. Por otro lado, los GLM muestran que hay una mayor abundancia de la agalla en forma de fosa en primavera, y de la agalla hemisférica en verano y primavera. La zona 2 tiene mayor abundancia de agallas hemisféricas, mientras que la zona 1 de agallas en forma de fosa y cónicas. En relación al parasitoidismo no existe algún tipo de agalla más afectada que otra, y en cuanto al cuadrante, hay mayor cantidad del tipo de agalla cónica en el este y norte, y menor en

el oeste; para la agalla en forma de fosa, se marcan diferencias significativas entre oeste y este.

Respecto a las especies de psílidos consideradas plaga, el control químico se utiliza frecuentemente, pero presenta ciertas desventajas como la reducción de las poblaciones de enemigos naturales, y el deterioro de la salud humana y del ambiente. Por ello, resulta fundamental explorar alternativas para el manejo de las especies perjudiciales, siendo una de las técnicas más utilizadas el control biológico, el cual se basa en el uso de enemigos naturales. Los psílidos cuentan con una gran diversidad de enemigos naturales que actúan en diferentes etapas de su ciclo de vida. Dada la importancia que presentan los psílidos al ocasionar daños en una amplia gama de plantas hospederas y el escaso conocimiento sobre sus controladores naturales, sobre todo en la Argentina, se plantea el estudio de las interacciones entre especies de Psylloidea, sus parasitoides y otros enemigos naturales.

Como resultado de este estudio se brinda información sobre los parasitoides pertenecientes a la superfamilia Chalcidoidea asociados a especies de psílidos, así como también de depredadores y ácaros parásitos. Los parasitoides registrados son *Psyllaephagus baccharidis*, *P. bliteus*, *P. femoralis*, *Psyllaephagus* sp. n. 1, *Psyllaephagus* sp. n. 2 (Encyrtidae), *Brasema* sp. n. (Eupelmidae) y *Tamarixia* sp. n. (Eulophidae). Los depredadores observados pertenecen a las familias Anthocoridae (*Orius insidiosus*), Chrysopidae y Coccinellidae (*Harmonia axyridis*), y al orden Araneae. Por último, se registra la asociación entre el psílido *Russelliana adunca* y el ácaro ectoparásito *Erythraeus* sp. (Acari: Prostigmata: Parasitengona).

Abstract

Hemiptera is the most diverse group of non-holometabolous insects, characterized by their piercing-sucking mouthparts. It consists of four suborders: Auchenorrhyncha, Sternorrhyncha, Coleorrhyncha, and Heteroptera. Among them, the suborder Sternorrhyncha traditionally includes four superfamilies: Psylloidea (jumping plant-lice), Aleyrodoidea (white flies), Aphidoidea (aphids), and Coccoidea (scales). Members of the superfamily Psylloidea are small, phloem-feeding hemipterans that generally show a high degree of host-plant specificity. Several species in this group are considered harmful because they attack agricultural crops, forest trees, and ornamental plants. Although the greatest species diversity is found in the Neotropics, this region remains poorly studied. In Argentina, the last faunal survey was carried out by Burckhardt in 2008, which recorded 35 genera and 103 species of psyllids. However, this knowledge remains scarce and fragmentary and does not adequately reflect the diversity and importance of this group. For this reason, a survey of the Psylloidea species present in Argentina was proposed, with the aim of providing new data and compiling existing information on their biology, taxonomy, host plants, and geographical distribution.

As a result of this study, an updated and expanded list of 122 species of Psylloidea present in Argentina is presented, which includes distribution, host plants, biological aspects, examined material, and relevant comments for each species. In this list one family, two subfamilies, three genera, and nine species are reported for the first time in Argentina. In addition, the distribution of 20 species is expanded and 10 new species are reported, three of which are described. Furthermore, new information on the host plants and the biology of some species is also provided, contributing to the understanding of this group in the region.

Immature psyllids can exhibit various lifestyles, including free-living, lerp-forming, gall-inducing, and inquiline psyllids, which reside under the covers or galls of other species. Galls are structures that modify plant tissue, and some of the species that

induce them are considered economically important because they can negatively affect the plant. In addition to the inducing insects, galls often harbour a diverse community of parasitoids, predators, hyperparasitoids, and inquilines. *Schinus longifolia* (Lindl.) Speg. (Sapindales: Anacardiaceae) is an important native species in the region and is susceptible to attack by these insects. Information on the complex interactions between psyllids and natural enemies on this host plant is limited or erroneous. In this context, the aim is to characterize the complex of gall-inducing psyllids on *S. longifolia*, their natural enemies and their interactions.

As a result of the study of the complex of galls-inducing psyllids on *S. longifolia*, 481 galls were obtained, corresponding to four different morphotypes, each induced by a different psyllid species. *Tainarys schini* induces roll galls, *Calophya duvauae* hemispherical galls, *Calophya* sp. n. 1 conical galls, and *Calophya* sp. n. 2 pit galls. Four new species of hymenopteran parasitoid associated with this complex were identified: one belonging to the genus *Brasema* (Eupelmidae), two to *Psyllaephagus* (Encyrtidae), and one to *Tamarixia* (Eulophidae). In addition, a hymenopteran inquiline of the genus *Galeopsomyia* (Eulophidae) was recorded, which also corresponds to a new species. On the other hand, predators belonging to the families Chrysopidae (Neuroptera) and Coccinellidae (Coleoptera) and to the order Araneae were recorded.

In turn, several variables related to the psyllid complex on *S. longifolia*: season, zone (z1 with large plants, z2 with small plants), quadrant of plant (north, south, east, west), gall type, and parasitoid status were considered and then analyzed to better understand their interactions. On the one hand, it is observed that the season and zone variables explain much of the variation present among galls. On the other hand, the GLMs show a greater abundance of pit galls in spring, and of hemispherical galls in summer and spring. Zone 2 has a greater abundance of hemispherical galls, while Zone 1 has a greater abundance of pit and conical galls. With regard to parasitoidism, no gall type is more affected than other. Regarding the quadrants, there is a higher abundance of conical galls in the east and north, and a lower abundance in the west; for pit galls, there are significant differences between west and east.

Chemical control of psyllid species that are considered pests is often used, but it has certain disadvantages, such as the reduction of natural enemy populations and


the deterioration of human health and the environment. It is therefore essential to explore alternatives for management of harmful species, with one of the most widely used techniques being biological control, which is based on the use of natural enemies. Psyllids have a wide diversity of natural enemies that act at different stages of their life cycle. Given the importance of psyllids in causing damage to a wide range of host plants and the limited knowledge of their natural enemies, especially in Argentina, it was proposed to study the interactions between Psylloidea species, their parasitoids, and other natural enemies.

This study provides information on parasitoids belonging to the superfamily Chalcidoidea associated with psyllid species, as well as on predators and parasitic mites. The parasitoids recorded are *Psyllaephagus baccharidis*, *P. bliteus*, *P. femoralis*, *Psyllaephagus* sp. n. 1, *Psyllaephagus* sp. n. 2 (Encyrtidae), *Brasema* sp. n. (Eupelmidae) and *Tamarixia* sp. n. (Eulophidae). The predators observed belong to the families Anthocoridae (*Orius insidiosus*), Chrysopidae and Coccinellidae (*Harmonia axyridis*), and the order Araneae. Finally, the association between the psyllid *Russelliana adunca* and the ectoparasitic mite *Erythraeus* sp. is recorded (Acari: Prostigmata: Parasitengona).

Índice

CAPÍTULO 1.....	3
Introducción general.....	3
Hemiptera.....	4
Sternorrhyncha y sus relaciones.....	4
Psylloidea.....	5
Biología.....	6
Importancia económica.....	9
Estrategias de control.....	10
Distribución geográfica y antecedentes del grupo en la Argentina.....	11
CAPÍTULO 2.....	13
Psílicos de la Argentina.....	13
INTRODUCCIÓN.....	14
Sistemática y antecedentes.....	14
Morfología.....	17
Morfología de los adultos.....	17
Morfología de los inmaduros.....	21
Morfología de las agallas.....	23
MATERIALES Y MÉTODOS.....	25
RESULTADOS.....	30
APHALARIDAE.....	30
CALOPHYIDAE.....	37
CARSIDARIDAE.....	43
LIVIIDAE.....	43
MASTIGIMATIDAE.....	44
PSYLLIDAE.....	44
TRIOZIDAE.....	69
CONCLUSIONES.....	86

CAPÍTULO 3.....	87
Los Psylloidea y sus enemigos naturales: ¿qué ocurre sobre <i>Schinus longifolia</i>?.....	87
INTRODUCCIÓN.....	88
MATERIALES Y MÉTODOS.....	92
Área de estudio.....	92
Muestreos generales.....	92
Muestreos sistemáticos.....	93
Análisis estadísticos.....	96
RESULTADOS.....	97
Integrantes del complejo y sus interacciones.....	97
Dinámica y ecología.....	103
DISCUSIÓN.....	108
CAPÍTULO 4.....	111
¿Quiénes atacan a los psílicos?.....	111
INTRODUCCIÓN.....	112
MATERIALES Y MÉTODOS.....	114
RESULTADOS.....	115
DISCUSIÓN.....	119
Conclusiones generales y Perspectivas a futuro.....	121
Bibliografía.....	124



CAPÍTULO 1
Introducción general

Hemiptera

Hemiptera es el grupo más grande de insectos no holometábolos e incluye más de 100.000 especies descritas hasta el momento (Grazia et al., 2024). Morfológicamente se caracteriza por presentar un aparato bucal sucto-picador formado por dos pares de estiletes, las mandíbulas y las maxilas, ubicadas dentro de un labio acanalado (Fig. I-1) y por la ausencia de palpos maxilares y labiales (Burckhardt & Queiroz, 2020; Grimaldi & Engel, 2005; Mackerras, 1991). Hemiptera está conformado por cuatro subórdenes: Auchenorrhyncha (47.500 especies aprox.), Sternorrhyncha (18.200 especies aprox.), Coleorrhyncha (36 especies aprox.) y Heteroptera (40.000 especies aprox.). Son de hábitos fitófagos, aunque dentro de Heteroptera se encuentran también especies hematófagas, depredadoras y omnívoras (Belles, 2020; Eubanks et al., 2003; Grimaldi & Engel, 2005; Larivière et al., 2011).

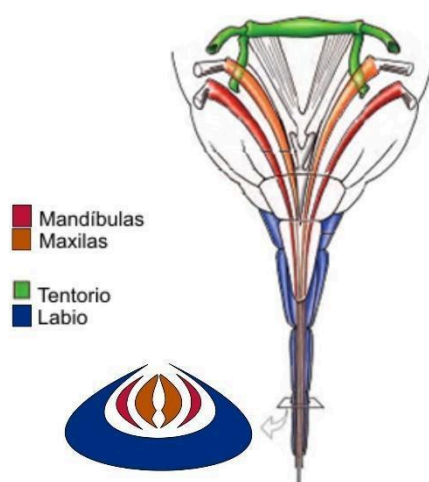


Figura I-1. Aparato bucal sucto-picador de Hemiptera (Adaptado de Grimaldi & Engel, 2005).

Sternorrhyncha y sus relaciones

El Suborden Sternorrhyncha está definido por la ausencia de vanus y pliegue vanal en el ala posterior y también por la posición en donde comienza el rostro (entre las coxas anteriores) (Fig. I-2A) (Gillott, 2005; Grimaldi & Engel, 2005; Mackerras, 1991). Tradicionalmente se divide en cuatro superfamilias: Psylloidea (piojos de las plantas), Aleyrodoidea (moscas blancas), Aphidoidea (áfidos) y Coccoidea (cochinillas)

(Grimaldi & Engel, 2005; Mackerras, 1991; Song et al., 2019). Algunos autores consideran a Phylloxeroidea (originalmente tratado como una familia de Aphidoidea) como un grupo aparte, quedando definidos cinco grupos (Belles, 2020; Ouvrard et al., 2015).

El consenso sobre las relaciones dentro de Sternorrhyncha fue muy discutido a través del tiempo. Basado en la morfología externa y los caracteres genitales masculinos, se han propuesto como grupos hermanos (Psylloidea+Aleyrodoidea) y (Aphidoidea+Coccoidea) (Grimaldi & Engel, 2005; Song et al., 2019). Por otro lado, se considera a Aphidoidea como grupo hermano de (Coccoidea+(Psylloidea+Aleyrodoidea)) por los caracteres morfológicos del tracto alimentario (Song et al., 2019). En un estudio realizado por Song et al. (2019) soportado por datos mitogenómicos, se recuperan consistentemente las relaciones (Psylloidea+(Aleyrodoidea+(Coccoidea+Aphidoidea))), y como ya había sido planteado por Grimaldi & Engel (2005) no sería raro que Psylloidea fuera el grupo hermano vivo del resto de Sternorrhyncha.

Psylloidea

Dentro de los esternorrincos, la superfamilia Psylloidea es la más generalizada tanto morfológica como biológicamente (Grimaldi & Engel, 2005), siendo el primer Psylloidea o psílido descrito *Chermes alni* Linnaeus, en 1758 (White & Hodkinson, 1985). Actualmente hay descritas cerca de 4.000 especies en todo el mundo, y en base al registro de las colecciones presentes en varios museos, se estima que quedan más del doble sin describir (Burckhardt et al., 2021; Burckhardt & Queiroz, 2020).

Morfológicamente los adultos de Psylloidea (Fig. I-2B) se caracterizan por poseer antenas de 10 artejos, alas anteriores bien desarrolladas con las venas media (M) y cubital 1 (Cu) bifurcadas, tarsos biarticulados y metacoxas grandes e inmóviles, mientras que los inmaduros presentan un anillo circumanal en el extremo del abdomen (células productoras de cera alrededor del ano) (Burckhardt, 2005, 2008).

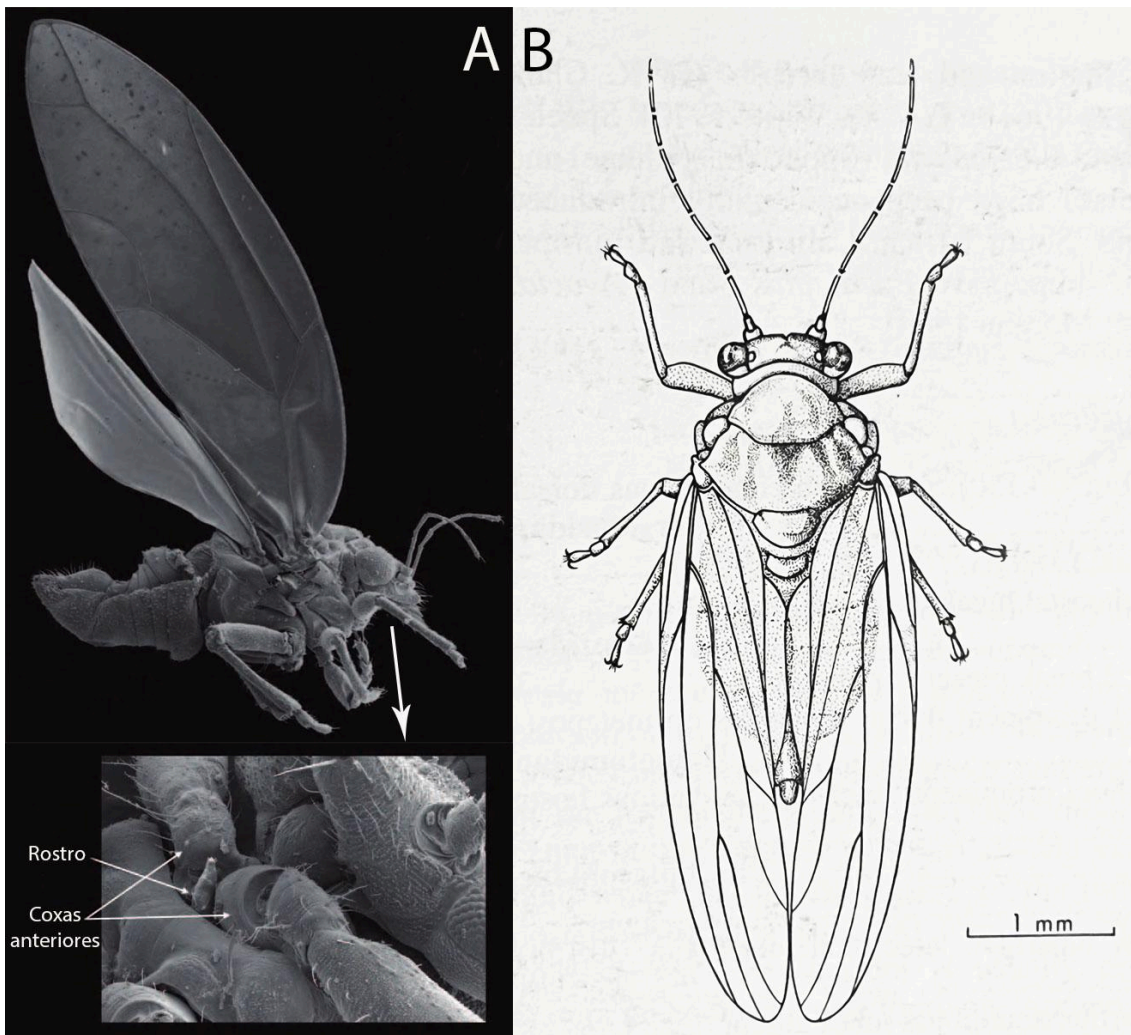


Figura I-2. (A) Vista lateral de psílido adulto, con detalle del rostró entre las coxas anteriores (Adaptado de Grimaldi & Engel, 2005); (B) vista dorsal de psílido adulto (Mackerras, 1991).

Biología

Los psílidos son hemípteros de pequeño tamaño (mayormente entre 2-4 mm) (Fig. I-3A) que se alimentan de floema y generalmente tienen mucha especificidad por sus hospedadores (Burckhardt & Queiroz, 2020). Las especies monófagas son predominantes, seguido por las oligófagas, siendo solo unas pocas las de hábitos polífagos (Ouvrard et al., 2015; Serbina & Burckhardt, 2017).

El término hospedero se ha utilizado por mucho tiempo en la bibliografía para referirse a cualquier planta en la cual se hayan encontrado psílidos. Sin embargo, en el año 2014 Burckhardt et al. definen la *planta hospedera* como aquella sobre la cual las

especies de psílidos completan su ciclo de vida, ya que los adultos alados son más móviles y están menos restringidos a plantas determinadas. Por otra parte, una *planta casual* es aquella en la cual el adulto se posa, pero no se alimenta; una *planta alimenticia* es aquella en la cual el adulto se alimenta pero no pasa mucho tiempo ni se reproduce; y las *plantas de hibernación o refugio* son aquellas en las cuales el adulto pasa el invierno y puede alimentarse (Burckhardt et al., 2014).

Las plantas hospederas de los psílidos son principalmente eudicotiledóneas, en menor medida Magnoliales y solo algunas especies se desarrollan sobre monocotiledóneas y coníferas (Burckhardt et al., 2021; Burckhardt & Poinar, 2020).

La savia del floema proporciona una dieta desequilibrada, rica en azúcares pero pobre en aminoácidos, por esta razón consumen gran cantidad de savia y el exceso de azúcares se excreta en forma de melaza; los compuestos nitrogenados deficientes pueden ser proporcionados por bacterias endosimbióticas, las cuales desempeñan un papel importante en la nutrición (Burckhardt, 2005; Hodkinson, 2009).

Los psílidos tienen reproducción sexual y pasan por cinco estadios inmaduros antes de la emergencia de los adultos. Los inmaduros tienen diversos hábitos de vida: pueden ser de vida libre (Fig. I-3B), inductores de agallas (inducen una agalla y se desarrollan dentro de la misma) (Fig. I-3C), formadores de escudos (se desarrollan bajo una cubierta de fabricación propia) (Fig. I-3D), o inquilinos (pueden habitar refugios o agallas de otras especies) (Burckhardt & Poinar, 2020; Lubanga et al., 2014).

El número de generaciones anuales (voltinismo) es variable, existiendo especies que pueden tener entre 8 y 16 generaciones por año; mientras que otras, en condiciones particularmente desfavorables, puede tardar hasta dos años en el desarrollo de una generación. Esto se encuentra muy relacionado con la fenología de la planta hospedera, principalmente para especies que viven en ambientes estacionales. En estas especies, la diapausa (retardo o interrupción del desarrollo), permite la sincronización con el ciclo fenológico de la planta en la que se encuentra, para sobrevivir períodos desfavorables, y puede darse en los distintos estados de desarrollo. Es necesario, en condiciones templadas y tropicales, un alto grado de sincronía

fenológica entre el psílido y la planta hospedera para que éste complete con éxito su ciclo de vida (Burckhardt, 2008; Burckhardt & Poinar, 2020; Hodkinson, 2009).

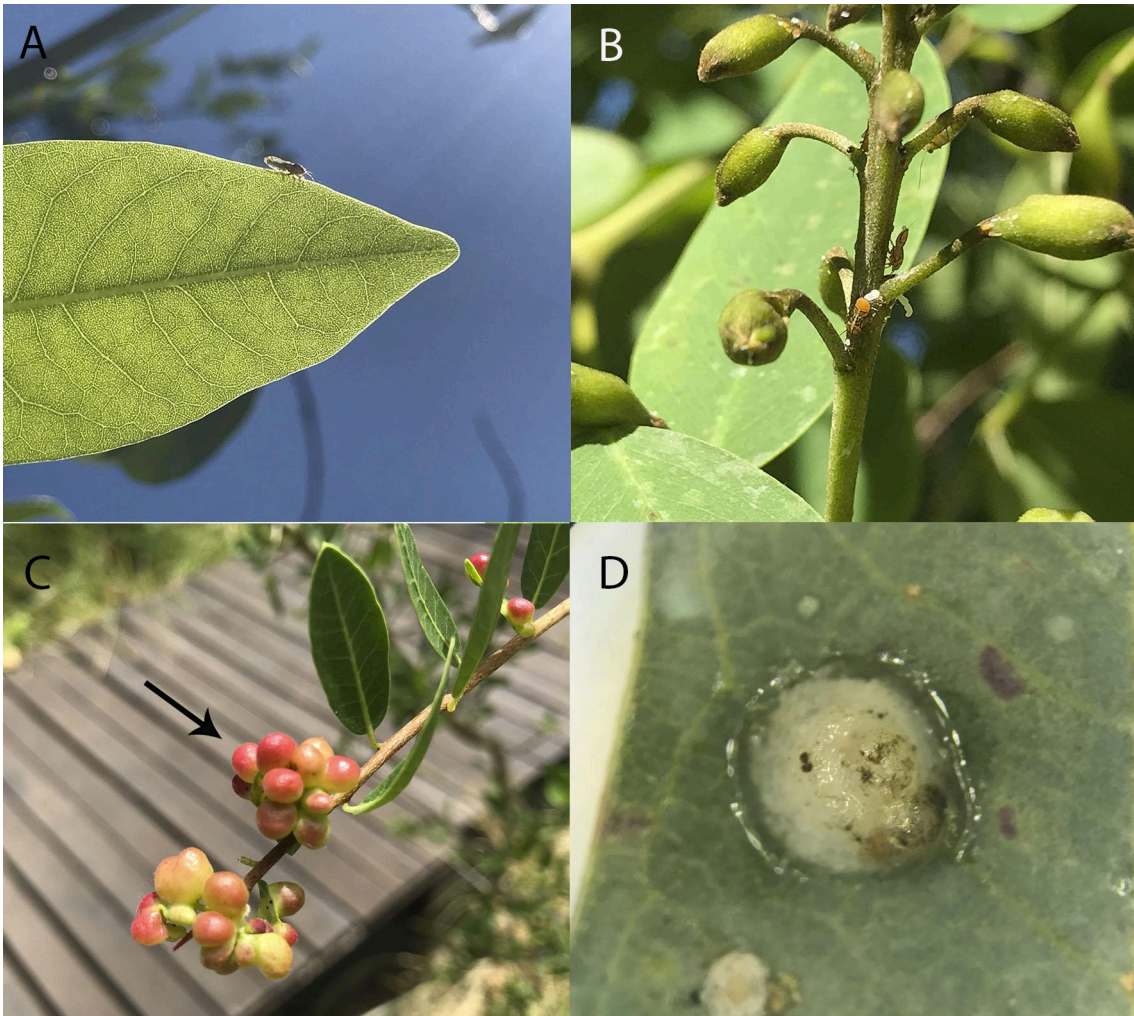


Figura I-3. (A) Psílido adulto posado sobre el margen de una hoja; (B) inmaduros de vida libre; (C) agallas inducidas por psílidos; (D) escudo formado por psílidos.

Las especies pueden sobrevivir el invierno en diferentes estados de desarrollo, como huevos, inmaduros o adultos. Muchos de los psílidos que habitan en regiones templadas, montañosas y boreales, pasan el invierno hibernando como adultos refugiándose en diversas especies de plantas. Generalmente los árboles de hoja perenne como las coníferas, les proporcionan un microhábitat ideal para sobrevivir a las bajas temperaturas. En primavera, cuando las condiciones son más favorables, las especies regresan a su planta hospedera. Además, la dispersión de estos insectos entre

los diferentes refugios y hábitats se ve favorecida por la acción del viento (Burckhardt, 2008; Hodkinson, 2009; Hodkinson & White, 1979).

En muchas especies que habitan regiones tropicales y subtropicales donde los ambientes no presentan variaciones estacionales marcadas, la reproducción es continua a lo largo del año. En el caso de los psílicos que no entran en diapausa, la temperatura juega un papel clave en determinar el número de generaciones anuales. Por otro lado, también se relaciona con que sus anfitriones experimentan flujos de crecimiento en respuesta a la temperatura y humedad, lo que proporciona recursos constantes para el desarrollo de estas especies (Hodkinson, 2009).

Importancia económica

Muchos estornorrincos debido a sus hábitos alimenticios son considerados de interés agronómico (Belles, 2020; Grimaldi & Engel, 2005). Dentro de este grupo, los psílicos son de gran relevancia a nivel económico debido a que diversas especies son perjudiciales para cultivos agrícolas, árboles forestales y plantas ornamentales (Burckhardt, 1994b, 2008; Drohojowska et al., 2020). Estos pueden causar daños directos e indirectos, los primeros son ocasionados por la alimentación cuando se encuentran en altas densidades poblacionales, pero resulta más relevante el papel como vectores de algunas especies, produciendo con la transmisión de patógenos daños indirectos a las plantas, como es el caso de *Diaphorina citri* Kuwayama en cítricos (Burckhardt, 2008; Drohojowska et al., 2020; Hodkinson, 2009). Esta especie causa la enfermedad conocida como Greening o Huanglongbing (HLB) a través de la transmisión de bacterias *Candidatus Liberibacter* spp. (Agostini et al., 2015). Otro tipo de daño indirecto es causado por la secreción de melaza, que provoca el desarrollo de fumagina reduciendo el área fotosintética, como *Ctenarytaina spatulata* Taylor sobre *Eucalyptus* spp. (Myrtales: Myrtaceae). También pueden atrofiar el crecimiento de los brotes, provocar la deformación de las hojas o inducir la formación de agallas, lo que es particularmente importante en plantas ornamentales (Bouvet & Burckhardt, 2008; Burckhardt, 2008; Drohojowska et al., 2020). Entre las especies que afectan las plantas ornamentales se pueden mencionar *Platycorypha nigrivirga* Burckhardt, que causa

serios daños sobre *Tipuana tipu* (Benth.) Kuntze. (Fabales: Fabaceae); *Calophya schini* Tuthill que induce agallas en *Schinus molle* L. (Sapindales: Anacardiaceae) y *Trioza tabebuiae* Burckhardt & Santana también inductora de agallas sobre el género *Handroanthus* (Lamiales: Bignoniaceae) (Baliotte, Aquino, Bouvet, et al., 2021; Baliotte et al., 2023; Burckhardt, 2008).

Algunas especies, como es el caso de *Trioza apicalis* Foerster (en zanahoria) y *Bactericera cockerelli* (Šulc) (en papa y tomate), provocan distorsión del crecimiento, necrosis celular y coloración amarillenta de las hojas de su hospedador, que puede ser acompañado de una reducción del crecimiento de las raíces (Hodkinson, 2009). Otras plagas de cultivos son *Ruselliana solanicola* Tuthill sobre papa, *R. capsici* Burckhardt sobre morrón y *Gyropsylla spegazziniana* (Lizer) sobre yerba mate (Burckhardt, 2008; Burckhardt, Queiroz, Rezende, et al., 2012).

Cerca de 40 especies del género Paleártico *Cacopsylla* afectan al peral y todos los registros de Sudamérica corresponden, probablemente, a la especie introducida *Cacopsylla bidens* (Šulc), la cual está presente en Chile, Uruguay y la Argentina (Burckhardt, 2008; Valle et al., 2017).

La diapausa en adultos de especies con importancia económica está bien estudiada en comparación con las demás, como es el caso de *Cacopsylla pyricola* (Foerster), en el que los adultos son más resistentes a los insecticidas cuando están en diapausa que cuando no lo están (Hodkinson, 2009).

En regiones subtropicales y templadas las especies más perjudiciales se desarrollan sobre árboles frutales, forestales y plantas ornamentales (Burckhardt, 1994b, 2008). Sin embargo, algunas especies pueden ser usadas para el control biológico de malezas, como *Prosopidopsylla flava* Burckhardt en Australia para el control de mezquite (Burckhardt, 2008).

Estrategias de control

Los psílidos son atacados por diversos enemigos naturales, ya sean parasitoides, depredadores o patógenos. Los Hymenoptera parasitoides y algunos Diptera suelen

estar restringidos a un estado del desarrollo en particular, mientras que los depredadores como Hemiptera y Coleoptera son más generalistas y menos implementados en programas de control biológico (Burckhardt, 2008). Diversas especies de microhimenópteros chalcidoideos correspondientes a las familias Encyrtidae, Eulophidae y Pteromalidae, entre otras, han sido obtenidas de diferentes especies de Psylloidea, como por ejemplo *Psyllaephagus bliteus* Riek (Encyrtidae) utilizada en programas de control biológico sobre *Glycaspis brimblecombei* Moore (Burckhardt, 2008; Daane et al., 2005; UCD, 2023). El complejo de depredadores de Psylloidea incluye a los Heteroptera (familias Anthocoridae, Miridae, etc), Coleoptera (Coccinellidae), Neuroptera (Chrysopidae) y Diptera (Syrphidae), entre los más importantes (Burckhardt, 2005, 2008).

Respecto a los métodos de control comportamental, se sabe que los psílicos utilizan varias vías para encontrar pareja: señales químicas, visuales y vibratorias. La comunicación vibracional viaja por sustrato y hoy se sabe que es importante en muchas especies antes de la cópula, sobre todo para los que no permanecen en grupo. En algunos casos estas señales vibratorias son taxonómicamente específicas, aunque puede haber diversos factores que influyan en esta señal. Se han desarrollado métodos y dispositivos que pueden reproducir la comunicación vibracional para ser usados en el control de psílicos plaga como *Diaphorina citri* y *Bactericera cockerelli*, interrumpiendo el apareamiento o disminuyendo su éxito (Liao et al., 2022).

Distribución geográfica y antecedentes del grupo en la Argentina

Los psílicos habitan todas las regiones biogeográficas excepto en la Antártica, encontrándose mayor diversidad en los trópicos y regiones templadas del sur. Sin embargo, estas son las menos estudiadas, considerándose la región Neotropical la de mayor número de especies (Burckhardt, 2008; Burckhardt et al., 2021).

Hasta el momento se conocen 35 géneros y 103 especies de psílicos en la Argentina, dispersas en las distintas provincias siguiendo la distribución de sus plantas hospedadas (Baliotte et al., 2025; Burckhardt, 2008). El conocimiento actual sobre las

especies de Psylloidea en la Argentina es fragmentario, no refleja ni la diversidad ni la importancia que este grupo reviste y requiere mucho trabajo de campo aún (Burckhardt, 2008).

En los últimos 20 años, los psílicos fueron estudiados en nuestro país principalmente por el Dr. Daniel Burckhardt (Museo de Historia Natural, Basilea, Suiza), especialista en el grupo actualmente radicado en Suiza, y también por el Dr. Juan Pedro Bouvet (INTA Concordia, Entre Ríos), el cual enfocó sus investigaciones principalmente en las especies plagas de eucalipto y cítricos. Previamente a estos estudios, los trabajos realizados sobre el grupo son antiguos y aislados, refiriéndose a registros o descripciones puntuales de especies, como los de Lizer, Tavares y De Santis.

Es sabido que los enemigos naturales constituyen el recurso fundamental del control biológico de plagas. Sin embargo, los estudios acerca de esta temática en la Argentina son realmente escasos y solo se conocen interacciones de las especies de mayor importancia económica (Bouvet, 2011; Zuparko et al., 2011).

Por lo planteado anteriormente, el objetivo de esta tesis es profundizar el estudio de las especies de Psylloidea tanto desde el punto de vista taxonómico como biológico, con el fin de ampliar el conocimiento de este grupo de importancia económica y de las interacciones entre ellos, con sus hospederos y sus enemigos naturales en la Argentina.

En el segundo capítulo se estudian las especies de Psylloidea que se encuentran en la Argentina, describiendo tres especies nuevas, considerando además datos importantes como plantas hospederas y biología, que permiten aportar un conocimiento más amplio sobre estos insectos y su entorno.

En el tercer capítulo se analiza el complejo de psílicos inductores de agallas que coexisten sobre *Schinus longifolia* (Lindl.) Speg. (Sapindales: Anacardiaceae), especie nativa de la Argentina, utilizada con diversos fines y considerada super hospedadora, aportando también información acerca de los enemigos naturales presentes en el ambiente.

En el cuarto capítulo se investigan las interacciones entre especies de psílicos y las distintas especies que pueden intervenir en su control natural.



CAPÍTULO 2
Psílicos de la Argentina

INTRODUCCIÓN

Sistemática y antecedentes

El registro fósil de los psílidos se remonta al Mesozoico, pero los psílidos modernos aparecen en el Eoceno. Se diferencian de los psílidos mesozoicos por presentar metacoxas grandes e inmóviles, que están conectadas con furcas metatorácicas a las que se unen los músculos para saltar, de ahí su nombre de piojos saltarines (Burckhardt & Poinar, 2020; Drohojowska et al., 2020; Luo et al., 2017).

A lo largo del tiempo la clasificación de la superfamilia Psylloidea fue variando. Las primeras clasificaciones incluyen casi exclusivamente especies del hemisferio norte y se basan en la morfología de los adultos. Con el estudio de las zonas templadas y tropicales y la adición de caracteres de los inmaduros, éstas resultaron desactualizadas y artificiales (Burckhardt, 2008).

Hollis (2004) y Burckhardt (2005, 2008) reconocen seis familias, cuatro de ellas pequeñas y con rangos de hospedadores reducidos (Calophyidae, Carsidaridae, Homotomidae y Phacopteronidae), y las dos restantes cosmopolitas con amplio rango de hospedadores (Psyllidae y Triozidae). En el año 2012, Burckhardt & Ouvrard hicieron una revisión de la clasificación de la superfamilia diferenciando ocho familias (Fig. II-1): Aphalaridae, Carsidaridae, Calophyidae, Homotomidae, Liviidae, Phacopteronidae, Psyllidae y Triozidae. Estos autores incluyeron información bibliográfica relevante, así como estudios morfológicos y moleculares.

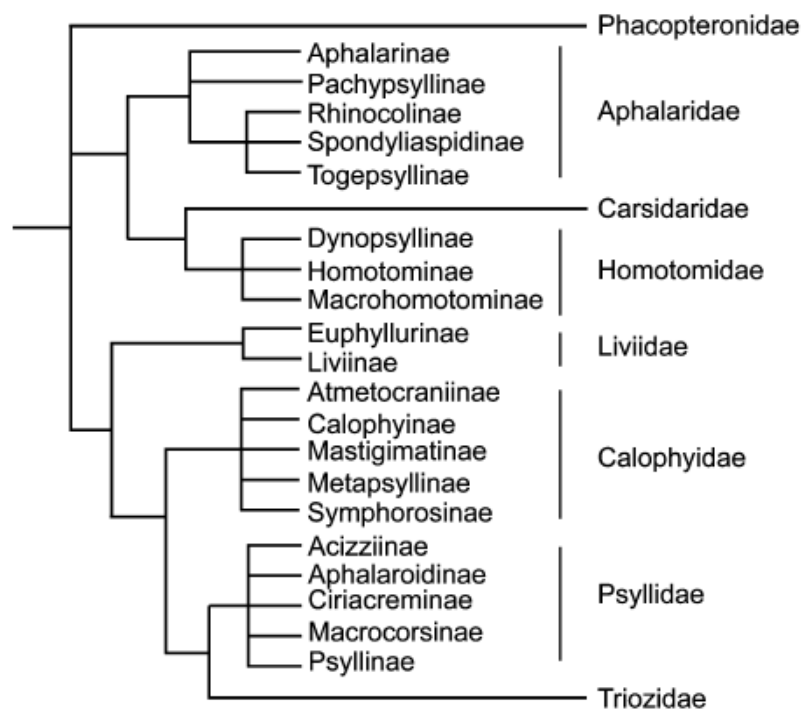


Figura II-1. Clasificación propuesta en Burckhardt & Ouvrard, 2012.

Posteriormente, Burckhardt et al. (2021) propusieron una nueva clasificación. En ella se reconocen siete familias, 27 subfamilias (considerando una sin nombre que contiene géneros y especies de Madagascar aún sin describir), siete tribus y siete subtribus. Las familias son: Aphalaridae, Carsidaridae, Calophyidae, Liviidae, Mastigimatidae, Psyllidae y Triozidae (Fig. II-2). En esta clasificación, Homotomidae y Phacopteronidae cambian el rango de familia a subfamilia, y Mastigimatinae pasa a ser una familia.

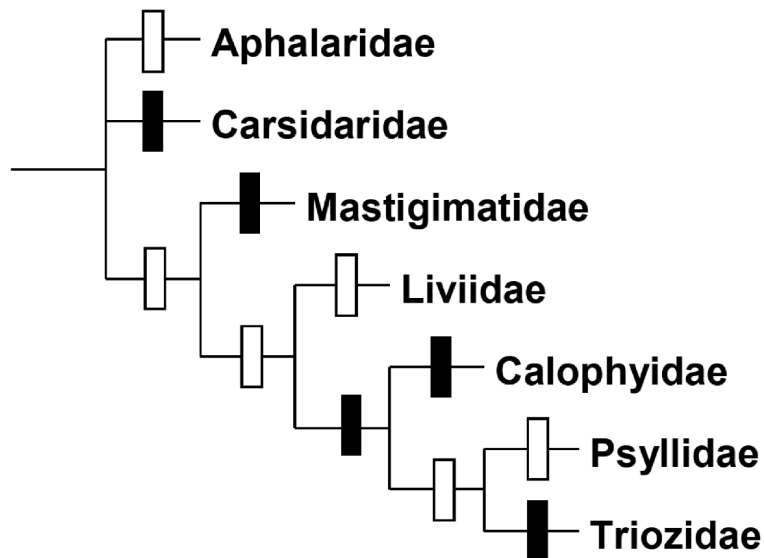


Figura II-2. Interrelaciones familiares adoptadas por Burckhardt et al., 2021, donde los nodos blancos indican apoyo pobre a moderado, y los negros apoyo fuerte en los análisis moleculares.

Si bien Burckhardt y Ouvrard en el año 2012 realizan varias diagnósticos de las familias de Psylloidea, por comunicación personal con el Dr. Daniel Burckhardt, actualmente no existe una clara diagnóstico de las familias que permita definir las. Las claves dicotómicas existentes se encuentran delimitadas a ciertas regiones o países y suelen agruparse por una combinación de caracteres. Burckhardt et al. (2021) plantean que en el futuro se debe abordar la monofilia de las familias poco sustentadas y las relaciones entre ellas con un apoyo débil o no resueltas.

En la Argentina el último relevamiento faunístico de la superfamilia Psylloidea lo hizo Burckhardt en el año 2008. De los 65 géneros y 470 especies nativas registradas hasta el 2008 en la región neotropical, solo el 46% de los géneros (30) y 16% de las especies (73) estaban representadas en la Argentina (Burckhardt, 2008). Burckhardt et al. (2021) explican que la fauna de las regiones afrotropical y neotropical requieren mucho trabajo de campo, ya que el conocimiento sobre las mismas es muy escaso.

Hasta el momento se encuentran representantes de todas las familias (excepto Liviidae) en la Argentina, registrándose 35 géneros y 103 especies de psílidos (Baliotte et al., 2025; Burckhardt, 2008).

Morfología

Morfología de los adultos

No se pretende realizar una descripción exhaustiva sobre la morfología del grupo, sino abordar en general las estructuras más relevantes a la hora de identificar y reconocer a los géneros y especies de psílidos que se mencionan en este trabajo de tesis. Los trabajos que se utilizan frecuentemente son Brown & Hodkinson (1988); Hodkinson & White (1979); Hollis (1984). A continuación, se presenta un esquema general (Fig. II-3), seguido del desarrollo de los distintos tagmas.

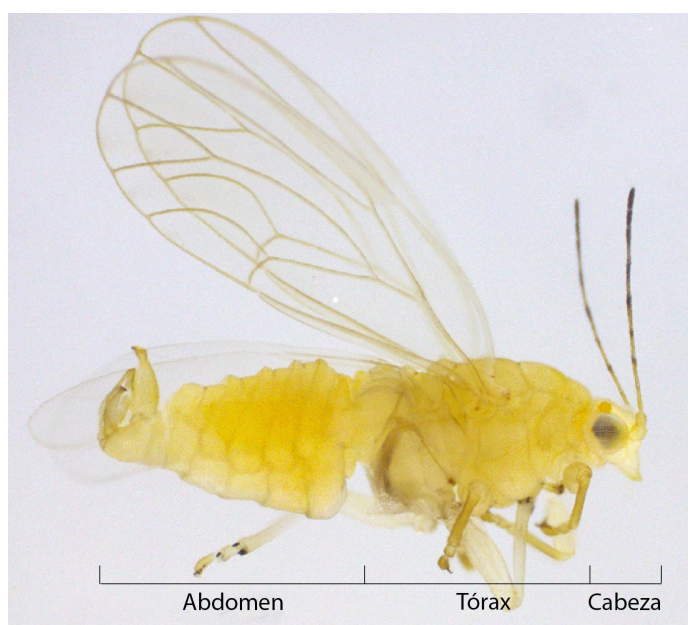


Figura II-3. Macho adulto de psílido.

Cabeza (Fig. II-4). La cabeza está conformada dorsalmente por el vértex, que varía en forma (rectangular, trapezoidal, etc.), proporciones, y distribución y largo de sus setas. Este está dividido longitudinalmente por la sutura coronal, lleva los ocelos laterales y puede tener tubérculos anteorbitales. Las genas forman la parte inferior de la cabeza, y están separadas centralmente por la frente, que lleva el ocelo medio (en general el ocelo la cubre). Las genas pueden expandirse o extenderse anteriormente, formando los procesos genales, que varían en forma y tamaño. La forma del clipeo (piriforme, tubular, etc.) y la longitud del rostro también son caracteres comúnmente utilizados para diferenciar grupos. Las antenas son en general filiformes, pero pueden

tener artejos expandidos y con diferente relación de longitud en los distintos grupos. El largo de la antena es variable, comparándose su proporción con el ancho de la cabeza, y en general se toma en cuenta el número y posición de las rinarias (sensilas). Apicalmente, cada antena posee dos setas, la relación de tamaño entre ellas y su forma también son considerados en las claves taxonómicas.

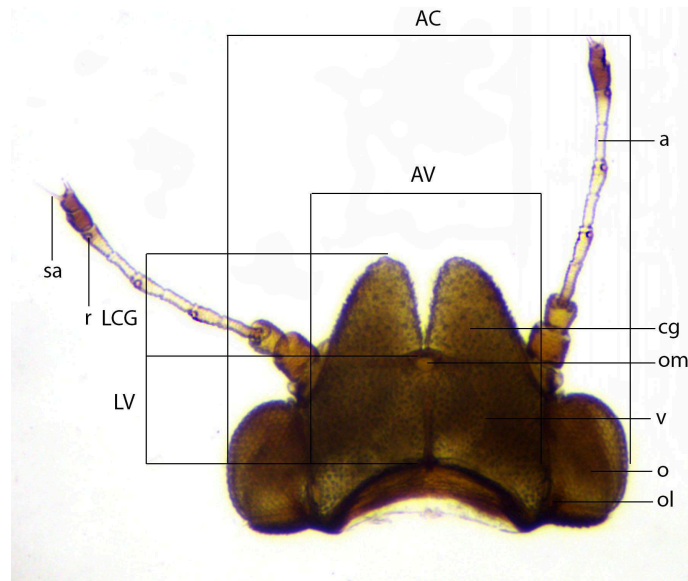


Figura II-4. Cabeza en vista dorsal. a= antena, cg= cono o proceso genal, o= ojo, om= ocelo medio, ol= ocelo lateral, sa= setas apicales, r= rinaria, v= vértex, AC= ancho cabeza, AV= ancho vértex, LCG= longitud cono genal, LV= longitud vértex.

Tórax (Fig. II-5, II-6). Para diferenciar los géneros y las especies se toma en cuenta principalmente la forma y dimensiones del pronoto (redondeado, en punta, con o sin tubérculos, etc.), del mesoprescudo y del mesoescudo (Fig. II-5A). En el tórax se ubican los tres pares de patas; en este grupo el par posterior (Fig. II-5B) es el que proporciona la mayoría de los caracteres y es el que está adaptado al salto. La metacoxa puede desarrollar un proceso posterior, a menudo en forma de cuerno aunque es variable, denominado meracanto. El metafémur lleva órganos sensoriales que varían su posición. La metatibia puede poseer una espina basal y espolones que pueden estar esclerotizados o no en su ápice, su distribución y número son importantes. El metabasitarso puede presentar espolones apicales (0, 1 o 2).

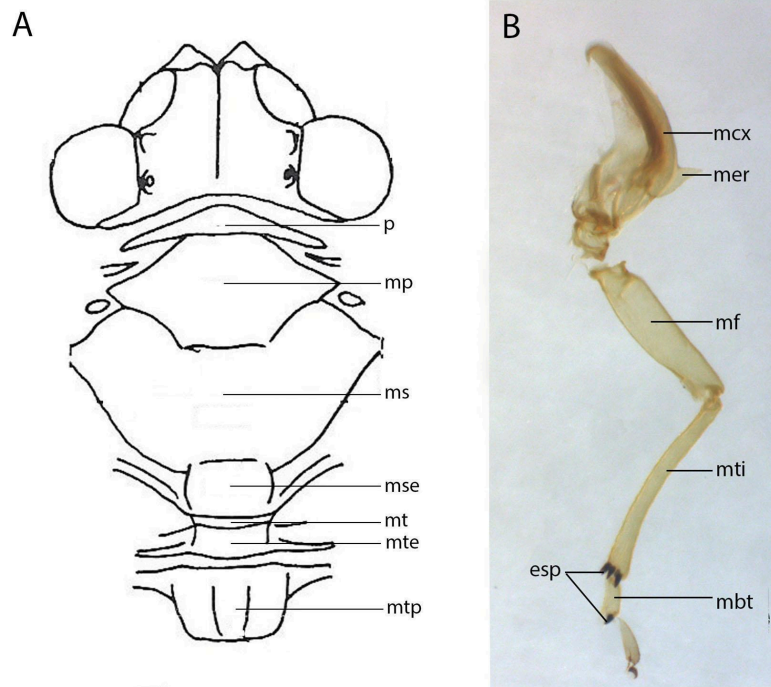


Figura II-5. (A) Tórax en vista dorsal. mp= mesoprescudo, ms= mesoescudo, mse= mesoescutelo, mt= metaescudo, mte= metaescutelo, mtp= metapostnoto, p= pronoto (Adaptado de Brown & Hodkinson, 1988); (B) Pata posterior en vista lateral. esp= espolones, mbt= metabasitarso, mcx= metacoxa, mer= meracanto, mf= metafémur, mti= metatibia.

Las alas anteriores (Fig. II-6) presentan varios caracteres taxonómicamente útiles. Su forma es variable (oval, subaguda, lanceolada, etc.), pueden ser transparentes o coriáceas, y el patrón de venación y coloración son característicos en las diferentes especies. Pueden presentar corte costal (definido como interrupción de la vena C+Sc en el margen anterior del ala), corte anal (interrupción de la vena A en el margen posterior del ala), pterostigma, venas transversales, pseudovenas (depresión de la membrana), fusión de venas, entre otros. La proporción del ala cubierta por espínulas superficiales (pequeñas extensiones de la cutícula) y su distribución, así como la presencia y distribución de las espínulas radulares (extensiones de la cutícula más grandes y gruesas confinadas a los ápices de las celdas) también son utilizados en las claves dicotómicas. Por otro lado, la proporción del largo sobre el ancho del ala y la dimensión de algunas de las celdas varía en las diferentes especies. Las alas posteriores generalmente son membranosas, suelen ser más pequeñas o pueden estar reducidas.

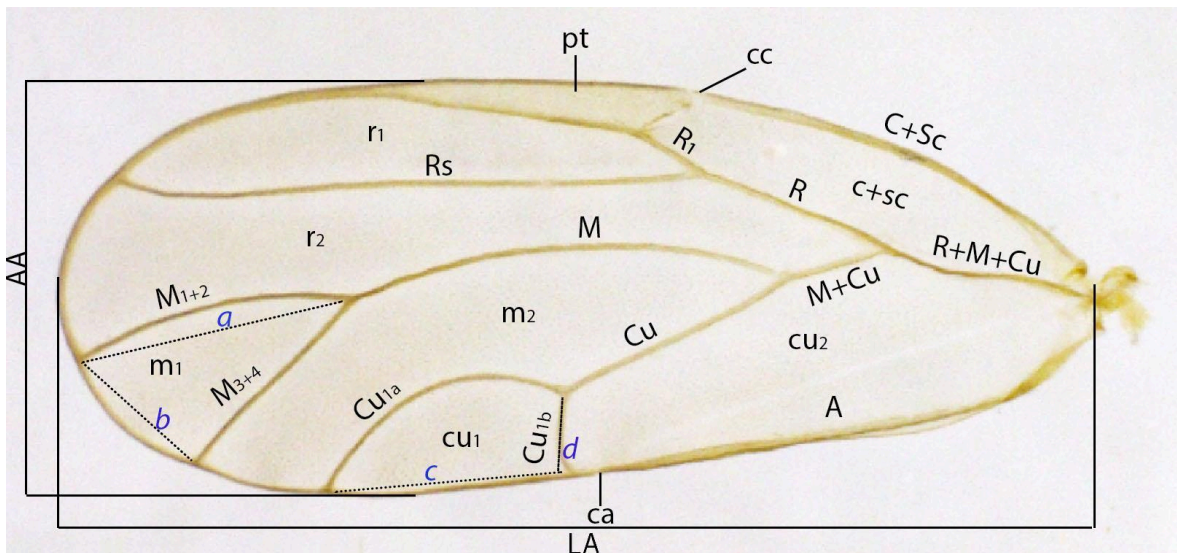


Figura II-6. Ala anterior. ca= corte anal, cc= corte costal, pt= pterostigma, AA= ancho ala, LA= longitud ala. Venas= A, C+Sc, R+M+Cu, R, R₁, Rs, M+Cu, M, M₁₊₂, M₃₊₄, Cu_{1a}, Cu_{1b}. Celdas= c+sc, r₁, r₂, m₁, m₂, cu₁, cu₂. Con línea punteada y letras en cursiva y azul (*a*, *b*, *c*, *d*) se indica como tomar las medidas para obtener el valor de la celda m₁ (*a/b*) y cu₁ (*c/d*).

Abdomen (Fig. II-7). Los dos primeros esternitos abdominales se encuentran reducidos, marcando una clara separación entre tórax y abdomen. Éste último, en general, carece de caracteres taxonómicos con excepción de la terminalia. La terminalia masculina (Fig. II-7A) consiste en la placa subgenital, el proctiger, los parámetros y el aedeago; todas estas estructuras son importantes taxonómicamente. Para la comparación de especies, se utiliza la forma y longitud del proctiger, de los parámetros y del segmento distal del aedeago. La terminalia femenina (Fig. II-7B) consiste en la placa subgenital, el proctiger con el anillo circumanal y las valvas dorsal, ventral y laterales, siendo las dos primeras estructuras las de mayor importancia taxonómica.

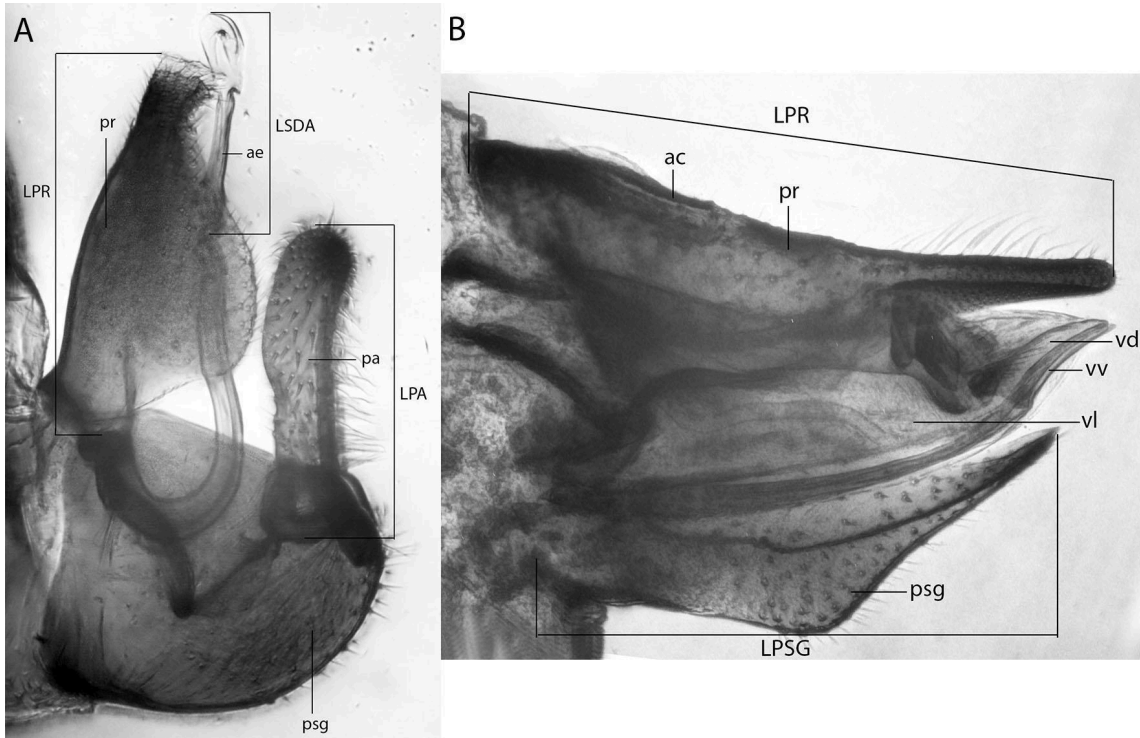


Figura II-7. (A) Terminalia masculina. (B) Terminalia femenina. ac= anillo circumanal, ae= aedeago, pa= parámero, pr= proctiger, psg= placa subgenital, vd= valva dorsal, vl= valva lateral, vv= valva ventral, LPA= longitud del parámero, LPR= longitud del proctiger, LPSG= longitud de la placa subgenital, LSDA= longitud del segmento distal del aedeago.

Morfología de los inmaduros

Como se mencionó previamente, los estadios inmaduros (Fig. II-8A) por los cuales pasa el psílido antes de mudar a adulto son cinco, siendo el quinto estadio el utilizado para la identificación taxonómica, el cual puede distinguirse por la separación de al menos un segmento tarsal del tibiotarso en el último par de patas (White & Hodkinson, 1985).

Por convención y para evitar confusiones se utiliza el término inmaduros, debido a que el primer estadio ninfal no presenta esbozos alares, por lo que por definición sería considerada una larva (Burckhardt com. pers.).



Figura II-8. (A) El huevo y los cinco estadios inmaduros por los cuales pasa el psílido (de izquierda a derecha) (Foto: Juan Pedro Bouvet); (B) inmaduro de vida libre; (C) inmaduro inductor de agalla.

La forma del cuerpo varía según el modo de vida. En las especies de vida libre los inmaduros suelen ser elongados y con patas y antenas más largas (Fig. II-8B), mientras que los inductores de agallas generalmente tienen patas cortas, y según el tipo de agalla pueden ser más circulares, levemente deprimidos dorsoventralmente y más o menos esclerotizados (Fig. II-8C) (Burckhardt, 2005). Además, son utilizados caracteres del cefalotórax como la longitud y forma de las antenas, la forma de las almohadillas alares anteriores, si se producen anteriormente formando lóbulos humerales y las uñas y arolio en los tarsos. La porción terminal del abdomen generalmente tiene una placa caudal, en la cual la forma del anillo circumanal y el número de filas de poros que lo rodean es importante. La proporción de superficie del cuerpo cubierta por setas, el tipo de setas y su distribución es también muy utilizado para diferenciar especies (Fig. II-9).

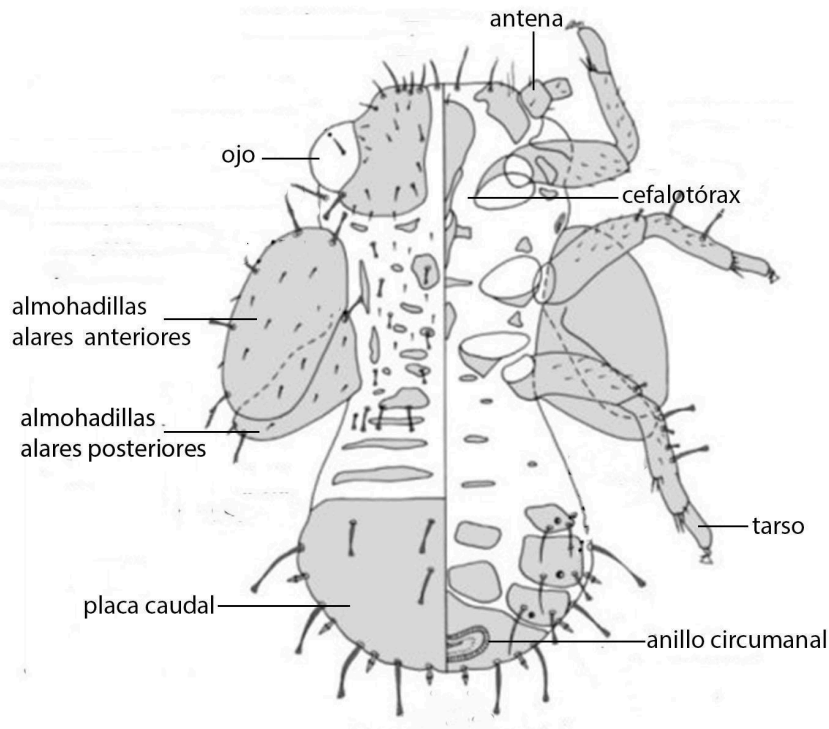


Figura II-9. Morfología de un inmaduro de quinto estadio. Vista dorsal del lado izquierdo, vista ventral del lado derecho (Adaptado de Percy, 2005).

Morfología de las agallas

El tipo de agalla y sus características morfológicas y anatómicas están determinadas por las especies que intervienen en la interacción (psílido-planta hospedera). Estas agallas pueden presentar gran diversidad de formas y pueden clasificarse en abiertas y cerradas, estando los inmaduros completamente expuestos al ambiente en las abiertas (Burckhardt, 2005; Burckhardt & Basset, 2000; Kuzmanich et al., 2015). A continuación, se proporciona un listado con una breve clasificación de los morfotipos de agallas presentes en la Argentina:

Agallas abiertas:

- En forma de fosa (depresión cóncava en la hoja) (Fig. II-10A)

Agallas cerradas:

- Ampolla (estructura vesicular irregular en las hojas) (Fig. II-10B)
- Cónica (estructura convexa con ápice puntiagudo en las hojas) (Fig. II-10C)
- Discoidal (estructura chata en forma de disco en hojas o tallos) (Fig. II-10D)

- Elíptica (estructura alargada, en forma de frijol producida por engrosamiento y enrollamiento de la hoja) (Fig. II-10E)
- Enrollada (estructura generada por el curvamiento y enrollamiento del margen de la hoja) (Fig. II-10F)
- En forma de tetina (estructura convexa con ápice redondeado en las hojas) (Fig. II-10G)
- Esférica (estructura globoide en brotes, ramas, hojas, inflorescencias y frutos) (Fig. II-10H)
- Hemisférica (estructura convexa semicircular en las hojas) (Fig. II-10I)
- Rulo (plegamiento de los laterales de la hoja formando un “rulo”) (Fig. II-10J)
- Tubular (estructura semejante a dedos en las hojas) (Fig. II-10K)

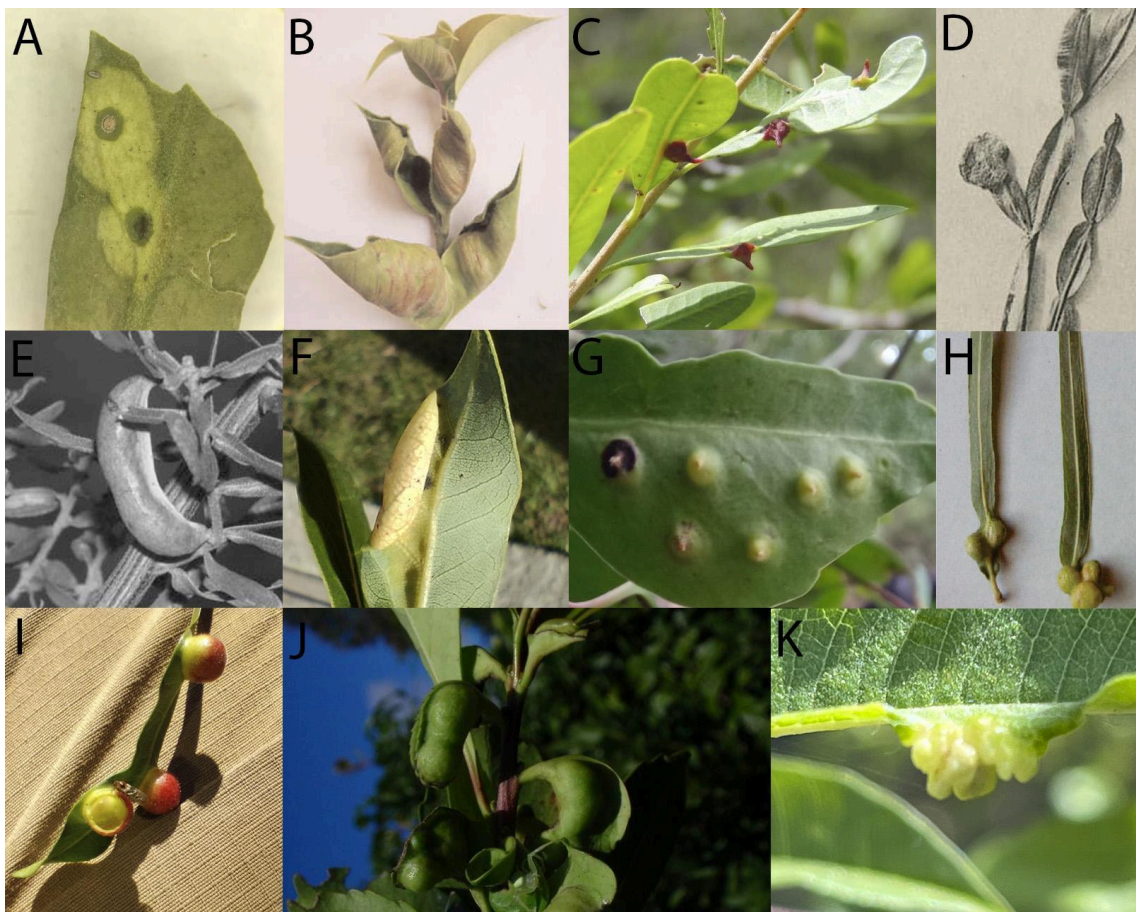


Figura II-10. Morfotipos de agallas presentes en la Argentina. (A) en forma de fosa; (B) ampolla (tomada de Burckhardt, Queiroz, Marsaro Jr., et al., 2012); (C) cónica; (D) discoidal (tomada de Tavares, 1917); (E) elíptica (tomada de Burckhardt et al., 2004); (F) enrollada; (G) en forma de tetina; (H) esférica (tomada de Agudelo et al., 2017); (I) hemisférica; (J) rulo (tomada de Ohashi et al., 2018); (K) tubular.

Existen tres tipos de agallas de las cuales no fue especificada la forma o no hay imágenes, razón por la cual no se incluyen en la lista anterior ni en la figura. Éstas son agallas en las cabezas florales, en forma de bolsillo en los márgenes de las hojas y una deformación en el extremo de la hoja.

El conocimiento de las especies presentes en el país es escaso y fragmentario debido a la dificultad del estudio de estos insectos por su pequeño tamaño y fragilidad, y por sus diferentes modos de vida. Por esta razón el **objetivo** de este capítulo es estudiar las especies de Psylloidea presentes en la Argentina, aportando nuevos datos y recopilando los ya conocidos sobre su biología, taxonomía, plantas hospederas y distribución geográfica.

MATERIALES Y MÉTODOS

Para la realización de este trabajo se estudiaron cerca de 1.200 ejemplares procedentes de diferentes regiones de la Argentina. Parte del material pertenece a las colecciones del Museo de La Plata (MLP), el Museo Argentino de Ciencias Naturales “Bernardino Rivadavia”, Buenos Aires (MACN) y el Museo de Historia Natural, Basilea, Suiza (NHMB) (Fig. II-11A). Por otra parte, se han obtenido ejemplares de colectas realizadas en las provincias de Buenos Aires (La Plata y alrededores, Las Toninas, Magdalena), Entre Ríos (Concordia, Parque Nacional El Palmar) y Río Negro (San Carlos de Bariloche) que serán depositados en la Colección Entomológica del Museo de La Plata al finalizar este trabajo de tesis. También se ha estudiado material enviado por colegas desde diferentes institutos y Universidades del país: el Dr. Juan José Martínez (Universidad Nacional de La Pampa), el Ing. Federico D’Hervé (SENASA, Río Negro), el Dr. Juan P. Bouvet (INTA Concordia, Entre Ríos), las Dra. María Fernanda López Armengol y Lic. Cecilia Gittins (CIPAF, INTA Neuquén), y el Dr. Nicolás Kuzmanich (Universidad Nacional de Córdoba), entre otros.

Para los muestreos se utilizaron diferentes métodos de colecta. Se utilizó un aspirador manual (Fig. II-11B) y se realizaron golpeteos sobre cuadro de lona de 1mx1m en ramas grandes sobre las plantas para la colecta de adultos e inmaduros de

diferentes grupos, así como especies asociadas. En ocasiones, se colocaron bolsas de voile (Fig. II-11C) atadas mediante precintos para poder confinar ramas de la planta hospedera con un mismo tipo de agalla y así obtener la asociación entre la especie de psílido y el tipo de agalla.

Para el estudio apropiado de los caracteres morfológicos de los especímenes se emplearon distintas técnicas específicas de preparación y conservación del material: (a) conservación de los ejemplares en etanol 70%; (b) secado del material en punto crítico, para mantener la estructura y flexibilidad de los ejemplares, ya que los psílicos (así como otros grupos de insectos poco esclerotizados) tienden a colapsar al ser secados a temperatura ambiente; (c) secado de material a temperatura ambiente, puesto que de esta manera el material mantiene el color; y (d) realización de preparaciones microscópicas (Fig. II-11F). Para este último punto se siguió el protocolo de Queiroz et al. (2017), con algunas modificaciones propias y otras que surgieron de conversaciones con el Dr. Daniel Burckhardt (Fig. II-11D). El procedimiento se detalla a continuación:

- Al ejemplar en etanol 70% se le extraen las alas anteriores y posteriores con una minucia (palillo de dientes con alfiler entomológico fino en la punta) y se colocan en el lado derecho del portaobjetos sobre una gota de bálsamo de Canadá al 85% y aceite de clavo al 15%. Esto mantiene la estructura de las alas y evita que se plieguen durante el montaje.
- Una vez desprovisto de las alas, comienza el proceso de clarificación del ejemplar. Se sumerge en un tubo con hidróxido de potasio al 10% (10% KOH) y se coloca en un vaso de precipitado con agua caliente (80°C) a baño maría durante algunas horas (esto depende del estado en que se encuentre el material).
- Cuando el ejemplar se encuentra clarificado, se retira del KOH y se lava en agua destilada caliente entre dos y tres veces durante 30 segundos.
- Posteriormente se coloca en etanol 70% durante una hora aproximadamente y luego se lo lleva a 100% gradualmente, extrayendo y agregando concentraciones cada vez mayores de etanol 100%.

- En etanol 100% se lo disecciona en cinco partes utilizando minucias: cabeza, protórax, mesotórax, metatórax y abdomen.
- Se coloca otra gota de bálsamo y aceite de clavo a la izquierda en el portaobjetos, y se transfieren las estructuras, ubicándolas de la siguiente manera: mesotórax (extremo superior izquierdo), cabeza+protórax (extremo superior derecho), metatórax (extremo inferior izquierdo) y abdomen (extremo inferior derecho).
- Luego se cubren las dos gotas de bálsamo, la que lleva las alas con cubreobjetos circular de 6mm y la que tiene el resto de las estructuras con un cubreobjetos cuadrado de 18 x 18 mm, con un pequeño trozo de plastilina en cada uno de los extremos del cubreobjetos, para que la superficie quede pareja.
- Por último, se sellan con bálsamo todos los laterales, se pone una etiqueta en el extremo derecho del portaobjetos con los datos correspondientes al material y se seca en una estufa (Marne, modelo C-2) a 40°C por 3-4 semanas.

Además, se tomaron fotografías de algunos de los especímenes y estructuras con una cámara Leica DFC295 acoplada a una lupa Leica S8APO estereoscópica (Fig. II-11E) y a un microscopio Biotraza XSZ146AT. Posteriormente se realizaron los montajes de las fotografías (apilado) utilizando el software Helicon Focus (Version 6.7), y se editaron con Photoshop (versión 2017).

Una de las dificultades presentadas al momento de trabajar con el grupo es su diminuto tamaño y fragilidad, así como la rápida pérdida de color, lo que conlleva a la necesidad de conocer y utilizar técnicas y diferentes modos de conservación para su correcto estudio. Cada especie debe ser conservada, en lo posible, en preparados microscópicos, en seco y en etanol 70%. Los inmaduros se deshidratan rápidamente ya que están poco esclerotizados, lo cual dificulta mucho su conservación y montaje.

El apropiado montaje y conservación permite la correcta identificación de los géneros y especies, utilizando descripciones y claves dicotómicas como las presentes en Burckhardt (2008); Burckhardt & Queiroz (2017); Muddiman et al. (1992); entre otras.

La clasificación adoptada en este capítulo es la presentada en Burckhardt et al. (2021). Cabe aclarar que hay familias y subfamilias que no se encuentran subdivididas en categorías inferiores, por lo que no se van a mencionar en la lista brindada a continuación. Para cada una de las especies se incluyó la distribución completa, excepto en los casos en donde estas abarcaban gran cantidad de países. Para estos casos se nombraron los continentes donde se distribuyen y solamente se detallan los países correspondientes a Sudamérica. Se toma el nombre de las especies de plantas hospederas como aparece en la bibliografía citada asociada al psílido, y se incluyen todas las especies conocidas. La biología se menciona en las especies inductoras de agallas o formadoras de escudos, el resto de las especies son de vida libre o se desconoce su modo de vida. En el material examinado el formato de fecha fue homogeneizado para evitar confusiones. En los casos en que en los ejemplares no se aclaran los datos de colección, éstos serán depositados en la Colección Entomológica del Museo de La Plata. Se adjudicaron las siguientes siglas dependiendo el estado de conservación del material: PM= preparado microscópico, MS= material seco, MA= material en alcohol 70%.



Figura II-11. (A) Material de colección; (B) aspirador manual; (C) bolsas de voile confinando ramas de la planta; (D) conversación con el Dr. Daniel Burckhardt; (E) utilización de lupa estereoscópica con cámara adosada; (F) preparado microscópico.

RESULTADOS

A continuación, se presenta una lista de las especies de Psylloidea presentes en la Argentina, la cual incluye distribución, planta hospedera, información sobre su biología, material examinado y comentarios pertinentes de las diferentes especies.

APHALARIDAE

APHALARINAE

Aphalarini

Aphalara Foerster

El género *Aphalara* presenta una distribución atípica, encontrándose principalmente en la zona templada del hemisferio norte y contando sólo con cuatro especies en el Neotrópico (Burckhardt et al., 2020). Burckhardt (1987a) informó sobre un solo ejemplar de este género en la Argentina, sugiriendo que podría haber sido introducido desde América del Norte. Por otro lado, Burckhardt et al. (2020) plantea que, dado los registros de Brasil, esta podría ser su distribución natural.

Aphalara ritteri Burckhardt, Cort & Queiroz, 2020

Distribución: Brasil (Burckhardt et al., 2020) y Argentina: Santa Fe, Buenos Aires (nuevo registro en el país).

Planta hospedera: *Persicaria hydropiperoides* (Michx.) Small, *P. maculosa* Gray, *P. punctata* (Elliott) Small (Polygonaceae) (Burckhardt et al., 2020).

Biología: los inmaduros inducen agallas enrolladas en las hojas (Burckhardt et al., 2020).

Comentarios: dentro del género *Aphalara*, esta especie es la única registrada en Sudamérica y está ampliamente distribuida en el sur de Brasil, por lo cual es probable que sea nativa, dado que está asociada con plantas hospederas

nativas (Burckhardt et al., 2020). El material examinado de la Argentina no tiene información sobre la planta hospedera, pero al encontrarse estas especies de plantas en el país (dos de ellas nativas) (POWO, 2025), probablemente estén asociadas a estos hospedadores.

Material examinado: **ARGENTINA. Buenos Aires.** 1 ♂; 10-iv-1913; J. Brèthes col. (**MACN, MS**). **Santa Fe.** Reconquista; 4 ♂, 1 ♀; 26-xi-1939; Biraben-Bezzi cols. (**MLP, MS**). Vera; 4 ♂; 24-xi-1939; Biraben-Bezzi cols. (**MLP, MS**).

***Aphalara* sp.**

Distribución: Argentina: Tucumán (Burckhardt, 1987a).

Planta hospedera: desconocida (Burckhardt, 1987a).

Comentarios: Burckhardt (1987a) aclara que cuenta con un solo espécimen hembra, y como los machos son necesarios para la identificación no se atribuyó a ninguna especie. Este material se encuentra perdido, por lo que no pudo ser corroborada su identidad ni asociación a *A. ritteri* (Burckhardt et al., 2020).

***Gyropsylla* Brèthes**

***Gyropsylla spegazziniana* (Lizer, 1919)**

Distribución: Brasil, Paraguay y Argentina: Misiones (Burckhardt, 2008).

Planta hospedera: *Ilex paraguariensis* A. St. Hil. (Aquifoliaceae) (Burckhardt, 2008).

Biología: induce agallas en rulo o enrolladas en las hojas (Burckhardt, 2008).

Comentarios: se considera una importante plaga de yerba mate, *I. paraguariensis* (Burckhardt, 2008).

Material examinado: **ARGENTINA. Misiones.** San Ignacio; 7 ♂, 9 ♀; 8-xii-1941; Biraben-Bezzi cols. (**MLP, MS**). 2 ♂, 4 ♀, 1 inmaduro, 2 ind. sin abdomen; i-1921; J-Ruiz col. (**MACN, MS**).

RHINOCOLINAE

Leurolophus Tuthill

Leurolophus oriformae Burckhardt & Basset, 2000 (Fig. II-12A)

Distribución: Brasil, Uruguay y Argentina: Misiones (Burckhardt & Basset, 2000), Entre Ríos (nuevo registro).

Planta hospedera: *Lithraea molleoides* (Vell.) Engl. (Anacardiaceae) (Burckhardt & Basset, 2000).

Material examinado: **ARGENTINA. Entre Ríos.** Concordia, Estación Experimental INTA; 30 ♂, 35 ♀; S31.3577°, W58.1189°; 53 m s.n.m.; 16-iii-2020; Bouvet col.; sobre *Lithraea molleoides* (MA). 2 ♀; mismos datos, excepto 29-x-2021, Bouvet & Balyotte cols.; sobre *Myrsine laetevirens*.

Tainarys Brèthes

Tainarys maculipectus Burckhardt & Basset, 2000

Distribución: Chile y Argentina: Mendoza (Burckhardt & Basset, 2000).

Planta hospedera: *Schinus johnstonii* F.A. Barkley, *S. polygama* (Cav.) Cabrera (Anacardiaceae) (Burckhardt & Queiroz, 2017).

Biología: induce agallas enrolladas irregulares en las hojas (Burckhardt & Queiroz, 2017).

Tainarys schini Brèthes, 1920 (Fig. II-12B)

Distribución: Uruguay y Argentina: Buenos Aires (Burckhardt & Queiroz, 2017), Entre Ríos (nuevo registro).

Planta hospedera: *Schinus longifolia* (Lindl.) Speg. (Anacardiaceae) (Burckhardt & Queiroz, 2017).

Biología: produce enrollamiento en forma de barril en el margen de las hojas (Burckhardt & Queiroz, 2017).

Material examinado: **ARGENTINA. Buenos Aires.** Magdalena, Reserva Natural El Destino; 2 inmaduros; S35.1288°, W57.3869°; 10 m s.n.m.; 19-ii-2020; Baliotte col.; sobre *Schinus longifolia* (MA). 6 ♂, 18 ♀; mismos datos, excepto 25-ii-2022 (MA, PM). **Entre Ríos.** Concordia, Estación Experimental INTA; 2 ♂, 1 ♀; S31.3577°, W58.1189°; 53 m s.n.m.; 16-iii-2020; Bouvet col.; sobre *Lithraea molleoides* (MA). Parque Nacional El Palmar, Mirador Arroyo Los Loros; 17 ♂, 20 ♀, 25 inmaduros; S31.8641°, W58.2293°; 21 m s.n.m.; 30-x-2021; Baliotte col.; sobre *Schinus longifolia* (MA).

Tainarys sordida Burckhardt, 1987a

Distribución: Chile y Argentina: Buenos Aires (Kuzmanich et al., 2015), Córdoba, Mendoza, Río Negro (Burckhardt & Queiroz, 2017).

Planta hospedera: *Schinus fasciculata* (Grieseb.) Johnston, *S. johnstonii*, *S. latifolia* (Gillies) Engler, *S. montana* (Philippi) Engler, *S. patagonica* (Phil.) I.M.Johnst. ex Cabrera, *S. polygama*, *S. velutinus* (Turcz.) I.M. Johnst. (Burckhardt & Queiroz, 2017), *S. longifolia* (Anacardiaceae) (Kuzmanich et al., 2015)

Biología: induce agallas enrolladas irregulares en las hojas o arrugamiento de las hojas jóvenes (Burckhardt & Queiroz, 2017).

Comentarios: Kuzmanich et al. (2015) reportaron agallas en las hojas de *S. longifolia* en la Argentina (Buenos Aires) que atribuyeron a *T. sordida*. Este registro es dudoso y puede referirse a otra especie relacionada (Burckhardt & Queiroz, 2017).

Material examinado: **ARGENTINA. Río Negro.** Las Perlas; 1 ♂; 17-iv; López Armengol col.; sobre *Schinus johnstonii* (MA).

Tainarys venata Burckhardt & Basset, 2000

Distribución: Chile y Argentina: Mendoza (Burckhardt & Queiroz, 2017), Río Negro (nuevo registro).

Planta hospedera: *Schinus johnstonii*, *S. polygama* (Anacardiaceae) (Burckhardt & Queiroz, 2017).

Material examinado: **ARGENTINA. Río Negro.** Las Perlas; 3 ♂, 2 ♀; 12-xii-2012; López Armengol col.; sobre *Larrea cuneifolia* (MA). 1 ♀; mismos datos, excepto 20-v, sobre *Schinus johnstonii*. 1 ♀; mismos datos, excepto 3-x-2017; sobre *Ephedra ochreatea*.

SPONDYLIASPIDINAE

Ctenaritainini

Ctenarytaina Ferris & Klyver

Ctenarytaina eucalypti (Maskell, 1890)

Distribución: África, Asia, Australia, Europa y América (Burckhardt & De Queiroz, 2012). En Sudamérica se encuentra en Colombia, Perú, Bolivia, Brasil, Chile, Uruguay (Burckhardt & Queiroz, 2023) y Argentina: Jujuy, Entre Ríos, Buenos Aires (Baliotte et al., 2025).

Planta hospedera: *Eucalyptus* spp. (Burckhardt & De Queiroz, 2012), en la Argentina principalmente en *Eucalyptus globulus* Labill. (Myrtaceae) (Bouvet, 2011).

Comentarios: esta especie es nativa de Australia, e introducida en África, América, Asia y Europa (Burckhardt & De Queiroz, 2012). Se considera una importante plaga de *Eucalyptus* (Burckhardt, 2008).

Material examinado: **ARGENTINA. Entre Ríos.** Concordia, Estación Experimental INTA; 3 ♂, 5 ♀; S31.3577°, W58.1189°; 53 m s.n.m.; 3-x-2007; Bouvet col.; sobre *Eucalyptus camaldulensis* (MA).

Ctenarytaina spatulata Taylor, 1997 (Fig. II-12C)

Distribución: Europa, Australia y América (Burckhardt & De Queiroz, 2012). En Sudamérica se encuentra en Brasil, Uruguay y Argentina: Jujuy, Entre Ríos (Baliotte et al., 2025).

Planta hospedera: *Eucalyptus* spp. (Burckhardt & De Queiroz, 2012), en la Argentina principalmente en *Eucalyptus grandis* W.Hill ex Maiden (Myrtaceae) (Bouvet, 2011).

Comentarios: esta especie es nativa de Australia, e introducida en América y Europa (Bouvet, 2011; Burckhardt & De Queiroz, 2012). Se considera una importante plaga de *Eucalyptus* (Burckhardt, 2008).

Material examinado **ARGENTINA. Entre Ríos.** Concordia, Estación Experimental INTA; 3 ♂, 3 ♀; S31.3577°, W58.1189°; 53 m s.n.m.; 3-x-2007; Bouvet col.; sobre *Eucalyptus grandis* (MA). 2 ♂, 3 ♀; mismos datos, excepto 15-xi-2007 (MS).

Spondyliaspidini

***Blastosylla* Taylor**

Blastosylla occidentalis Taylor, 1985

Distribución: África, Asia, Australia, Europa y América (Burckhardt & De Queiroz, 2012). En Sudamérica se encuentra en Brasil, Chile, Uruguay (Burckhardt &

Queiroz, 2023) y Argentina: Jujuy, Santiago del Estero, Entre Ríos (Baliotte et al., 2025).

Planta hospedera: *Eucalyptus* spp. (Myrtaceae) (Bouvet, 2011; Burckhardt & Queiroz, 2023).

Comentarios: esta especie es nativa de Australia, e introducida en África, América, Asia y Europa (Bouvet, 2011; Burckhardt & De Queiroz, 2012).

Material examinado: **ARGENTINA. Entre Ríos.** Concordia, Estación Experimental INTA; 1 ♀; S31.3577°, W58.1189°; 53 m s.n.m.; 3-x-2007; Bouvet col.; sobre *Eucalyptus grandis* (MA).

***Glycaspis* Taylor**

***Glycaspis brimblecombei* Moore, 1964 (Fig. II-12D)**

Distribución: África, Australia, Europa y América (Burckhardt & De Queiroz, 2012). En Sudamérica se encuentra en Colombia, Venezuela, Ecuador, Perú, Brasil, Paraguay, Chile, Uruguay (Benítez Díaz & Colmán Argaña, 2014; Burckhardt et al., 2008; Crosa, s. f.; Rodas Ávalos et al., 2021; Rosales et al., 2008) y Argentina: Jujuy, Tucumán, Santiago del Estero, San Juan, Mendoza, Entre Ríos, Buenos Aires, Río Negro (Baliotte et al., 2025).

Planta hospedera: *Eucalyptus* spp. (Burckhardt & De Queiroz, 2012), en la Argentina principalmente sobre “eucaliptos colorados”: *Eucalyptus camaldulensis* Dehnh., *E. grandis* y *E. saligna* Sm. (Myrtaceae) (Bouvet, 2011).

Biología: forma un escudo (cobertura protectora de color blanca de forma cónica), compuesto por ceras y azúcares cristalizados (Bouvet, 2011).

Comentarios: esta especie es nativa de Australia, e introducida en África, América y Europa (Bouvet, 2011; Burckhardt & De Queiroz, 2012). Se considera una importante plaga de *Eucalyptus* (Bouvet, 2011).

Material examinado: **ARGENTINA. Buenos Aires.** La Plata, Bosque; 7 ♂, 4 ♀; S34.9097°, W57.9386°; 24 m s.n.m.; 12-viii-2019; Baliotte col.; sobre *Eucalyptus*

sp. (MA, PM). **Entre Ríos**. Concordia, Estación Experimental INTA; 3 ♂, 1 ♀; S31.3577°, W58.1189°; 53 m s.n.m.; 14-xii-2007; Bouvet col.; sobre *Eucalyptus camaldulensis* (MS).

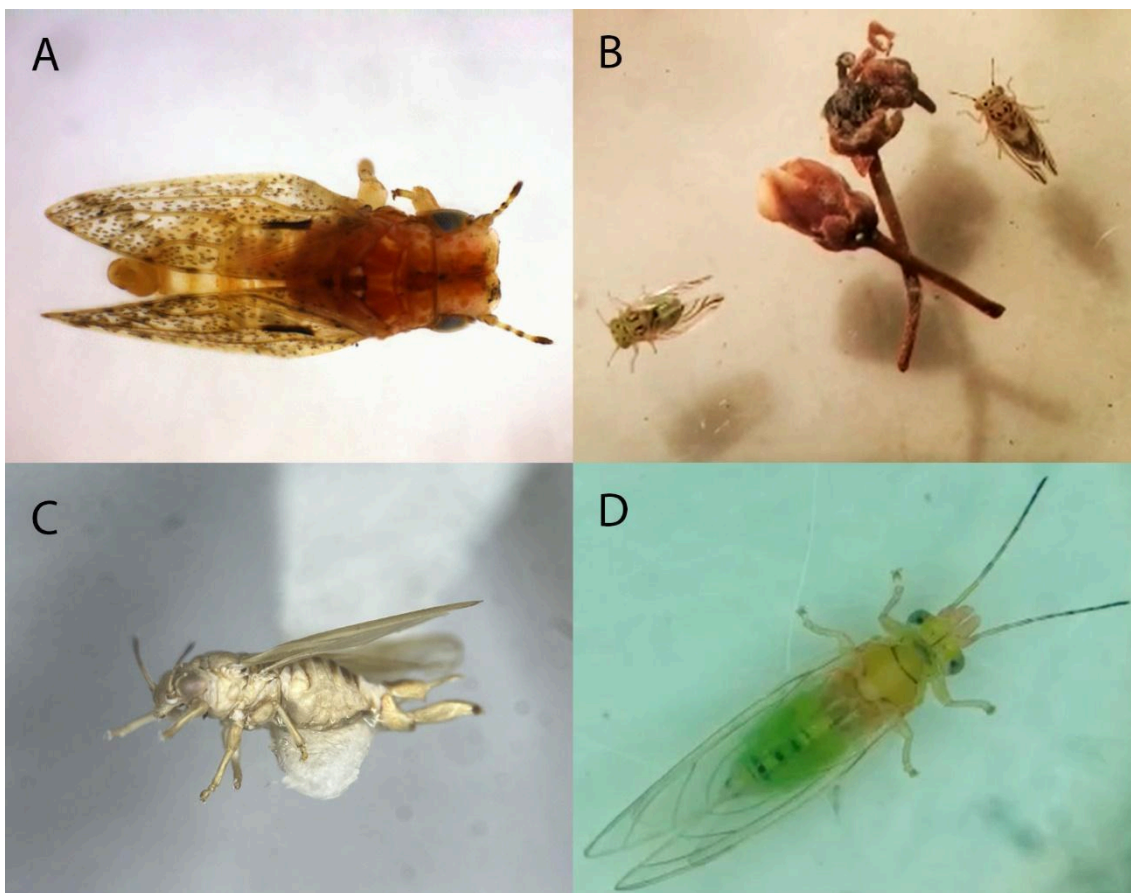


Figura II-12. APHALARIDAE. (A) *Leurolophus oriformae*; (B) *Tainarys schini*; (C) *Ctenarytaina spatulata*; (D) *Glycaspis brimblecombei*.

CALOPHYIDAE

CALOPHYINAE

Calophya Löw

Calophya andina Burckhardt & Basset, 2000

Distribución: Chile (Burckhardt & Basset, 2000) y Argentina: Buenos Aires, Mendoza, Río Negro, Chubut (Burckhardt, 2008).

Planta hospedera: *Schinus fasciculata*, *S. montana* (Anacardiaceae) (Burckhardt, 2008).

Biología: induce agallas en forma de tetina en las hojas, y presenta pelos alrededor del poro de apertura (Burckhardt, 2008; Burckhardt & Basset, 2000).

Material examinado: **ARGENTINA. Río Negro.** San Carlos de Bariloche, Cerro Campanario; 1 ♀; S41.0710°, W71.4783°; 888 m s.n.m.; 28-v-2023; Baliotte col.; sobre *Schinus patagonica* (MA).

Calophya catillicola Burckhardt & Basset, 2000

Distribución: Argentina: Córdoba (Malcolm et al., 2015), Mendoza (Burckhardt & Basset, 2000).

Planta hospedera: *Schinus fasciculata* (Malcolm et al., 2015), *S. johnstonii* (Anacardiaceae) (Burckhardt, Cuda, et al., 2018).

Biología: induce agallas en forma de fosa en las hojas (Burckhardt & Basset, 2000).

Comentarios: Burckhardt, Cuda, et al. (2018) aclaran que la mención de *S. fasciculata* en la Argentina de Burckhardt & Basset (2000), corresponde a *S. johnstonii*.

Calophya clausa Burckhardt & Basset, 2000

Distribución: Chile y Argentina: Río Negro (Burckhardt & Basset, 2000).

Planta hospedera: *Schinus kauselii* F.A. Barkley, *S. montana*, *S. patagonica* (Anacardiaceae) (Burckhardt, 2008).

Biología: induce agallas en forma de tetina en las hojas, y presenta pelos alrededor del poro de apertura (Burckhardt, 2008; Burckhardt & Basset, 2000).

Calophya clavuligera Burckhardt & Basset, 2000

Distribución: Bolivia, Brasil, Paraguay, Uruguay y Argentina: Salta, Catamarca, Misiones, Corrientes, Córdoba (Burckhardt & Basset, 2000).

Planta hospedera: *Lithrea brasiliensis* Marchand, *L. molleoides* (Anacardiaceae) (Burckhardt & Basset, 2000).

Biología: induce agallas en forma de fosa en las hojas (Burckhardt & Basset, 2000).

Calophya duvauae (Scott, 1882) (Fig. II-13A)

Distribución: Brasil, Uruguay (Burckhardt & Basset, 2000) y Argentina: Córdoba, La Pampa, Buenos Aires (Burckhardt, 2008; Malcolm et al., 2015), Entre Ríos (nuevo registro).

Planta hospedera: *Schinus fasciculata* (Burckhardt & Basset, 2000), *S. longifolia* (Anacardiaceae) (Kuzmanich et al., 2015).

Biología: induce agallas hemisféricas en las hojas de *S. longifolia* y cónicas sobre *S. fasciculata* (Burckhardt & Basset, 2000; Malcolm et al., 2015).

Material examinado: **ARGENTINA. Buenos Aires.** Magdalena, Reserva Natural El Destino; 52 inmaduros; S35.1343°, W57.3892°; 10 m s.n.m.; 13-xii-2019; Baliotte col.; sobre *Schinus longifolia* (MA). 2 ♂, 9 ♀, 1 inmaduro; mismos datos, excepto 15.ix.2022. 10 ♂, 12 ♀, 12 inmaduros; mismos datos, excepto 15.ix.2022, S35.1288°, W57.3869°. 1 ♂; 30-x-1919; J. Brèthes col. (**MACN, MS**). **Entre Ríos.** Parque Nacional El Palmar, Mirador Arroyo Los Loros; 1 ♀, 1 inmaduro; S31.8641°, W58.2293°; 21 m s.n.m.; 30-x-2021; Baliotte col.; sobre *Schinus longifolia* (MA). **La Pampa.** Toay; 13 ♂, 13 ♀, 38 inmaduros; S36.6548°, W64.3553°; 187 m s.n.m.; 5-i-2020; Martínez col.; sobre *Schinus fasciculata* (MA).

Calophya gallifex (Kieffer & Jörgensen, 1910)

Distribución: Argentina: Buenos Aires (Kuzmanich et al., 2015), Mendoza (Burckhardt & Basset, 2000).

Planta hospedera: *Schinus fasciculata* (Burckhardt & Basset, 2000), *S. longifolia* (Anacardiaceae) (Kuzmanich et al., 2015).

Biología: induce agallas cónicas en los márgenes de las hojas (Burckhardt & Basset, 2000).

Comentarios: Kieffer & Jörgensen (1910) describen la agalla y el inmaduro para Mendoza. Burckhardt & Basset (2000) mencionan que los registros hallados en la Región de Buenos Aires por Tavares (1915), Lizer (1943) y Lizer & Molle (1945) pueden corresponder a una especie nueva, ya que los especímenes no serían iguales a los de Mendoza. Las agallas que describen Kuzmanich et al. (2015) en Buenos Aires sobre *S. longifolia* como pertenecientes a *C. gallifex*, probablemente se refieran a la especie nueva mencionada por Burckhardt & Basset (2000). En muestreos realizados en La Reserva Natural El Destino (Magdalena) sobre *S. longifolia* (Cap.3) se colectaron estas agallas y los respectivos adultos, los cuales pertenecen a una nueva especie que se describirá en un futuro con la correspondiente revisión del género, por el momento se la nombra como *Calophya* sp. n. 1.

Calophya orbicola Burckhardt & Basset, 2000

Distribución: Argentina: Mendoza (Burckhardt & Basset, 2000).

Planta hospedera: *Schinus fasciculata* (Anacardiaceae) (Burckhardt & Basset, 2000).

Biología: induce agallas esféricas o discales en las hojas (Burckhardt & Basset, 2000).

Calophya patagonica Burckhardt & Basset, 2000

Distribución: Chile y Argentina: Río Negro, Chubut (Burckhardt & Basset, 2000).

Planta hospedera: *Schinus patagonica* (Anacardiaceae) (Burckhardt & Basset, 2000).

Biología: induce agallas planas en forma de disco en las hojas. El orificio de apertura carece de pelos (Burckhardt & Basset, 2000).

Calophya schini Tuthill, 1959

Distribución: España, Portugal, Sudáfrica, Nueva Zelanda, Estados Unidos, México, Colombia, Perú, Bolivia, Chile y Argentina: Salta, Jujuy, Mendoza (Burckhardt & Basset, 2000; Sánchez-García & Pérez-Gómez, 2022), Buenos Aires (nuevo registro).

Planta hospedera: *Schinus molle* L. (Burckhardt & Basset, 2000), *S. areira* L. (nuevo registro) (Anacardiaceae).

Biología: induce agallas en forma de fosa en las hojas, pecíolos, ramitas y botones florales (Burckhardt & Basset, 2000).

Comentarios: esta especie es nativa de Bolivia y Perú, e introducida en África, distintos países de América, Europa y Nueva Zelanda (Burckhardt & Basset, 2000; Sánchez-García & Pérez-Gómez, 2022). En esta tesis se considera *S. areira* como planta hospedera debido a que se hallaron agallas en las hojas, donde se ubican los inmaduros. Burckhardt & Basset (2000) consideraron a *S. molle* y *S. areira* como sinónimos debido a la problemática de las especies. Sin embargo, en trabajos posteriores, son consideradas especies diferentes (Sánchez-García & Pérez-Gómez, 2022; Zapater et al., 2018). Por tal motivo, es necesario realizar un relevamiento de las citas de plantas hospederas de esta especie para establecer la correcta asociación. Se considera plaga de *S. molle* (Burckhardt, 2008).

Material examinado: **ARGENTINA. Buenos Aires.** La Plata; 1 ♂, 20 agallas; S34.9133°, W57.9791°; 10 m s.n.m.; 24-xi-2020; Baliotte col.; sobre *Schinus areira* (MA).

***Calophya* sp. n. 1**

Distribución: Argentina: Buenos Aires.

Planta hospedera: *Schinus longifolia* (Anacardiaceae).

Biología: induce agallas cónicas en las hojas.

Comentarios: esta especie será descrita en la revisión del género, que actualmente se está llevando a cabo junto con el especialista Dr. Daniel Burckhardt.

Material examinado: **ARGENTINA. Buenos Aires.** Magdalena, Reserva Natural El Destino; 8 ♂, 10 ♀, 20 inmaduros; S35.1343°, W57.3892°; 10 m s.n.m.; 1-xi-2022; Baliotte col.; sobre *Schinus longifolia* (MA).

***Calophya* sp. n. 2**

Distribución: Argentina: Buenos Aires.

Planta hospedera: *Schinus longifolia* (Anacardiaceae).

Biología: induce agallas en forma de fosa en las hojas.

Comentarios: esta especie será descrita en la revisión del género, que actualmente se está llevando a cabo junto con el especialista Dr. Daniel Burckhardt.

Material examinado: **ARGENTINA. Buenos Aires.** Magdalena, Reserva Natural El Destino; 11 ♂, 10 ♀, 8 inmaduros; S35.1343°, W57.3892°; 10 m s.n.m.; 1-xi-2022; Baliotte col.; sobre *Schinus longifolia* (MA).

CARSIDARIDAE

CARSIDARINAE

Paracarsidara Heslop-Harrison

Paracarsidara sp.

Distribución: Argentina: Misiones (Burckhardt, 2008).

Planta hospedera: desconocida (Burckhardt, 2008).

LIVIIDAE (primera cita en la Argentina)

LIVIINAE (primera cita en la Argentina)

Klyveria Burckhardt, Serbina & Malenovský

Klyveria setinervis (Burckhardt) (Fig. II-13-B)

Distribución: Brasil, Paraguay (Burckhardt et al., 2024) y Argentina: Entre Ríos (nuevo registro en el país).

Planta hospedera: *Luehea* spp. (Burckhardt et al., 2024), *L. divaricata* Mart. (nuevo registro) (Malvaceae).

Material examinado: **ARGENTINA. Entre Ríos.** Concordia, Estación Experimental INTA; 35 ♂, 35 ♀, 1 inmaduro; S31.3577°, W58.1189°; 53 m s.n.m.; 20-x-2023; Bouvet col.; sobre *Luehea divaricata* (MA).

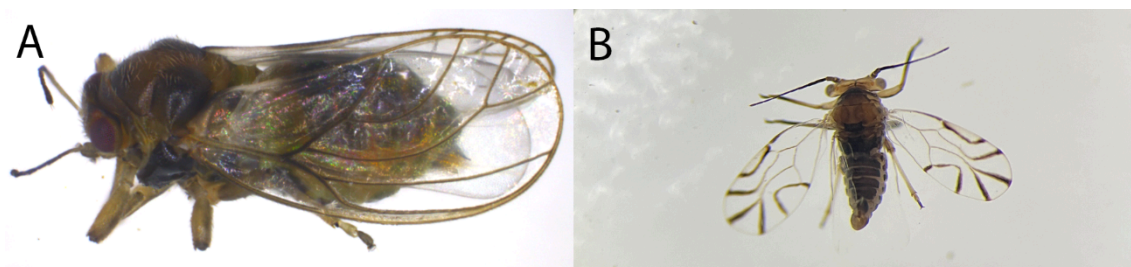


Figura II-13. CALOPYIDAE. (A) *Calophya duvauae*. LIVIIDAE. (B) *Klyveria setinervis*.

MASTIGIMATIDAE

***Mastigimas* Enderlein**

***Mastigimas* sp.**

Distribución: Argentina: Misiones (Burckhardt, 2008).

Planta hospedera: desconocida (Burckhardt, 2008).

PSYLLIDAE

ACIZZIINAE (primera cita en la Argentina)

***Acizzia* Heslop-Harrison**

***Acizzia uncatoides* (Ferris & Klyver, 1932) (Fig. II-14A)**

Distribución: África, Asia, Australia, Europa y América. En Sudamérica se encuentra en Colombia, Chile (Taylor et al., 2023) y Argentina: Buenos Aires (nuevo registro en el país).

Planta hospedera: *Acacia* spp., *Albizia* spp. (Fabaceae) (Hollis, 2004).

Comentarios: esta especie es nativa de Australia, e introducida en África, América, Europa y Medio Oriente (Taylor et al., 2023).

Material examinado: **ARGENTINA. Buenos Aires.** Las Toninas; 1 ♂, 3 ♀; S36.4833°, W56.7013°; 5 m s.n.m.; 17-xi-2019; Baliotte col.; sobre *Acacia melanoxylon* (MA). 2 ♂; mismos datos, excepto 11-xii-2019.

APHALAROIDINAE

***Baccharopelma* Burckhardt**

Baccharopelma dracunculifoliae Burckhardt, Espírito-Santo, Fernandes & Malenovský, 2004

Distribución: Brasil, Paraguay y Argentina: Misiones, Buenos Aires (Burckhardt et al., 2004), Entre Ríos (nuevo registro).

Planta hospedera: *Baccharis dracunculifolia* DC. (Asteraceae) (Burckhardt et al., 2004).

Biología: induce agallas elípticas en las hojas (Burckhardt et al., 2004).

Material examinado: **ARGENTINA. Entre Ríos.** Concordia, Estación Experimental INTA; 39 inmaduros; S31.3577°, W58.1189°; 53 m s.n.m.; 1-iv-2020; Bouvet col.; sobre *Baccharis* sp. (MA). 8 ♂, 5 ♀; mismos datos, excepto 16-iii-2020, sobre *Baccharis dracunculifolia*.

Baccharopelma umeropulla Burckhardt, Espírito-Santo, Fernandes & Malenovský, 2004

Distribución: Brasil (Burckhardt et al., 2004). Argentina: Misiones (nuevo registro en el país).

Planta hospedera: *Baccharis myriocephala* DC. (Asteraceae) (Burckhardt et al., 2004).

Biología: como la planta hospedera no tiene hojas verdaderas, las agallas de forma discoide se producen en proyecciones del tallo que son similares a las hojas. No se ha observado dehiscencia de las mismas, sino que el quinto estadio inmaduro excava un orificio de salida en la pared de la agalla para emerger (Burckhardt et al., 2004).

Comentarios: el material examinado no tiene información sobre la planta hospedera, y la planta hospedera en Brasil, *B. myriocephala*, no está presente en la Argentina (POWO, 2025).

Material examinado: **ARGENTINA. Misiones.** Loreto; 1 ♂, 5 ♀ (**MACN, MS**).

***Baccharopelma* sp. n.**

Distribución: Argentina: Buenos Aires.

Planta hospedera: desconocida.

Comentarios: el ejemplar presenta diferencias respecto las especies conocidas, pero debido a que se encontró solo una hembra, se optó por no describir la especie hasta obtener más ejemplares que permitan una correcta diagnosis.

Material examinado: **ARGENTINA. Buenos Aires.** Los Hornos, Estación Experimental Ing. Agr. Julio Hirschhorn; 1 ♀; S34.9819°, W57.9966°; 27 m s.n.m.; 1-iii-2019; Baliotte col.; sobre maleza circundante a lote de arándanos (MA).

***Connectopelma* Šulc**

***Connectopelma liturata* (Blanchard, 1852)**

Distribución: Chile y Argentina: Salta, Río Negro, Chubut (Burckhardt, 1987a, 2008).

Planta hospedera: *Colletia hystrix* Clos, *C. ulicina* Gillies & Hook., *Discaria articulata* (Phil.) Miers, *D. chacaye* (G. Don) Tortosa, *D. nana* (Clos) Benth. & Hook.f. ex Weberb., *D. serratifolia* (Vent.) Benth. & Hook. f. ex Mast., *D. trinervis* (Gillies ex Hook. & Arn.) Reiche, *Retanilla ephedra* (Vent.) Brongn., *R. stricta* Hook. & Arn., *Talguenea quinquenervia* (Gillies & Hook.) I.M.Johnst., *Trevoa trinervis* Miers (Rhamnaceae) (Burckhardt, 2008).

Connectopelma perelegans (Blanchard, 1852)

Distribución: Chile y Argentina: Río Negro, Chubut (Burckhardt, 1987a).

Planta hospedera: *Discaria chacaye*, *D. serratifolia*, *D. trinervis* (Rhamnaceae) (Burckhardt, 2008).

Biología: induce agallas con forma de bolsillo en los márgenes de las hojas (Burckhardt, 2004a).

Connectopelma topali Burckhardt, 1987a

Distribución: Argentina: Río Negro, Chubut (Burckhardt, 2008).

Planta hospedera: *Discaria articulata* (Rhamnaceae) (Burckhardt, 2008).

Connectopelma* sp. cf. *dimorpha

Distribución: Argentina: Chubut (Burckhardt, 2008).

Planta hospedera: desconocida (Burckhardt, 2008).

***Panisopelma* Enderlein**

Panisopelma exiguum Burckhardt, 1987a

Distribución: Argentina: Catamarca, La Rioja, San Juan, San Luis, Mendoza (Burckhardt, 2008; Burckhardt & Ouvrard, 2007), Córdoba, La Pampa, Río Negro (nuevo registro).

Planta hospedera: *Larrea cuneifolia* Cav., *L. divaricata* Cav. (Zygophyllaceae) (Burckhardt, 2008).

Material examinado: **ARGENTINA. Catamarca.** Salado; 2 ♂; 26-ii-1939; Biraben-Scott cols. (**MLP, MS**). Andalgalá; 1 ♂, 1 ♀; 3-iii-1939; Biraben-Scott cols. (**MLP, MS**). **Córdoba.** Serrezuela; 2 ♂, 1 ♀; 18-ii-1939; Biraben-Scott cols.

(MLP, MS). Cruz del Eje; 8 ♂, 22 ♀, 1 ind. sin abdomen; iii-1939; Biraben-Scott cols. (MLP, MS). **La Pampa**. Cerca de Santa Isabel; 8 ♂, 8 ♀; S36.2445°, W66.9216°; 313 m s.n.m.; Martínez col.; sobre *Larrea divaricata* (MA). **La Rioja**. Gobernador Gordillo; 6 ♂, 2 ♀; 18-ii-1939; Biraben-Scott cols. (MLP, MS). **Río Negro**. Las Perlas; 1 ♀; 3-x-2017; López Armengol col.; sobre *Larrea cuneifolia* (MA). 3 ♀; mismos datos, excepto 24-i-2018. 1 ♀; mismos datos, excepto 3-iv. 1 ♀; mismos datos, excepto 20-iii. 1 ♂, 1 ♀; mismos datos, excepto 12-xii-2012. 1 ♂, 3 ♀; mismos datos, excepto 17-iv (MA, MS). 1 ♂; mismos datos, excepto 15-v, sobre *Schinus johnstonii*. 1 ♂; mismos datos, excepto 3-iv, sobre *Schinus johnstonii*. 1 ♂; mismos datos, excepto 17-x-2017, sobre *Ephedra ochreatea*. 1 ♀; mismos datos, excepto 17-iv, sobre *Ephedra ochreatea*.

Panisopelma globosum Burckhardt & Ouvrard, 2007 (Fig. II-14B)

Distribución: Argentina: Tucumán, San Juan, Mendoza, Chubut (Burckhardt & Ouvrard, 2007), Córdoba, La Pampa (nuevo registro).

Planta hospedera: *Larrea divaricata* (Zygophyllaceae) (Burckhardt & Ouvrard, 2007).

Material examinado: **ARGENTINA. Córdoba**. Cruz del Eje; 1 ♂, 2 ♀; iii-1939; Biraben-Scott cols. (MLP, MS). **La Pampa**. Cerca de Santa Isabel; 3 ♂, 6 ♀, 2 inmaduros; S36.2445°, W66.9216°; 313 m s.n.m.; Martínez col.; sobre *Larrea divaricata* (MA).

Panisopelma larreae Burckhardt & Ouvrard, 2007

Distribución: Argentina: San Juan, Mendoza, Chubut (Burckhardt & Ouvrard, 2007).

Planta hospedera: *Larrea nitida* Cav. (Zygophyllaceae) (Burckhardt & Ouvrard, 2007).

Panisopelma penai Burckhardt, 1987a

Distribución: Argentina: Mendoza, Neuquén, Chubut (Burckhardt & Ouvrard, 2007), Río Negro (nuevo registro).

Planta hospedera: *Larrea nitida* (Zygophyllaceae) (Burckhardt & Ouvrard, 2007).

Material examinado: **ARGENTINA. Río Negro.** Lago Limay; 1 ♀; 15-ii-1942; M. Biraben col. (**MLP, MS**). Las Perlas; 1 ♀; 12-xii-2012; López Armengol col.; sobre *Larrea cuneifolia* (MA). 1 ♀; mismos datos, excepto 26-vi.

Panisopelma quadrigibiceps Enderlein, 1910

Distribución: Argentina: Catamarca, La Rioja, San Juan, Mendoza, La Pampa (Burckhardt & Ouvrard, 2007).

Planta hospedera: *Larrea divaricata* (Zygophyllaceae) (Burckhardt & Ouvrard, 2007).

Panisopelma roigi Burckhardt & Ouvrard, 2007

Distribución: Argentina: San Juan, Mendoza, Neuquén, Chubut (Burckhardt & Ouvrard, 2007).

Planta hospedera: *Larrea nitida* (Zygophyllaceae) (Burckhardt & Ouvrard, 2007).

Panisopelma spinosum Burckhardt, 1987a

Distribución: Argentina: Catamarca, La Rioja, Tucumán, Mendoza, Chubut (Burckhardt, 2008; Burckhardt & Ouvrard, 2007).

Planta hospedera: *Larrea divaricata* (Zygophyllaceae) (Burckhardt & Ouvrard, 2007).

***Prosopidopsylla* Burckhardt**

***Prosopidopsylla appendiculata* Burckhardt, 1987a**

Distribución: Argentina: Catamarca, La Rioja, Mendoza, San Luis, La Pampa (Burckhardt, 2008), Santiago del Estero (nuevo registro).

Planta hospedera: *Prosopis chilensis* (Molina) Stuntz, *P. juliflora* (Sw.) DC., *P. nigra* (Griseb.) Hieron., *Prosopis* sp. (Fabaceae) (Burckhardt, 2008).

Material examinado: **ARGENTINA. La Pampa.** Toay; 2 ♂, 2 ♀; S36.6548°, W64.3553°; 187 m s.n.m.; 20-xii-2019; Martínez col.; sobre *Prosopis caldenia* (MA). **Santiago del Estero.** Desvío 50; 2 ♂, 1 ♀; x-1928 (**MACN, MS**).

***Prosopidopsylla atridorsalis* Burckhardt, 1987a**

Distribución: Argentina: Catamarca, Córdoba, Mendoza, San Luis (Burckhardt, 2008).

Planta hospedera: *Prosopis caldenia* Burkart, *P. nigra*, *Prosopis* sp. (Fabaceae) (Burckhardt, 2008).

***Prosopidopsylla flava* Burckhardt, 1987a (Fig. II-14C)**

Distribución: Australia y Argentina: Salta, Santiago del Estero, Catamarca, La Rioja, Córdoba, San Juan, San Luis, Mendoza (Burckhardt, 1987a, 2008), La Pampa (nuevo registro).

Planta hospedera: *Prosopis alba* Griseb., *P. nigra*, *Prosopis* sp. (Burckhardt, 2008), *Prosopis caldenia* (nuevo registro) (Fabaceae).

Comentarios: esta especie ha sido introducida en Australia para el control de mesquite (Burckhardt, 2008). Se considera *P. caldenia* como planta hospedera debido a que se han encontrado momias (inmaduros parasitoidizados inmóviles).

Material examinado: **ARGENTINA. La Pampa.** Toay; 3 ♂, 1 ♀; S36.6548°, W64.3553°; 187 m s.n.m.; 20-xii-2019; Martínez col.; sobre *Prosopis caldenia* (MA). 4 momias; mismos datos, excepto 5-i-2020. **La Rioja.** Iliar; 1 ♀; 1928; Gomez col. (**MACN, MS**).

Prosopidopsylla sphinioides Burckhardt, 1987a

Distribución: Argentina: La Rioja (Burckhardt, 2008).

Planta hospedera: *Prosopis strombulifera* (Lam.) Benth (Fabaceae) (Burckhardt, 2008).

Prosopidopsylla striata Burckhardt, 1987a

Distribución: Argentina: Salta, Tucumán (Burckhardt, 2008).

Planta hospedera: *Acacia caven* (Molina) Molina (Fabaceae) (Burckhardt, 2008).

***Prosopidopsylla* sp.**

Distribución: Argentina: La Rioja, Córdoba (Burckhardt, 2008).

Planta hospedera: *Prosopis alba*, *P. chilensis* (Fabaceae) (Burckhardt, 2008).

***Prosopidopsylla* sp. n.**

Distribución: Argentina: La Rioja.

Planta hospedera: desconocida.

Comentarios: se considera que el ejemplar estudiado es distinto a las especies conocidas, pero siendo un solo macho y en mal estado de conservación, se optó por no describir la especie hasta obtener más especímenes de referencia.

Material examinado: **ARGENTINA. La Rioja.** Iliar; 1 ♂; 1928; Gomez col. (MACN, MS).

Russelliana Tuthill

Russelliana adunca Burckhardt, 1987a

Distribución: Bolivia y Argentina: Chubut (Serbina & Burckhardt, 2017), Neuquén (nuevo registro) (Baliotte, Aquino, Dellapé, et al., 2021).

Planta hospedera: desconocida (Serbina & Burckhardt, 2017).

Material examinado: **ARGENTINA. Neuquén.** Añelo; 1 ♂; S38.3216°, W68.7458°; 396 m s.n.m; 5-x-2019; López Armengol col.; sobre *Larrea divaricata* (MA).

Russelliana bulbosa Burckhardt, 1987a

Distribución: Chile y Argentina: Río Negro (Serbina & Burckhardt, 2017).

Planta hospedera: *Dipyrena juncea* (Gillies & Hook.) Ravenna (Verbenaceae) (Serbina & Burckhardt, 2017).

Russelliana capsici Burckhardt, 1987a

Distribución: Brasil y Argentina: Entre Ríos, Buenos Aires (Serbina & Burckhardt, 2017).

Planta hospedera: *Capsicum annuum* L., *C. chinense* Jacq., *Solanum laxum* Spreng. (Solanaceae) (Kuhn et al., 2023; Serbina & Burckhardt, 2017).

Comentarios: se considera plaga del morrón, *Capsicum annuum* (Burckhardt, Queiroz, Rezende, et al., 2012).

Material examinado: **ARGENTINA. Entre Ríos.** Concordia, Alvear y Alem; 21 ♂, 14 ♀, 35 inmaduros; S31.3490°, W58.0377°; 44 m s.n.m.; 9-iv-2021; Bouvet col. (MA).

Russelliana caunda Serbina & Burckhardt, 2017

Distribución: Bolivia, Chile y Argentina: Jujuy, Mendoza (Serbina & Burckhardt, 2017).

Planta hospedera: *Lycium* cf. *chilense* Bertero (Solanaceae) (Serbina & Burckhardt, 2017).

Russelliana didyma Serbina & Burckhardt, 2017

Distribución: Chile y Argentina: Catamarca, La Rioja, San Juan, Mendoza (Serbina & Burckhardt, 2017).

Planta hospedera: *Lycium chilense* Bertero (Solanaceae) (Serbina & Burckhardt, 2017).

Russelliana dimorpha Serbina & Burckhardt, 2017

Distribución: Argentina: Mendoza (Serbina & Burckhardt, 2017).

Planta hospedera: *Lycium* sp. (Solanaceae) (Serbina & Burckhardt, 2017).

Russelliana fabianae Burckhardt, 1987a

Distribución: Chile y Argentina: Río Negro, Chubut (Serbina & Burckhardt, 2017).

Planta hospedera: *Fabiana imbricata* Ruiz & Pav. (Solanaceae) (Serbina & Burckhardt, 2017).

Russelliana globosa Serbina & Burckhardt, 2017

Distribución: Argentina: Chubut (Serbina & Burckhardt, 2017).

Planta hospedera: desconocida (Serbina & Burckhardt, 2017).

Russelliana intermedia Burckhardt, 1987a

Distribución: Bolivia y Argentina: Jujuy (Serbina & Burckhardt, 2017).

Planta hospedera: desconocida (Serbina & Burckhardt, 2017).

Russelliana maculata Burckhardt, 1987a

Distribución: Bolivia y Argentina: Jujuy (Serbina & Burckhardt, 2017).

Planta hospedera: desconocida (Serbina & Burckhardt, 2017).

Russelliana marionae Burckhardt, 2008

Distribución: Argentina: Mendoza (Serbina & Burckhardt, 2017).

Planta hospedera: *Mulguraea scoparia* (Gillies & Hook.) N. O'Leary & P. Peralta (Verbenaceae) (Serbina & Burckhardt, 2017).

Russelliana mendozae Serbina & Burckhardt, 2017

Distribución: Argentina: Mendoza (Serbina & Burckhardt, 2017).

Planta hospedera: *Adesmia* sp. (Fabaceae) (Serbina & Burckhardt, 2017).

Russelliana nana Serbina & Burckhardt, 2017

Distribución: Argentina: Mendoza (Serbina & Burckhardt, 2017).

Planta hospedera: desconocida (Serbina & Burckhardt, 2017).

Russelliana punctulata Burckhardt, 1987a

Distribución: Argentina: Jujuy (Serbina & Burckhardt, 2017).

Planta hospedera: desconocida (Serbina & Burckhardt, 2017).

Russelliana setosa Serbina & Burckhardt, 2017

Distribución: Argentina: Mendoza (Serbina & Burckhardt, 2017).

Planta hospedera: *Adesmia* sp. (Fabaceae) (Serbina & Burckhardt, 2017).

Russelliana solanicola Tuthill, 1959 (Fig. II-14D)

Distribución: Perú, Bolivia, Brasil, Chile, Uruguay y Argentina: Salta, Jujuy, Tucumán, Catamarca, La Rioja, Córdoba, Mendoza, La Pampa, Río Negro (Serbina & Burckhardt, 2017), Buenos Aires (nuevo registro).

Planta hospedera: *Alternanthera ficoidea* (L.) Sm. (Amaranthaceae), *Daucus carota* L. (Apiaceae), *Baccharis lycioides* J.Rémy, *B. zoellneri* F. H. Hellw. ssp. *minor* F. H. Hellw., *Helenium aromaticum* (Hook.) L. H. Bailey, *Parthenium hysterophorus* L., *Xanthium spinosum* L. (Asteraceae), *Escallonia rosea* Griseb. (Escalloniaceae), *Brugmansia arborea* (L.) Steud., *Datura* sp., *Solanum tuberosum* L. (Solanaceae) (Kuhn et al., 2023; Serbina & Burckhardt, 2017).

Comentarios: *Russelliana solanicola* es la única especie polífaga conocida del hemisferio sur (Serbina et al., 2015). Es originaria de la región de los Andes (centro y oeste de Argentina, Bolivia, Chile y Perú) y probablemente ha sido introducida en el este de Argentina, sur de Brasil y Uruguay (Serbina & Burckhardt, 2017). Se considera una importante plaga de la papa, *Solanum tuberosum* (Serbina et al., 2015).

Material examinado: **ARGENTINA. Buenos Aires.** Mar del Plata; 3 ♂; 5-xii-1938; Biraben-Scott cols. (**MLP, MS**). Los Hornos, Estación Experimental Ing. Agr. Julio

Hirschhorn; 1 ♂; S34.9819°, W57.9966°; 27 m s.n.m.; 4-i-2019; Baliotte col.; sobre maleza circundante a lote de arándanos (MA). **Córdoba**. Marull; 1 ♀; 22-i-1940; Biraben col. (**MLP, MS**).

Russelliana tetraglochin Serbina & Burckhardt, 2017

Distribución: Chile y Argentina: Mendoza (Serbina & Burckhardt, 2017)

Planta hospedera: *Tetraglochin alatum* (Gillies ex Hook. & Arn.) Kuntze (Rosaceae) (Serbina & Burckhardt, 2017).

Russelliana vinculipennis Burckhardt, 1987a

Distribución: Bolivia y Argentina: Jujuy (Serbina & Burckhardt, 2017).

Planta hospedera: desconocida (Serbina & Burckhardt, 2017).

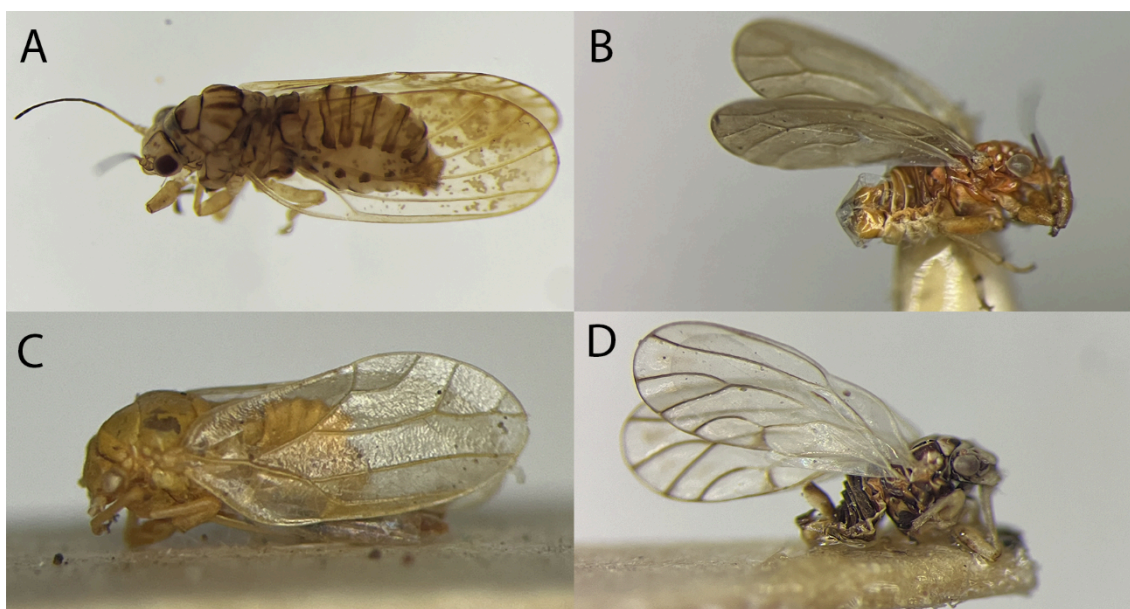


Figura II-14. PSYLLIDAE I. (A) *Acizzia uncatoides*; (B) *Panisopelma globosum*; (C) *Prosopidopsylla flava*; (D) *Russelliana solanicola*.

***Sphinia* Blanchard**

Sphinia colliguajae Burckhardt & Ouvrard, 2001

Distribución: Argentina: Mendoza (Burckhardt & Ouvrard, 2001).

Planta hospedera: *Colliguaja* sp. (Euphorbiaceae) (Burckhardt & Ouvrard, 2001).

Sphinia matilei Burckhardt & Ouvrard, 2001

Distribución: Chile y Argentina: Chubut (Burckhardt & Ouvrard, 2001).

Planta hospedera: desconocida (Burckhardt & Ouvrard, 2001).

***Zonopelma* Burckhardt**

Zonopelma australis Burckhardt, 1987a

Distribución: Chile y Argentina: Río Negro, Tierra del Fuego (Burckhardt, 2008; Burckhardt et al., 2017).

Planta hospedera: *Misodendrum linearifolium* DC., *M. punctulatum* Banks ex DC. (Misodendraceae) (Burckhardt et al., 2017).

CIRIACREMINAE

***Auchmerina* Enderlein**

Auchmerina tuthilli Klimaszewsky, 1962

Distribución: Brasil y Argentina: Misiones (Burckhardt, 2008; Queiroz & Burckhardt, 2021).

Planta hospedera: *Inga striata* Benth. (Fabaceae) (Queiroz & Burckhardt, 2021).

Comentarios: la planta hospedera está registrada en Brasil por Queiroz & Burckhardt (2021). En Argentina según Burckhardt (2008) este psílido se encuentra asociado a plantas de la familia Fabaceae.

***Euceropsylla* Boselli**

***Euceropsylla* sp.**

Distribución: Argentina (Burckhardt, 2008).

Planta hospedera: *Inga* sp. (Fabaceae) (Burckhardt, 2008).

***Euceropsylla* del grupo *russoi* sp. n.**

Distribución: Argentina: Entre Ríos.

Planta hospedera: *Inga uraguensis* Hook. & Arn. (Fabaceae)

Comentarios: los ejemplares estudiados son distintos a las especies conocidas, pero se requiere una revisión del género previa para poder realizar una correcta descripción de la especie (Burckhardt com. pers.).

Material examinado: **ARGENTINA. Entre Ríos.** Concordia; 5 ♂, 3 ♀, 4 inmaduros; 11-iv-2019; Aquino & Bouvet cols.; sobre *Inga uraguensis* (MA, PM).

***Heteropsylla* Crawford**

***Heteropsylla brevigensis* Burckhardt, 1987b**

Distribución: Paraguay y Argentina: Tucumán, La Rioja (Muddiman et al., 1992).

Planta hospedera: desconocida (Burckhardt, 2008).

Heteropsylla caldwelli Burckhardt, 1987b (Fig. II-15A)

Distribución: Costa Rica, Nicaragua, Panamá, Trinidad-Tobago, Colombia, Brasil, Paraguay y Argentina (sin especificar) (Machado et al., 2017; Muddiman et al., 1992): Buenos Aires, Entre Ríos (nuevo registro).

Planta hospedera: *Albizia adinocephala* (Donn. Sm.) Britton & Rose, *A. edwallii* (Hoehne) Barneby & J. W. Grimes, *Enterolobium contortisiliquum* (Vell.) Morong, *E. cyclocarpum* (Jacq.) Griseb., *Senegalia polyphylla* (DC.) Britton & Rose (Fabaceae) (Machado et al., 2017).

Material examinado: **ARGENTINA. Buenos Aires.** La Plata, Facultad de Ciencias Naturales y Museo; 7 ♂, 5 ♀; S34.9077°, W57.9261°; 14 m s.n.m.; 12-xii-2019; Baliotte col.; sobre *Enterolobium contortisiliquum* (MA). **Entre Ríos.** Concordia, Parque San Carlos; 102 ♂, 109 ♀, 166 inmaduros; S31.3699°, W57.9981°; 16 m s.n.m.; 29-x-2021; Bouvet & Baliotte cols.; sobre *Enterolobium contortisiliquum* (MA, PM).

Heteropsylla tenuata Muddiman, Hodkinson & Hollis, 1992 (Fig. II-15B)

Distribución: Brasil (Muddiman et al., 1992) y Argentina: Entre Ríos (nuevo registro en el país) (Baliotte, Aquino, Bouvet, et al., 2021).

Planta hospedera: *Enterolobium contortisiliquum* (Fabaceae) (Baliotte, Aquino, Bouvet, et al., 2021; Muddiman et al., 1992).

Comentarios: el registro de la planta hospedera de Muddiman et al. (1992) era dudoso, y Baliotte, Aquino, Bouvet, et al. (2021) lo confirmaron.

Material examinado: **ARGENTINA. Entre Ríos.** Concordia, Estación Experimental INTA; 6 ♂, 7 ♀, 5 inmaduros; S31.3577°, W58.1189°; 53 m s.n.m.; 10-iv-2019; Bouvet & Aquino cols.; sobre *Enterolobium contortisiliquum* (MA, MS, PM).

***Mitrapsylla* Crawford (primera cita en la Argentina)**

***Mitrapsylla* sp.**

Distribución: Argentina: Misiones (nuevo registro en el país).

Planta hospedera: desconocida.

Comentarios: el género está ampliamente distribuido en Brasil (Rendón-Mera et al., 2020).

Material examinado: **ARGENTINA. Misiones.** Loreto; 1 ♀ (**MACN, MS**).

DIAPHORININAE

***Diaphorina* Löw**

***Diaphorina citri* Kuwayama, 1908 (Fig. II-15C)**

Distribución: África, Asia, Europa (Gran Bretaña y Francia) y América (Baliotte et al., 2025; Ouvrard, 2025; Sétamou et al., 2023). En Sudamérica se encuentra en Venezuela, Colombia, Ecuador, Bolivia, Brasil, Paraguay, Uruguay (Agostini et al., 2015; Baliotte et al., 2025; Chavez et al., 2017) y Argentina: Salta, Jujuy, Tucumán, Santiago del Estero, Catamarca, La Rioja, Formosa, Chaco, Misiones, Corrientes, Entre Ríos, Santa Fe, Buenos Aires (Baliotte et al., 2025; Santadino et al., 2023).

Planta hospedera: *Citrus* spp., *Murraya* spp. (Burckhardt & De Queiroz, 2012), *Helietta apiculata* Benth., *Swinglea glutinosa* (Blanco) Merr. (Rutaceae), *Cordia myxa* L. (Boraginaceae), *Artocarpus heterophyllus* Lam., *Ficus carica* L. (Moraceae), *Archidendron lucidum* (Benth.) I.C.Nielsen (Fabaceae) (Ouvrard, 2025). En la Argentina principalmente en *Citrus* spp. y *Murraya* spp. (Rutaceae) (Agostini et al., 2015; Burckhardt, 2008).

Comentarios: esta especie es nativa de Asia, e introducida en África, América y Europa (Agostini et al., 2015; Ouvrard, 2025; Sétamou et al., 2023). Se considera una importante plaga de diversas especies de *Citrus* (Burckhardt, 2008).

Material examinado: **ARGENTINA. Entre Ríos.** Concordia, Estación Experimental INTA; 51 ♂, 65 ♀; S31.3577°, W58.1189°; 53 m s.n.m.; 14-x-2021; Bouvet col. (cría); sobre *Citrus* sp. (MA, MS, PM).

KATACEPHALINAE

***Katacephala* Crawford**

Katacephala stigmatalis (Blanchard, 1852)

Distribución: Chile y Argentina (Burckhardt, 1987b, 1994a): Río Negro, Chubut, Tierra del Fuego (Burckhardt, 2008).

Planta hospedera: *Luma apiculata* (DC.) Burret (Myrtaceae) (Burckhardt, 1987b).

***Katacephala* sp.**

Distribución: Argentina: Mendoza (Burckhardt, 2008).

Planta hospedera: *Proustia cuneifolia* D.Don (Asteraceae) (Burckhardt, 2008).

***Notophorina* Burckhardt**

Notophorina darwini Burckhardt, 1987b

Distribución: Chile y Argentina: Río Negro (Burckhardt, 1987b, 2008).

Planta hospedera: *Nothofagus pumilio* (Poeppig & Endl.) Krasser (Fagaceae) (Burckhardt, 1987b, 2008).

Notophorina fuegensis (Lizer, 1955)

Distribución: Chile y Argentina: Tierra del Fuego (Burckhardt, 1987b, 2008).

Planta hospedera: *Nothofagus betuloides* (Mirb.) Oerst., *N. nitida* (Phil.) Krasser (Fagaceae) (Burckhardt, 1987b, 2008).

Biología: los inmaduros atrofian los brotes y producen una agregación en forma de copa (Burckhardt, 2004a).

Notophorina fulvitaris Burckhardt, 1987b (Fig. II-15D)

Distribución: Chile y Argentina: Río Negro (Burckhardt, 1987b, 2008), Neuquén (nuevo registro).

Planta hospedera: *Nothofagus betuloides*, *N. dombeyi* (Mirb.) Oerst., *N. nitida* (Fagaceae) (Burckhardt, 1987b, 2008).

Material examinado: **ARGENTINA. Neuquén.** Meliquina; 4 ♀; 1942; M. Biraben col. (**MLP, MS**). **Río Negro.** Bariloche, Llao Llao; 1 ♂, 3 ♀ (**MACN, MS**).

Notophorina magna Burckhardt, 1987b

Distribución: Chile (Burckhardt, 1987b). Argentina: Neuquén, Tierra del Fuego (nuevo registro en el país).

Planta hospedera: *Nothofagus* spp. (Fagaceae) (Burckhardt, 1987b).

Comentarios: el material examinado no tiene información sobre la planta hospedera, pero el género de la planta hospedera en Chile, *Nothofagus*, está presente en la Argentina (POWO, 2025).

Material examinado: **ARGENTINA. Neuquén.** Meliquina; 1 ♂; 1942; M. Biraben col. (**MLP, MS**). **Tierra del Fuego.** Punta María; 12 ♂, 11 ♀; 19-ii-1951; B.A. Torres-L. De Santis cols. (**MLP, MS**).

Notophorina monocentra Burckhardt, 1987b

Distribución: Chile y Argentina: Chubut (Burckhardt, 1987b, 2008).

Planta hospedera: *Escallonia rubra* (Ruiz & Pav.) Pers. (Grossulariaceae) (Burckhardt, 2008).

Biología: induce agallas grandes con forma de ampolla en las hojas (Burckhardt, 2004a).

Notophorina mucronata Burckhardt, 1987b

Distribución: Chile (Burckhardt, 1987b). Argentina: Neuquén (nuevo registro en el país).

Planta hospedera: *Nothofagus* sp. (Fagaceae) (Burckhardt, 1987b).

Comentarios: el material examinado no tiene información sobre la planta hospedera, pero el género de la planta hospedera en Chile, *Nothofagus*, está presente en la Argentina (POWO, 2025).

Material examinado: **ARGENTINA. Neuquén.** Meliquina; 1 ♀; 1942; M. Biraben col. (MLP, MS).

***Notophorina* sp.**

Distribución: Argentina: Chubut (Burckhardt, 2008).

Planta hospedera: *Nothofagus* sp (Fagaceae) (Burckhardt, 2008).

***Notophorina* sp. n.** (Fig. II-15E)

Descripción. Adulto.

Coloración.

Macho. Cabeza castaño claro, conos genales amarillo-blancuzcos; ojos rojizos; artejos antenales 1-2 amarillentos, 3-8 amarillo proximalmente y ocre distalmente, oscureciéndose hacia el ápice, 9 y 10 negros; clípeo amarillo; margen anterior del pronoto negro, el resto amarillo-blancuzco, meso y metatórax castaño claro, ventralmente más amarillento; patas castaño-amarillentas, excepto último tarso de las dos primeras patas castaño más oscuro, meracanto amarillo-blancuzco; alas anteriores homogéneamente infuscadas de color ocre; alas posteriores transparentes; parte dorsal y lateral del abdomen amarillento con castaño claro, parte ventral amarillo-blancuzca; terminalia masculina amarilla. Hembra similar al macho, pero ápices de proctiger y placa subgenital negros.

Morfología.

Cabeza más ancha que el pronoto, y apenas más ancha que el mesoescudo, en vista lateral levemente flexionada, aproximadamente 45° con respecto al eje longitudinal del cuerpo. Vértex trapezoidal, con tubérculos anteorbitales. Genas producidas en procesos genales cónicos, separados ligeramente desde la base, con largas setas. Conos genales 0,52–0,8 veces tan largos como la longitud del vértex. Microescultura con forma de pequeñas espinas en conos genales y vértex. Clípeo en forma de corazón. Rostro corto, 0,3–0,4 veces tan largo como el ancho de la cabeza; segundo segmento 1,6–2 veces tan largo como el tercer segmento. **Antena** 1,1–1,4 veces tan larga como el ancho de la cabeza; antena de 10 artejos, con presencia de rinarias en los artejos 4, 6, 8 y 9; tercer artejo aproximadamente del mismo diámetro que el resto de los artejos flagelares; décimo artejo con dos setas terminales subiguales, la más larga con el ápice aguzado, la más corta truncada apicalmente; longitud relativa de los artejos flagelares 1,0 : 0,3 : 0,1 : 0,1 : 0,1 : 0,1 : 0,1 : 0,1; longitud relativa del décimo artejo con respecto a las setas terminales 1,0 : 1,7 : 1,2.

Tórax con el pronoto con el margen anterior convexo y margen posterior excavado, con dos tubérculos laterales de cada lado. Metacoxa con meracanto cónico bien

desarrollado; metafémur con tres órganos sensoriales ventrales en parte media; metatibia 0,7–0,8 veces tan larga como el ancho de la cabeza, sin espina basal, con 10 espolones; metabasitarso con 2 espolones. **Alas** anteriores ovaladas, 3,0–3,2 veces más largas que el ancho de la cabeza, 2,4–2,5 veces más largas que anchas; pterostigma largo, levemente estrecho y disminuyendo hacia su extremo posterior; vena Rs larga, casi recta, curvada hacia el margen costal en su parte media, bifurcación de la vena M proximal a la línea que conecta los ápices de las venas Rs y Cu_{1a}; vena M₁₊₂ fuertemente curvada; valor de celda m₁ = 2,2–2,5; valor de celda cu₁ = 2,9–3,3; celdas r₂, m₁, m₂ y cu₁ con espínulas radulares apicalmente; espínulas superficiales en todas las celdas, densa e irregularmente espaciadas. Alas posteriores más de tres cuartos del largo del ala anterior, setas costales indistintamente agrupadas (5-2-1).

Terminalia masculina con proctiger 0,5 veces tan largo como el ancho de la cabeza, de base estrecha con ápice angular, con lóbulos posteriores redondeados, cubierto por largas setas. Placa subgenital subglobular, larga, con escasas setas dispersas. Parámero en vista lateral lamelar, de base más ancha, ligeramente curvado hacia atrás; superficie externa con setas finas sobre el margen anterior; superficie interna con setas gruesas sobre el margen anterior y en el ápice, donde son muy densas, con diente esclerotizado subapical. Segmento basal del aedeago estrechamente curvado en la base y recto en el ápice; segmento distal dilatado apicalmente y en forma de gancho, formado por dos dientes; articulación entre ambos segmentos conspicua; tubo final del ducto eyaculatorio curvado.

Terminalia femenina con proctiger 1,0 veces tan largo como el ancho de la cabeza, cubierto por setas largas, margen dorsal casi recto, ápice redondeado y con gran cantidad de setas cortas y gruesas; anillo circumanal oval, 0,2–0,3 tan largo como el proctiger, con doble fila de poros. Placa subgenital cóncava, cubierta por setas largas, 0,7 veces tan larga como el proctiger, apicalmente fina y curvada hacia arriba, con numerosas setas cortas y gruesas. Valva dorsal cuneada; valva ventral estiliforme; valvas laterales elongadas y estriadas, apicalmente redondeadas.

Medidas (en mm). Longitud del cuerpo (2 ♂, 2 ♀): ♂ 1,8–2, ♀ 2,3–2,5. Estructuras morfológicas (2♂, 2♀): ancho de cabeza 0,55–0,68; longitud de la antena 0,62–0,92; longitud del ala anterior 1,7–2,2; longitud del proctiger masculino 0,29–0,33; longitud

del parámetro 0,23–0,24; longitud del segmento distal del aedeago 0,20–0,21; longitud del proctiger femenino 0,56–0,7.

Distribución: Argentina (Buenos Aires).

Planta hospedera: *Blepharocalyx salicifolius* (Kunth) O.Berg (Myrtaceae).

Biología: se han registrado inmaduros y adultos en la planta, por lo que se la considera planta hospedera.

Comentarios: esta especie se ubica dentro del grupo de especies *magna* por compartir caracteres morfológicos de la cabeza, metatibia y proctiger masculino (ver Burckhardt, 1987b). *Notophorina* sp. n. es más cercana a *N. mucronata*, pero se diferencia de ésta principalmente por los procesos genales más cónicos y separados desde su base, la vena Rs curvada hacia el margen costal en su parte media, vena M₁₊₂ fuertemente curvada, segmento distal del aedeago más expandido y con dientes más marcados, terminalia femenina menos estiliforme y placas laterales fuertemente estriadas. Este género está estrechamente asociado a *Nothofagus* (Fagaceae), pero también son hospederas especies de la familia Myrtaceae, Escalloniaceae, entre otras (Burckhardt, 1987b, 2008).

Material examinado: Holotipo ♂, **ARGENTINA. Buenos Aires**, Berisso; S34.8864°, W57.8951°; 0 m.s.n.m.; 23.x.2020; Álvarez col.; sobre *Blepharocalyx salicifolius* (**MLP, MS**). Paratipos. **Argentina**: 50♂, 62 ♀, 8 inmaduros, mismos datos que el holotipo (**MLP, MA, PM**).

***Tuthillia* Hodkinson, Brown & Burckhardt**

Tuthillia myrcianthis Burckhardt, Queiroz, Marsaro Junior & Wyniger, 2012

Distribución: Brasil y Argentina: Misiones (Burckhardt, Queiroz, Marsaro Jr., et al., 2012).

Planta hospedera: *Myrcianthes pungens* (O.Berg) D.Legrand (Myrtaceae) (Burckhardt, Queiroz, Marsaro Jr., et al., 2012).

Biología: los inmaduros inducen agallas irregulares con forma de ampolla en las hojas (Burckhardt, Queiroz, Marsaro Jr., et al., 2012).

PLATYCORYPHINAE

Platycorypha Tuthill

Platycorypha erythrinae (Lizer, 1918)

Distribución: Costa Rica, Panamá, Perú, Brasil, Paraguay, Uruguay y Argentina: Entre Ríos, Buenos Aires (Baliotte, Aquino, Bouvet, et al., 2021), Misiones, Santa Fe (nuevo registro).

Planta hospedera: *Erythrina cristagalli* L. (Fabaceae) (Burckhardt, 2008).

Material examinado: **ARGENTINA. Buenos Aires.** M. García; 3 ♀; vi-1936; M. Viana col. (**MLP, MS**). Punta Lara; 1 ♀ (**MACN, MS**). **Entre Ríos.** Concordia; 1♂, 1♀, 7 inmaduros; 23-v-2008, Bouvet col.; sobre *Erythrina cristagalli* (MA, MS). **Misiones.** San Ignacio; 1 ♂; 8-xii-1941; Biraben-Bezzi cols. (**MLP, MS**). Loreto; 4 ♀ (**MACN, MS**). **Santa Fe.** Villa Constitución; 1 ♀; 20-xi-1939; Biraben-Bezzi cols. (**MLP, MS**).

Platycorypha nigrivirga Burckhardt, 1987b (Fig. II-15F)

Distribución: España, Portugal, Sudáfrica, Estados Unidos, Bolivia, Brasil, Uruguay y Argentina: Salta, Tucumán, Mendoza, Chaco, Entre Ríos, Buenos Aires (Baliotte, Aquino, Bouvet, et al., 2021), Corrientes (nuevo registro).

Planta hospedera: *Tipuana tipu* (Benth.) Kuntze. (Fabaceae) (Burckhardt, 2008).

Comentarios: esta especie es nativa de Sudamérica, e introducida en España, Estados Unidos, Portugal y Sudáfrica (Baliotte, Aquino, Bouvet, et al., 2021). Se considera plaga sobre *Tipuana tipu* (Rung et al., 2009).

Material examinado: **ARGENTINA. Buenos Aires.** La Plata; 5 ♂, 1 ♀; 29-x-1947; Oscar de Ferraris col. (**MLP, MS**). Capital; 1 ♂, 1 ♀ (**MLP, MS**). Facultad de Agr y Vet; 1 ♂ (**MLP, MS**). Museo Bs. As.; 1 ♂; 8-i-1934; J.B Daguerre col. (**MACN, MS**). Punta Lara; 1 ♂, 1 ♀ (**MACN, MS**). **Corrientes.** 1 ♀ (**MACN, MS**). **Entre Ríos.** Concordia; 2♂, 2♀, 7 inmaduros; 11-iv-2019; Bouvet & Aquino cols.; sobre *Tipuana tipu* (MA, MS). Concordia, Parque San Carlos; 5 ♂, 2 ♀, 13 inmaduros; S31.3699°, W57.9981°; 16 m s.n.m.; 29-x-2021; Bouvet & Baliotte cols.; sobre *Tipuana tipu* (MA, PM). 1 ♂; mismos datos, excepto sobre *Enterolobium contortisiliquum*. **BRASIL.** Coqueiros; 1 ♀; 1-x-1954; Duret col. (**MLP, MS**).

PSYLLINAE

***Cacopsylla* Ossiannilsson**

Cacopsylla bidens (Šulc, 1907)

Distribución: África, Asia, Europa y América (Valle et al., 2017). En Sudamérica se encuentra en Chile, Uruguay y Argentina (Valle et al., 2017): Mendoza, Neuquén, Río Negro (Burckhardt, 2008; Giganti et al., 2007).

Planta hospedera: *Pyrus communis* L., *P. pashia* Buch.-Ham. ex D. Don (Burckhardt, Sharma, et al., 2018), *P. pyraster* (L.) Burgsd., *P. syriaca* Boiss. (Burckhardt, 1994b), *P. sinkiangensis* T.T. Yu (Rosaceae) (Li, 2011). En la Argentina en *Pyrus communis* (Burckhardt, 2008).

Comentarios: esta especie es nativa de la región Paleártica, e introducida en Sudamérica (Burckhardt, 1994b; Valle et al., 2017). Se considera una importante plaga de especies de *Pyrus* (Burckhardt, 2008).

Material examinado: **ARGENTINA. Río Negro.** 9 ♂, 8 ♀; 17.viii.2019; Pisano col.; sobre *Pyrus communis* (MA).

***Psylla* Geoffroy**

***Psylla* sp.**

Distribución: Argentina: Jujuy (Burckhardt, 2008).

Planta hospedera: *Prunus persica* (L.) Batsch (Rosaceae) (Burckhardt, 2008).

Comentarios: según Burckhardt (2008), la asignación genérica de este registro probablemente sea errónea.

TRIOZIDAE

***Calinda* Blanchard**

***Calinda ambigua* Olivares & Burckhardt, 1997**

Distribución: Chile y Argentina (Olivares & Burckhardt, 1997): Salta, Jujuy, Tucumán, Mendoza, Neuquén, Río Negro (Burckhardt, 2008).

Planta hospedera: *Baccharis mylodontis* Hellwig, *Baccharis* sp. (Asteraceae) (Olivares & Burckhardt, 1997).

***Calinda araucana* Olivares & Burckhardt, 1997**

Distribución: Chile y Argentina (Olivares & Burckhardt, 1997): Jujuy, Río Negro (Burckhardt, 2008).

Planta hospedera: *Baccharis* sp. (Asteraceae) (Olivares & Burckhardt, 1997).

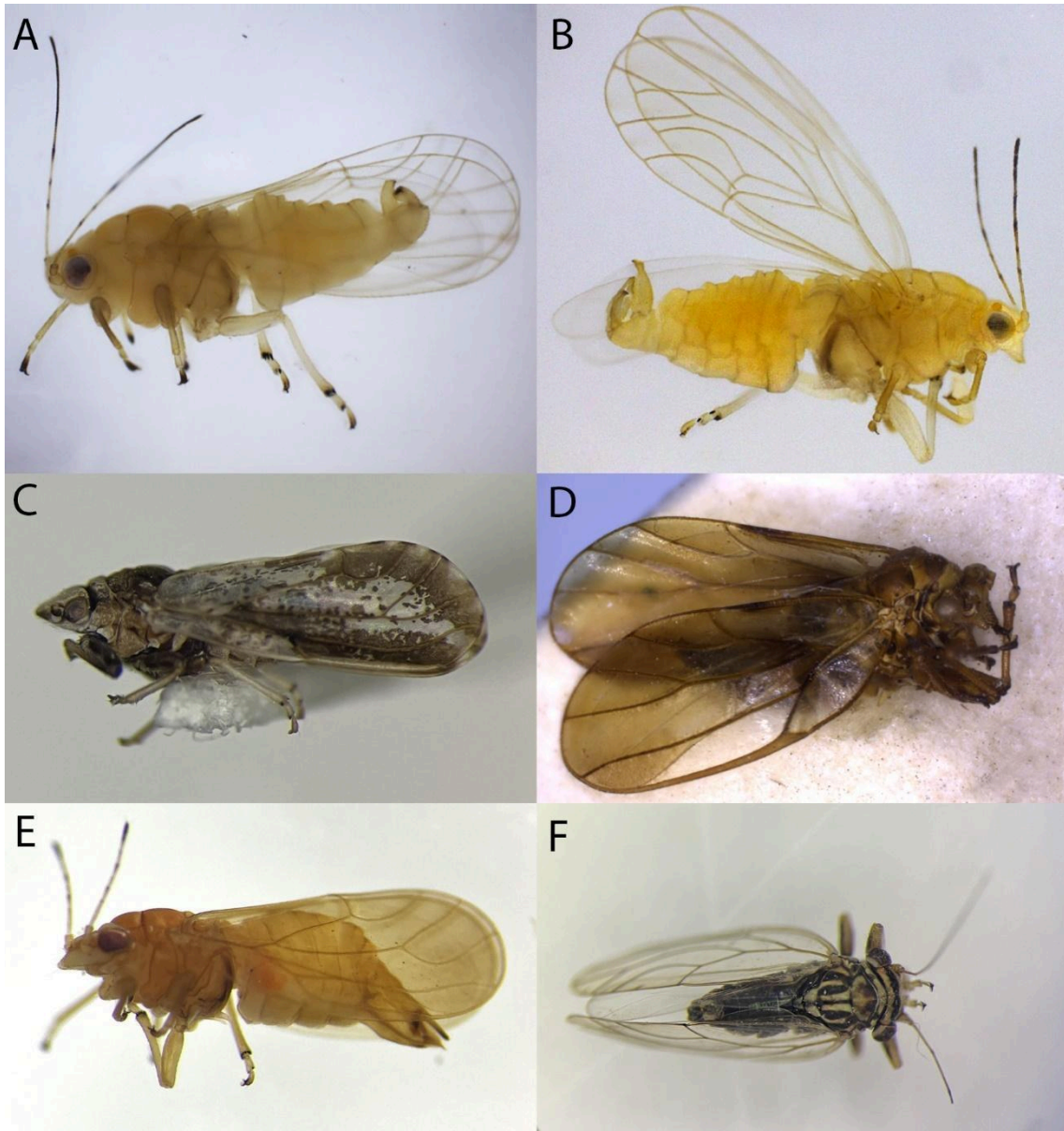


Figura II-15. PSYLLIDAE II. (A) *Heteropsylla caldwelli*; (B) *Heteropsylla tenuata*; (C) *Diaphorina citri*; (D) *Notophorina fulvitaris*; (E) *Notophorina* sp. n.; (F) *Platycorypha nigrivirga*.

Calinda hodkinsoni Olivares & Burckhardt, 1997

Distribución: Argentina: Salta, Tucumán (Olivares & Burckhardt, 1997).

Planta hospedera: desconocida (Olivares & Burckhardt, 1997).

Calinda mendocina (Kieffer & Jörgensen, 1910)

Distribución: Argentina: Salta, Catamarca, Mendoza, Neuquén, Río Negro (Olivares & Burckhardt, 1997).

Planta hospedera: *Baccharis salicifolia* (Ruiz & Pav.) Pers. (Asteraceae) (Olivares & Burckhardt, 1997).

Biología: los inmaduros inducen agallas en las cabezas florales (Olivares & Burckhardt, 1997).

Kuwayama Crawford

Kuwayama flourensiae Tuthill, 1959

Distribución: Perú (Tuthill, 1959) y Argentina: Salta, Tucumán, Catamarca, La Rioja, Córdoba (Burckhardt, 2008).

Planta hospedera: *Flourensia blakeana* Dillon, *F. leptopoda* Blake, *F. niederlinii* Blake, *F. oolepis* Blake, *F. tortuosa* Griseb., *Flourensia* sp. (Asteraceae) (Burckhardt, 2004b; Tuthill, 1959).

Biología: los inmaduros inducen agallas de morfotipo no especificado en el extremo de las hojas (Burckhardt, 2004b, 2008).

***Kuwayama* sp. [cfr. *flourensiae* Tuthill]**

Distribución: Argentina: Salta, Jujuy, San Luis, Córdoba (Burckhardt, 2004b).

Planta hospedera: *Flourensia campestris* Griseb., *F. fiebrigii* Blake, *F. riparia* Griseb., *F. tortuosa* (Asteraceae) (Burckhardt, 2004b).

***Kuwayama* sp. n.** (Fig. II-16A)

Descripción. Adulto.

Coloración.

Macho con cabeza y tórax castaño oscuro, abdomen casi negro. Superficie ventral de la cabeza levemente más clara que la dorsal. Artejos antenales 1 y 2 amarillentos, tercer artejo castaño oscuro con superficie ventral basalmente más clara, cuarto a décimo artejos castaño oscuro. Clípeo amarillo. Rostro amarillento oscuro con ápice casi negro. Mesopleura blanquizco. Metaescudo y metapostnoto amarillentos, éste último con un punto castaño submediano a cada lado. Patas anteriores y medias castañas con la superficie interna de la coxa y el fémur amarillas; patas posteriores amarillas. Ala anterior con membrana incolora y transparente, con una banda castaña a lo largo de las venas R y R₁, así como en la mitad apical de la vena A proximal al corte anal; el resto de las venas amarillentas. Ala posterior transparente con el ángulo anal castaño. Último esternito abdominal y terminalia blanco sucio, ápice del parámetro casi negro. Hembra irregularmente amarillenta con los tergitos abdominales castaños. Antenas y patas similares al macho. Alas similares a las del macho. Terminalia femenina amarillo pálido.

Morfología.

Cabeza débilmente inclinada desde el eje longitudinal del cuerpo, más estrecha que el mesoescudo. Vértex trapezoidal con pocas setas largas; microescultura restringida a los márgenes; genas no producidas, planas con un tubérculo pequeño. Clípeo globular con un par de setas apicales largas y unas pocas cortas. Rostro 0,6–0,7 veces tan largo como el ancho de la cabeza; segundo segmento 0,5–0,6 veces tan largo como el tercero. **Antena** 2,5–2,8 veces tan larga como el ancho de la cabeza; rinarias presentes en artejos 3, 4, 6, 8 y 9; tercer artejo ensanchado cerca de la base, estrechándose gradualmente hacia el ápice; longitud relativa de los artejos flagelares 1,0: 0,3: 0,2: 0,3: 0,3: 0,2: 0,1: 0,1; longitud relativa del décimo artejo con respecto a las setas terminales 1,0: 1,0: 0,6.

Tórax moderadamente arqueado, pronoto fuertemente curvado hacia abajo en su porción anterior; mesoprescudo y mesoescudo fuertemente curvados hacia abajo

lateralmente. Mesoesternito ancho y corto, cóncavo anteriormente. Metacoxa con meracanto cónico distintivo, sin proceso anterior; metafémur con tres órganos sensoriales ventrales en la zona media y varias setas gruesas apicalmente; metatibia 1,3–1,5 veces tan larga como el ancho de la cabeza, con unas pocas espinas basales pequeñas y un espolón apical externo y tres internos; metabasitarso sin espolones laterales. **Alas** anteriores lanceoladas, 6,0–6,7 veces tan larga como el ancho de la cabeza, su longitud es 2,6–3 veces su ancho, más ancha en la región media, ápice subagudo; margen costal relativamente fuerte, margen anal débilmente curvado; vena Rs corta, débilmente curvada hacia el margen costal, bifurcación de la vena M distal a la línea que conecta los ápices de las venas Rs y Cu_{1a} ; venas M y Cu largas; valor de celda $m_1 = 1,4–1,5$; valor de celda $cu_1 = 2,8–3$; espínulas superficiales ausentes; áreas radulares formando franjas estrechas en celdas m_1 , m_2 y cu_1 . Ala posterior ligeramente más larga que la mitad del ala anterior, estrecha.

Terminalia masculina con proctiger 0,5 veces el ancho de la cabeza, ampliamente redondeado posteriormente, con largas setas, excepto en su base. Placa subgenital subglobular, escasamente cubierta de setas largas. Parámetro tan largo como el proctiger o ligeramente más largo, estrechamente digitiforme, débilmente curvado posteriormente; cara externa con setas irregulares excepto en el ápice; cara interna con unas pocas cerdas densas apicalmente, setas largas y dispersas en la mitad basal y setas moderadamente largas en la mitad apical. Segmento distal del aedeago más corto que el proctiger, débilmente dilatado en la base, con una gran expansión apical irregularmente ovoide; tubo terminal del conducto eyaculador esclerotizado y corto, ligeramente en forma de S.

Terminalia femenina con proctiger 1,2 veces tan largo como el ancho de la cabeza, cuneado; proctiger muy débilmente ondulado dorsalmente, subagudo apicalmente; con setas moderadamente largas en los dos tercios basales, con algunas setas muy largas en el tercio apical y cerdas cortas densamente espaciadas apicalmente; anillo circumanal ovalado, 0,2 veces tan largo como el proctiger, con una doble fila de poros desiguales. Placa subgenital 0,8 veces tan larga como el proctiger, alargada y triangular en vista lateral, con setas largas y dispersas. Valva dorsal triangular, ligeramente

curvada apicalmente; valva ventral puntiaguda apicalmente, sin dientes; valvas laterales estrechamente curvadas apicalmente.

Medidas (en mm). Longitud del cuerpo (20 ♂, 4 ♀): ♂ 3,2–3,8, ♀ 3,4–4. Estructuras morfológicas (2 ♂, 1 ♀): ancho de cabeza 0,46–0,52; longitud de la antena 1,30–1,34; longitud del ala anterior 3,08–3,16; longitud del proctiger masculino 0,24–0,26; longitud del parámero 0,26–0,28; longitud del segmento distal del aedeago 0,18–0,22; longitud del proctiger femenino 0,62.

Distribución: Argentina (Córdoba, Buenos Aires).

Planta hospedera: *Aloysia citrodora* Paláu (Verbenaceae).

Biología: los inmaduros inducen agallas tubulares en las hojas.

Comentarios: esta especie se diferencia de las otras especies del género por poseer distinto número de setas en el cefalotórax del inmaduro. Los inmaduros se describirán con el especialista del grupo dada la dificultad de su conservación y montaje.

Material examinado: Holotipo ♂, **ARGENTINA. Buenos Aires**, La Plata, S34.9183°, W58.0286°; 19 m s.n.m.; 4.ii.2024; Baliotte col.; sobre *Aloysia citrodora* (**MLP, MS**). Paratipos. 1 ♂, 3 ♀, 5 inmaduros, mismos datos que el holotipo (**MLP, MA, PM**); 21 ♂, 7 ♀, 246 inmaduros, La Plata, ix.2009, sobre *Aloysia citrodora* (**NHMB, MA, MS, PM**).

Lauritrioza Conci & Tamanini

Lauritrioza alacris (Flor, 1861) (Fig. II-16B)

Distribución: África del Norte, Asia, Europa y América (Burckhardt, 1989; Percy et al., 2012; Zeity, 2018). En Sudamérica se encuentra en Brasil, Chile y Argentina (Percy et al., 2012): Buenos Aires (Burckhardt, 2008), Entre Ríos, Río Negro (nuevo registro).

Planta hospedera: *Laurus azoricus* (Seub.) Franco (Burckhardt, 1989), *L. nobilis* L. (Burckhardt, 2008), *Persea indica* (L.) Spreng. (Lauraceae) (Hodkinson & White, 1979). En la Argentina en *Laurus nobilis* (Burckhardt, 2008).

Biología: induce agallas enrolladas en las hojas (Burckhardt, 2008).

Comentarios: esta especie es nativa de la región Paleártica occidental, e introducida en América del Norte y del Sur (Burckhardt, 2008; Percy et al., 2012). Se considera plaga del laurel, *Laurus nobilis* (Nava et al., 2021).

Material examinado: **ARGENTINA. Entre Ríos.** Concordia; 15♂, 32♀, 2 inmaduros; 11-iv-2019; Bouvet col.; sobre *Laurus nobilis* (MA, MS, PM). **Río Negro.** Bariloche; 3♂, 3♀, 27 inmaduros; S41.1478°, W71.3162°; 925 m s.n.m.; 29-v-2023; Baliotte col.; sobre *Laurus nobilis* (MA).

***Leuronota* Crawford**

Leuronota esenbeckiae Burckhardt, 1988

Distribución: Paraguay y Argentina (Burckhardt, 1988): Misiones (Burckhardt, 2008).

Planta hospedera: *Esenbeckia febrifuga* (A. St.-Hil.) A. Juss. ex Mart. (Rutaceae) (Burckhardt, 2008).

Leuronota styliforceps Burckhardt, 1988

Distribución: Bolivia y Argentina: Tucumán (Burckhardt, 1988).

Planta hospedera: desconocida (Burckhardt, 1988).

***Leuronota* sp. n. 1**

Distribución: Argentina: Buenos Aires.

Planta hospedera: desconocida.

Comentarios: el ejemplar es distinto a las especies conocidas, pero como solamente se ha hallado un macho en la colección, se ha optado por no describir la especie hasta obtener más ejemplares.

Material examinado: **ARGENTINA. Buenos Aires.** Punta del Indio; 1 ♂; 4-xii-1938; Biraben-Scott cols. (**MLP, MS**).

***Leuronota* sp. n. 2**

Distribución: Argentina: Buenos Aires.

Planta hospedera: desconocida.

Comentarios: los ejemplares son distintos a las especies descritas, pero como se encontraron solo dos hembras, no es posible describir la especie.

Material examinado: **ARGENTINA. Buenos Aires.** San Justo; 2 ♀ (**MACN, MS**).

***Neolithus* Scott**

***Neolithus fasciatus* Scott, 1882**

Distribución: Trinidad-Tobago, Brasil, Paraguay, Uruguay y Argentina (Burckhardt, 1988; De Santis & Fernandes, 1989): Jujuy, Tucumán, Corrientes, Santa Fe, Entre Ríos, Buenos Aires (Burckhardt, 2008; De Santis & Fernandes, 1989; Zamar et al., 2018).

Planta hospedera: *Sapium glandulosum* (L.) Morong (Carneiro et al., 2013), *S. haemospermum* Müll. Arg (Euphorbiaceae) (Zamar et al., 2018).

Biología: induce grandes agallas esféricas en brotes, ramas, hojas, inflorescencias y frutos (Burckhardt, 1988; De Santis L. & Fernandes G.W., 1989).

Material examinado: **ARGENTINA. Buenos Aires.** Punta Lara; 1 ♂, 2 ♀, 2 inmaduros; 22-xi-1966; Lagiglia col., sobre *Sapium haemospermum* (**MLP, MS**). 1 ♀; 8-xi-1908; J.B. col. (**MACN, MS**). 2 ♂, 1 ♀; 13-xi-1908; J.B. col. (**MACN, MS**). 1 ♂; 6-xi-1915; J.B. col. (**MACN, MS**). 1 ♂, 2 ♀; 12-xi-1908 (**MACN, MS**). **Entre Ríos.** Concordia; 2 ♂, 1 ♀; 2-ix-1931; Castelli col. (**MACN, MS**).

Rhegmoza Enderlein

***Rhegmoza tinctoria* Enderlein, 1918**

Distribución: Bolivia, Brasil, Paraguay y Argentina: Misiones (Burckhardt, 1988; Burckhardt & De Queiroz, 2012)

Planta hospedera: *Eugenia brasiliensis* Lam. (Myrtaceae) (Burckhardt & De Queiroz, 2012).

Biología: induce agallas enrolladas en las hojas (Burckhardt, com. pers.).

Comentarios: Burckhardt & De Queiroz (2012) reportaron que el registro de *R. tinctoria* en Panamá se refiere a otra especie no descrita. La planta hospedera solo fue registrada para Brasil, pero dicha especie no está presente en la Argentina (POWO, 2025).

***Rhegmoza* sp. n. (Fig. II-16C)**

Descripción. Adulto.

Coloración.

Macho. Cabeza castaño claro, superficie ventral de los conos genales castaño-amarillento; ojos rojizos; artejos antenales 1-2 amarillentos, artejos 3-8 amarillo-blancuzco, 9 y 10 negros; clípeo amarillo; dorso del tórax castaño un poco más oscuro que la cabeza hasta el mesoescudo, con membranas intersegmentales anaranjadas, tergos posteriores castaño claro con matices amarillos, parte lateral y ventral castaño-amarillento con matices rojizos y castaño oscuro; patas castañas, excepto ápices de las tibias y tarsos amarillo-blancuzco; alas anteriores transparentes, con las venas del margen anterior más claras que las del margen posterior, con un patrón de coloración con tonos de castaño, venas R+M+Cu, Cu, Cu_{1a} y A con líneas rojas; alas posteriores transparentes, con una pequeña zona proximal en el margen posterior infuscada; parte dorsal de los primeros segmentos del abdomen castaño-rojizo, segmentos posteriores castaño claro, parte ventral blancuzca (en vida color verde); terminalia masculina castaño con parte posterior del proctiger rojo

(puede tornarse castaño claro en ejemplares conservados en alcohol). Hembra similar al macho, excepto terminalia amarilla.

Morfología.

Cabeza cubierta por largas setas, levemente más ancha que el pronoto, y apenas más estrecha que el mesoescudo, en vista lateral levemente flexionada con respecto al eje longitudinal del cuerpo. Superficie dorsal de la cabeza y pronoto casi recta. Vértex aplanado, rectangular. Genas producidas en largos procesos genales cónicos con ápice redondeado, aplanados dorsalmente, continuando en el mismo plano que el vértex. Conos genales 0,73–0,77 veces tan largos como la longitud del vértex. Microescultura restringida a los márgenes de los conos genales y a la base del vértex, hacia el ocelo medio. Clípeo piriforme. Rostro corto, 0,4 veces tan largo como el ancho de la cabeza; segundo segmento 2,6–3,1 veces tan largo como el tercer segmento. **Antena** 1,1 veces tan largo como el ancho de la cabeza; 10 artejos antenales con presencia de rinarias en los artejos 4, 6, 8 y 9; tercer artejo aproximadamente del mismo diámetro que el resto de los artejos flagelares; noveno artejo con una seta subterminal; décimo artejo con dos setas terminales, una más larga y aguzada en el ápice, la otra más corta y truncada apicalmente; longitud relativa de los artejos flagelares 1,0 : 0,3 : 0,1 : 0,1 : 0,1 : 0,1 : 0,1 : 0,1; longitud relativa del décimo artejo con respecto a las setas terminales 1,0 : 1,8 : 0,7.

Tórax con margen anterior del pronoto casi recto y margen posterior excavado. Mesonoto levemente arqueado. Pronoto, mesoprescudo y mesoescudo con largas setas. Metacoxa con meracanto pequeño y cónico; metafémur con tres órganos sensoriales ventrales en la parte media; metatibia 0,7 veces tan larga como el ancho de la cabeza, sin espina basal, con 1+3 espolones, uno externo subapical (sobre una proyección) y tres internos apicales; metabasitarso sin espolones. **Alas** anteriores romboidales, 4,0–4,7 veces tan largas como el ancho de la cabeza, 3,6 veces más largas que anchas; venas con setas muy largas, vena C + Sc fuertemente curvada y recta anteriormente; cercana a la trifurcación de la vena R + M + Cu; vena Rs larga, casi recta y débilmente curvada hacia el margen costal, bifurcación de la vena M central a la línea que conecta los ápices de las venas Rs y Cu_{1a}; vena M larga, vena Cu corta; valor de celda m₁ = 1,2–1,3; celda cu₁ rectangular, valor = 2,4–2,5; celdas m₁, m₂ y cu₁ con

espínulas radulares en el margen infuscado, y espínulas superficiales densas en el margen y más espaciadas hacia el centro del ala, excepto sobre la infuscación clara de m_2 donde son muy densas; celda cu_2 y ápice de r_2 con espínulas superficiales densa e irregularmente espaciadas, y margen anterior del ala con espínulas más dispersas y menos conspicuas. Alas posteriores más de dos tercios del largo del ala anterior.

Terminalia masculina con proctiger 0,3 veces tan largo como el ancho de la cabeza, rectangular, con el ápice recto y la base más estrecha, cubierto de largas setas principalmente en el tercio apical. Placa subgenital globular, con setas dispersas. Parámero en vista lateral lamelar, con la superficie anterior cóncava formando una pared interna y una externa, ambas unidas apicalmente formando un gancho alineado con la pared interna y terminado en un diente. Superficie externa del parámero con setas dispersas, principalmente sobre el margen anterior; superficie interna con setas sólo sobre el margen anterior. Segmento basal del aedeago estrechamente curvado en la base y recto en el ápice; segmento distal corto, con el ápice dilatado y con forma de riñón; la articulación entre ambos segmentos es conspicua formando una protuberancia; tubo final del ducto eyaculatorio curvado, de longitud media.

Terminalia femenina con proctiger 0,7 veces tan largo como el ancho de la cabeza, margen dorsal anteriormente recto, en la parte media lobado y con largas setas, y ápice redondeado con una proyección estiliforme; anillo circumanal oval, 0,5 tan largo como el proctiger, con doble fila de poros. Placa subgenital cuneada, 0,7 veces tan larga como el proctiger, triangular en vista lateral, con largas setas. Valva dorsal en forma de cuña; valva ventral estiliforme; valvas laterales alargadas y curvadas apicalmente hacia fuera.

Medidas (en mm). Longitud del cuerpo (2 ♂, 4 ♀): ♂ 3,3–3,4, ♀ 3,6–3,7. Estructuras morfológicas (1♂, 1♀): ancho de cabeza 0,57–0,59; longitud de la antena 0,63–0,65; longitud del ala anterior 2,38–2,66; longitud del proctiger masculino 0,20; longitud del parámero 0,21; longitud del segmento distal del aedeago 0,14; longitud del proctiger femenino 0,42.

Distribución: Argentina (Entre Ríos).

Planta hospedera: *Myrcianthes cisplatensis* (Cambess.) O. Berg (Myrtaceae).

Biología: al registrarse agallas, inmaduros y adultos en la planta, se la considera como hospedera. Los inmaduros inducen la formación de agallas enrolladas en los márgenes de las hojas. Éstas son abiertas, de color rojo, contrastando con el verde de las hojas de la planta, y contienen varios inmaduros en su interior.

Comentarios: esta especie es similar a *R. tinctoria*, de la cual se diferencia por poseer un patrón de coloración que abarca mayor superficie alar, una disposición diferente de las espínulas alares y una mayor proporción del largo sobre el ancho del ala. Además, ambas especies se diferencian por la proporción entre conos genales y vértex, y antenas y ancho de cabeza. Por otro lado, en la terminalia masculina el proctiger carece de lóbulo posterior; la morfología de los parámetros es ligeramente distinta y el ápice del segmento distal del aedeago está dilatado en forma arriñonada. La terminalia femenina descrita como *R. tinctoria* en Burckhardt (1988), se diferencia porque en *Rhegmoza* sp. n. el proctiger es más lobado en la parte media, el ápice del mismo es recto, y las valvas también son levemente distintas. Por comunicación personal del Dr. Daniel Burckhardt, se conoce que la hembra descrita en su trabajo de 1988 corresponde a otra especie y no a *R. tinctoria*.

Material examinado: Holotipo ♂, **ARGENTINA. Entre Ríos, Concordia, 10.iv.2019, Bouvet & Aquino cols., sobre *Myrcianthes cisplatensis* (MLP, MS). Paratipos. Argentina: 2 ♂, 5 ♀, 28 inmaduros, mismos datos que el holotipo (MLP, MA, PM).**

***Trioza* Foerster**

***Trioza berberidis* Burckhardt, 1988**

Distribución: Chile y Argentina: Río Negro, Chubut (Burckhardt, 1988, 2008).

Planta hospedera: *Berberis buxifolia* Lam., *B. darwinii* Hook. (Berberidaceae) (Burckhardt, 1988).

***Trioza cochleipennis* Burckhardt, 1988**

Distribución: Chile y Argentina: Río Negro (Burckhardt, 1988, 2008).

Planta hospedera: *Berberis* sp. (Berberidaceae) (Burckhardt, 2008).

Trioza fissa Burckhardt, 1988

Distribución: Chile y Argentina: Río Negro (Burckhardt, 1988, 2008).

Planta hospedera: *Berberis* sp. (Berberidaceae) (Burckhardt, 2008).

Trioza inlechtsis Burckhardt, 1988

Distribución: Argentina: Río Negro, Santa Cruz (Burckhardt, 1988, 2008).

Planta hospedera: *Berberis buxifolia* (Berberidaceae) (Burckhardt, 2008).

Biología: induce agallas enrolladas en las hojas (Burckhardt, 2008).

Trioza lischines Burckhardt, 1988

Distribución: Chile y Argentina: Río Negro, Chubut (Burckhardt, 1988, 2008).

Planta hospedera: *Berberis* sp. (Berberidaceae) (Burckhardt, 2008).

Trioza miltosoma (Blanchard, 1851)

Distribución: Chile y Argentina: Río Negro, Chubut (Burckhardt, 1988, 2008).

Planta hospedera: *Myrceugenia* sp. (Myrtaceae) (Burckhardt, 2008).

Biología: el inmaduro se aloja en deformaciones que induce en las hojas (Burckhardt, 2004b, 2008).

Trioza nilisches Burckhardt, 1988

Distribución: Argentina: Río Negro, Chubut (Burckhardt, 1988, 2008).

Planta hospedera: *Berberis* sp. (Berberidaceae) (Burckhardt, 2008).

Biología: induce agallas enrolladas en las hojas (Burckhardt, 2008).

Trioza ocoteae Houard, 1933

Distribución: Argentina: Buenos Aires (Burckhardt, 2008; Kuzmanich et al., 2015).

Planta hospedera: *Ocotea acutifolia* (Nees) Mez (Lauraceae) (Burckhardt, 1988, 2008; Kuzmanich et al., 2015).

Biología: los inmaduros inducen agallas en forma de fosa en las hojas (Burckhardt, 1988, 2004b; Kuzmanich et al., 2015).

Trioza steinbachi Burckhardt, 1988

Distribución: Argentina: Salta, Catamarca, Mendoza, Neuquén, Buenos Aires, Río Negro (Burckhardt, 1988, 2008).

Planta hospedera: *Baccharis salicifolia*, *Baccharis* spp (Asteraceae) (Burckhardt, 2004b).

Biología: induce agallas enrolladas en las hojas (Burckhardt, 2004b, 2008).

Trioza striacauda Burckhardt, 1988

Distribución: Chile y Argentina: Río Negro, Chubut, Santa Cruz (Burckhardt, 1988, 2008).

Planta hospedera: *Berberis buxifolia* (Berberidaceae) (Burckhardt, 2008).

Trioza tabebuiae Burckhardt & Santana, 2001 (Fig. II-16D)

Distribución: Brasil (Santana & Burckhardt, 2001) y Argentina: Entre Ríos (nuevo registro en el país) (Baliotte et al., 2023).

Planta hospedera: *Handroanthus albus* (Cham.) Mattos, *H. chrysotrichus* (Mart. ex DC.) Mattos, *H. heptaphyllus* (Vell.) Mattos (Bignoniaceae) (Baliotte et al., 2023; Burckhardt & De Queiroz, 2012).

Biología: induce agallas enrolladas en las hojas (Baliotte et al., 2023; Hodkinson, 2009; Santana & Burckhardt, 2001).

Comentarios: se considera plaga de diversas especies de lapacho del género *Handroanthus* (Santana & Burckhardt, 2001).

Material examinado: **ARGENTINA. Entre Ríos.** Concordia, Estación Experimental INTA; 39 ♂, 53 ♀, 30 inmaduros; S31.3744°, W58.1169°; 41 m s.n.m.; 12-iv-2019; Bouvet col.; sobre *Handroanthus heptaphyllus* (MA, PM).

Trioza tergobscura Burckhardt, 1988

Distribución: Chile y Argentina: Tucumán (Burckhardt, 1988, 2008).

Planta hospedera: *Pingraea marginalis* (DC.) F.H. Hellwig (Asteraceae) (Burckhardt, 2008).

***Triozoidea* Crawford**

Triozoidea angustipennis Burckhardt, 1988

Distribución: Brasil, Paraguay y Argentina: Chaco (Burckhardt, 1988; Burckhardt & De Queiroz, 2012), Misiones (nuevo registro).

Planta hospedera: Myrtaceae no identificada (Burckhardt & De Queiroz, 2012).

Material examinado: **ARGENTINA. Misiones.** Loreto; 1 ♀; 11-xi-1941; Biraben-Bezzi cols. (**MLP, MS**).

Triozoidea lateritia Burckhardt, 1988

Distribución: Argentina: Salta (Burckhardt, 1988), Buenos Aires (nuevo registro).

Planta hospedera: *Blepharocalyx salicifolius* (Myrtaceae) (nuevo registro).

Biología: induce agallas enrolladas en las hojas (nuevo registro).

Material examinado: **ARGENTINA. Buenos Aires.** Berisso; 2 ♂, 3 ♀, 5 inmaduros; S34.8864°, W57.8951°; 4 m s.n.m.; 17-ix-2019; Álvarez col.; sobre *Blepharocalyx salicifolius* (MA, PM).

Triozoidea limbata (Enderlein, 1918)

Distribución: México, el Salvador, Costa Rica, Panamá, Trinidad-Tobago, Colombia, Guayana Francesa, Ecuador, Perú, Bolivia, Brasil y Argentina (sin especificar) (Burckhardt & De Queiroz, 2012; Queiroz et al., 2018).

Planta hospedera: *Psidium guajava* L. (Myrtaceae) (Burckhardt, 2008; Queiroz et al., 2018).

Biología: induce agallas enrolladas en las hojas (Queiroz et al., 2018).

Comentarios: se considera plaga sobre *Psidium guajava* (Queiroz et al., 2018).

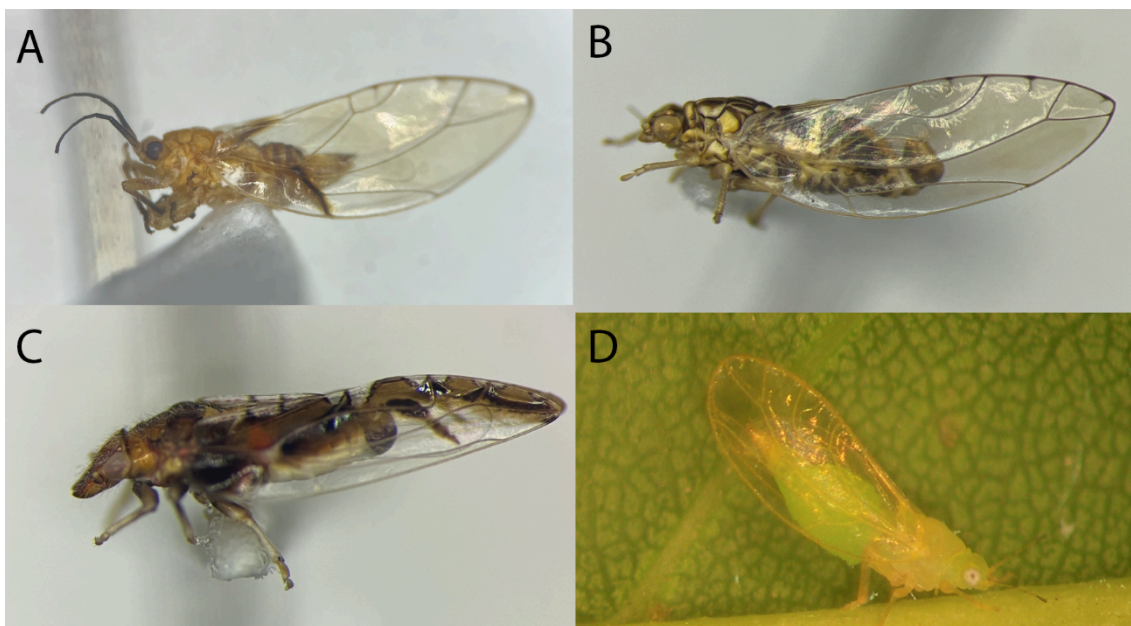


Figura II-16. TRIOZIDAE. (A) *Kuwayama* sp. n.; (B) *Lauritrioza alacris*; (C) *Rhegmoza* sp. n.; (D) *Trioza tabebuiae*.

De las 122 especies presentes en la Argentina, se sabe que 35 de ellas inducen agallas (28,7%). La mayoría de ellas pertenecen a las familias Triozidae y Calophyidae (40% y 32% respectivamente), y un menor porcentaje a Aphalaridae y Psyllidae (14% de cada una) (Fig II-17A). En nuestro país se pueden observar distintos tipos de agallas dependiendo de la especie inductora, siendo las más abundantes la agalla enrollada y la de forma de fosa (Fig II-17C). Estas especies inductoras de agallas están asociadas a 12 familias de plantas, de las cuales Anacardiaceae es la más representativa (Fig II-17B).

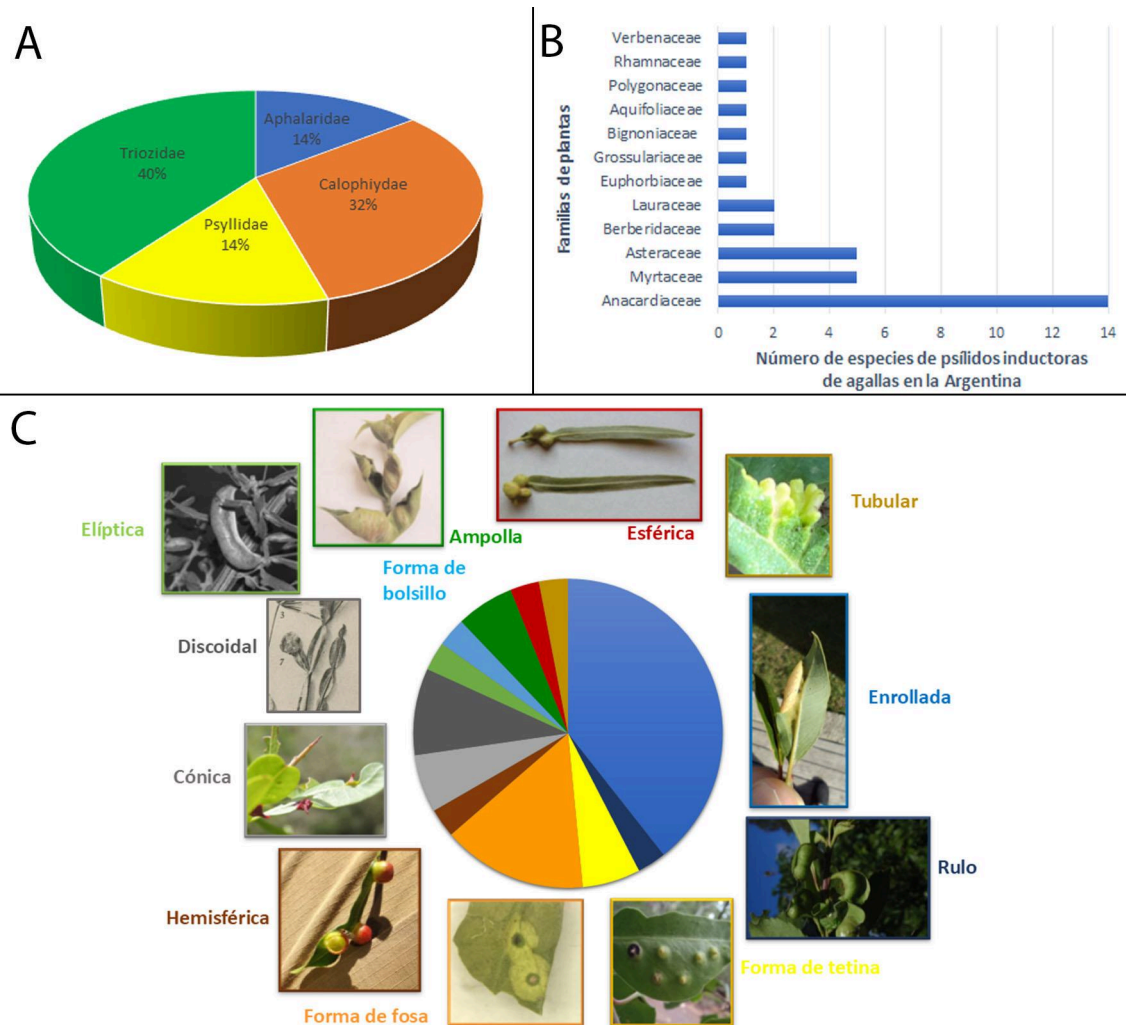


Figura II-17. (A) Porcentaje de especies inductoras de agallas de cada familia en la Argentina; (B) Asociación entre las familias de plantas y las especies inductoras de agallas en la Argentina; (C) Tipos de agallas registradas en la Argentina. Agalla discoidal tomada de Tavares 1917; esférica de Agudelo et al. 2017; elíptica de Burckhardt et al 2004; rulo de Ohashi et al 2018; ampolla de Burckhardt et al 2012; forma de bolsillo no se conoce imagen.

CONCLUSIONES

En este trabajo se citan por primera vez en la Argentina a la familia Liviidae, las subfamilias Acizziinae y Liviinae, los géneros *Klyveria*, *Acizzia* y *Mitrapsylla*, y nueve especies *Aphalara ritteri*, *Klyveria setinervis*, *Acizzia uncatoides*, *Baccharopelma umeropulla*, *Heteropsylla tenuata*, *Mitrapsylla* sp., *Notophorina magna*, *N. mucronata* y *Trioza tabebuiae*. Además, se amplía la distribución en la Argentina de 20 especies y se dan a conocer 10 especies nuevas, de las cuales tres son descritas aquí. Por otra parte, se brinda nueva información sobre plantas hospederas y biología de algunas especies.

Con la información bibliográfica recopilada en este trabajo de tesis, sumado a los nuevos aportes, se registran actualmente en la Argentina siete familias, 13 subfamilias, tres tribus, 38 géneros y 122 especies de Psylloidea. Todo este conocimiento fue utilizado además para la creación del catálogo de acceso público: “Psylloidea (Hemiptera: Sternorrhyncha) species from Argentina and Uruguay” (<https://biodar.unlp.edu.ar/psylloidea/>) y su actualización periódica.



CAPÍTULO 3

Los Psylloidea y sus enemigos naturales: ¿qué ocurre sobre *Schinus longifolia*?

INTRODUCCIÓN

Los psílidos inmaduros pueden presentar distintos modos de vida, entre las que se incluyen aquellos de vida libre, los formadores de escudos, los inductores de agallas (también llamados cecidógenos) y los inquilinos, que residen bajo cubiertas o agallas de otras especies (Burckhardt & Poinar, 2020; Kuzmanich et al., 2015; Lubanga et al., 2014).

Las agallas son estructuras producidas por las plantas, en las cuales los tejidos vegetales experimentan hipertrofia e hiperplasia (crecimiento y proliferación excesiva de las células vegetales), como respuesta a agentes inductores como es el caso de los insectos cecidógenos (Kuzmanich et al., 2015, 2018). Tanto la morfología y anatomía de la agalla, como el órgano donde se induce, son particulares entre las especies que interactúan, y pueden presentar gran diversidad de formas, que van desde estructuras simples a muy complejas (Burckhardt, 2008; Kuzmanich et al., 2015, 2018).

En Psylloidea, la inducción de las agallas se produce principalmente por la inserción de los estiletes y la inyección de saliva por parte de los inmaduros durante la alimentación, aunque en algunos casos, también al momento de la oviposición (Burckhardt, 2005, 2008). Los psílidos suelen alimentarse de floema, sin embargo existen excepciones, como los psílidos cecidógenos donde el estado inmaduro transcurre dentro de la agalla nutriéndose del parénquima de la misma (Burckhardt, 2005; Hodkinson, 2009). En general las agallas son inducidas principalmente en las hojas, aunque también pueden desarrollarse en botones florales y tallos, debido a que la especificidad de los psílidos no se limita solamente a la planta hospedera, sino también al sitio preciso donde se alimentan y desarrollan (Burckhardt, 2005, 2008; Sharma & Raman, 2022).

La sincronía entre el psílido y la planta hospedera es crucial al momento de la oviposición y la posterior iniciación de la agalla, ya que las plantas son más susceptibles a la inducción de agallas durante la brotación. Además, la emergencia de los adultos también se debe ajustar al flujo estacional de crecimiento de la planta, lo que puede requerir una diapausa en diferentes estados para conservar dicha sincronía. Luego de la emergencia de los adultos, las agallas mantienen su conformación en la planta,

desechándose gradualmente (Burckhardt, 2005; Hodkinson, 2009). La sincronía entre el psílido *Trioza tabebuiae* Burckhardt & Santana y los árboles de lapacho del género *Handroanthus* Mattos (Lamiales: Bignoniaceae) es tal que la presencia de agallas impide que las hojas se desprendan durante el otoño, favoreciendo la supervivencia del insecto (Hodkinson, 2009).

Las agallas son estructuras que implican una modificación del tejido vegetal, creando sumideros metabólicos que permiten a los inmaduros conseguir un mayor suministro de nutrientes (Hodkinson, 1984, 2009; Kuzmanich et al., 2018). Por esta razón, las hojas con agallas presentan mejores condiciones nutricionales en comparación con aquellas que no las desarrollan, lo que favorece que las especies de vida libre se asocien positivamente a las hojas con agallas (Burckhardt, 2005). Asimismo, dado que los inmaduros son susceptibles a la desecación y al ataque de otros artrópodos, las agallas podrían servir para protegerlos de las condiciones climáticas extremas y funcionarían como refugio, ayudando a evitar los ataques de depredadores y parasitoides (Burckhardt, 2005; Hodkinson, 1984; Kuzmanich et al., 2018).

Las especies inductoras de agallas se distribuyen principalmente en los trópicos y taxonómicamente están representadas en la mayoría de las familias de Psylloidea, siendo Triozidae, Aphalaridae y Calophyidae las que presentan mayor cantidad de especies cecidógenas (Burckhardt, 2005; Sharma & Raman, 2022). Se pueden nombrar diversas especies de *Calophya* Löw y *Tainarys sordida* Burckhardt inductoras de agallas sobre varias especies de *Schinus* L. (Sapindales: Anacardiaceae), y *Trioza tabebuiae* sobre lapachos del género *Handroanthus* (Baliotte et al., 2023; Hodkinson, 2009).

Algunas de las especies cecidógenas son consideradas de importancia económica, ya que atacan cultivos agrícolas, forestales y plantas ornamentales (Burckhardt, 2008; Hodkinson, 1984). Éstas pueden afectar negativamente a la planta por competencia (utilizando recursos destinados para la reproducción de la planta) y provocar la disminución del área fotosintética (Malcolm et al., 2015). Como ejemplos se pueden citar a *Lauritrioza alacris* (Flor), especie paleártica introducida en diversos países, entre ellos Argentina, inductora de agallas enrolladas sobre el laurel *Laurus nobilis* L. (Lurales: Lauraceae), *Gyropsylla spegazziniana* (Lizer) especie plaga de la

yerba mate *Ilex paraguariensis* A. St. Hil. (Aquifoliales: Aquifoliaceae) en Argentina, Brasil y Paraguay, y *Calophya schini* Tuthill que induce agallas en forma de fosa en hojas y botones florales del falso pimentero *Schinus molle* L., entre otros (Burckhardt, 2008; Hodkinson, 1984).

Además de los insectos inductores, las agallas suelen albergar una comunidad diversa de parasitoides, depredadores, hiperparasitoides e inquilinos (Burckhardt, 2005; Kuzmanich et al., 2015). Mientras que en las agallas cerradas los insectos cecidógenos son más propensos a ser atacados por parasitoides, en las agallas abiertas son más proclives a ser atacados por depredadores. Estudios realizados sobre distintos tipos de agallas registraron que las agallas abiertas de *Psyllopsis fraxini* (L.) eran atacadas por depredadores de las familias Anthocoridae, Miridae, Syrphidae y Chrysopidae; mientras que las agallas cerradas inducidas por especies del género *Pachypsylla* Riley se encontraban parasitoidizadas por especies de las familias Encyrtidae, Eulophidae, Eupelmidae, Eurytomidae, Pteromalidae, Torymidae y Chalcidoidea (Burckhardt, 2005, Burckhardt com. pers.; Hodkinson & Flint, 1971). Asimismo, en los últimos años, se han descrito varias nuevas especies de parasitoides a partir de agallas inducidas por distintas especies de Psylloidea (Sharma & Raman, 2022).

Schinus es un género de árboles o arbustos resinosos perteneciente a la familia Anacardiaceae, que comprende unas 30 especies sudamericanas, de las cuales 22 están presentes en la Argentina (Burckhardt & Basset, 2000; De Dios Muñoz, 2000). En su rango de distribución nativa, *Schinus* es atacado por numerosos insectos, como diversas especies de psílidos de los géneros *Calophya* y *Tainarys* Brèthes (Burckhardt, 2005; Burckhardt & Basset, 2000). Estas especies pueden coexistir en la misma planta, como es el caso de *Calophya catillicola* Burckhardt & Basset, *C. gallifex* (Kieffer & Jörgensen) y *C. orbicola* Burckhardt & Basset sobre *S. fasciculata* (Griseb.) I. M. Johnst. en Mendoza, o *Tainarys sordida*, *C. duvauae* (Scott) y *C. catillicola* en la provincia de Córdoba, también sobre *S. fasciculata* (Burckhardt, 2005; Malcolm et al., 2015).

Entre las especies conocidas de *Schinus*, *S. longifolia* (Lindl.) Speg. es un árbol o arbusto perenne nativo de Argentina (noreste y noroeste), Brasil, Paraguay y Uruguay, el cual es usado con propósitos ornamentales, medicinales y tintóreos, y es

considerado una especie “super hospedadora”, ya que alberga diferentes tipos de agallas generadas por diversas especies de insectos, entre los cuales se pueden mencionar los lepidópteros *Dicranoses congregatella* Brèthes y *Cecidoses eremita* Curt. (Lepidoptera: Cecidosidae) (Cantero et al., 2019; Catálogo de Especies Nativas, 2023; IBODA, 2024; Kuzmanich et al., 2015; POWO 2025).

En un estudio realizado sobre insectos inductores de agallas en la Región rioplatense, Kuzmanich et al. (2015) mencionan que un tercio de las agallas de la región son inducidas por diversas especies de Psylloidea, de las cuales tres de estas especies utilizan a *S. longifolia* como hospedera (Ver Cap. 2). Una de estas especies es *C. duvauae*, sus agallas son hemisféricas y se distribuyen en la cara adaxial de las hojas, mientras que los adultos emergen por la cara abaxial o envés de la hoja (Kuzmanich et al., 2015; Malcolm et al., 2015). No obstante, las otras dos especies registradas por los autores, *T. sordida* y *C. gallifex*, podrían haber sido erróneamente identificadas y corresponder a otras especies de psílicos (Burckhardt & Basset, 2000; Burckhardt & Queiroz, 2017; Burckhardt com. pers.) (Ver Cap. 2.).

Además, es importante mencionar que la información acerca de la relación de estos psílicos inductores de agallas con otros insectos presentes en el complejo que podrían actuar como controladores de sus poblaciones es escasa. Hasta el momento, sólo se conoce la asociación de *C. duvauae* con una especie no identificada de *Galeopsomyia* (Hymenoptera: Eulophidae) como inquilino, y el registro de un gran número de inmaduros parasitoidizados por Hymenoptera (Burckhardt & Basset, 2000; Kuzmanich et al., 2015).

Schinus longifolia es una especie de importancia en la región y propensa al ataque por insectos inductores de agallas. Sumado a esto, la información disponible sobre las complejas interacciones entre psílicos y enemigos naturales que ocurren en esta planta hospedera es escasa o errónea. Es en este contexto que se plantea el siguiente **objetivo**: caracterizar el complejo de psílicos inductores de agallas sobre *S. longifolia*, sus enemigos naturales e interacciones.

MATERIALES Y MÉTODOS

Área de estudio

El estudio se llevó a cabo en La Reserva Natural “El Destino”, del partido de Magdalena, Provincia de Buenos Aires (Fig. III-1A). Esta reserva se encuentra a orillas del Río de La Plata, y posee una superficie aproximada de 500 hectáreas dentro de las que se encuentran playas, bosques ribereños, pajonales y talar, entre otros ambientes (Fig. III-1B-D). Su flora autóctona está representada principalmente por coronillo, molle, sombra de toro, tala y su fauna por carpinchos, comadrejas coloradas, gatos monteses y una enorme variedad de aves (Catálogo de Especies Nativas, 2023; reservaeldestino.org).

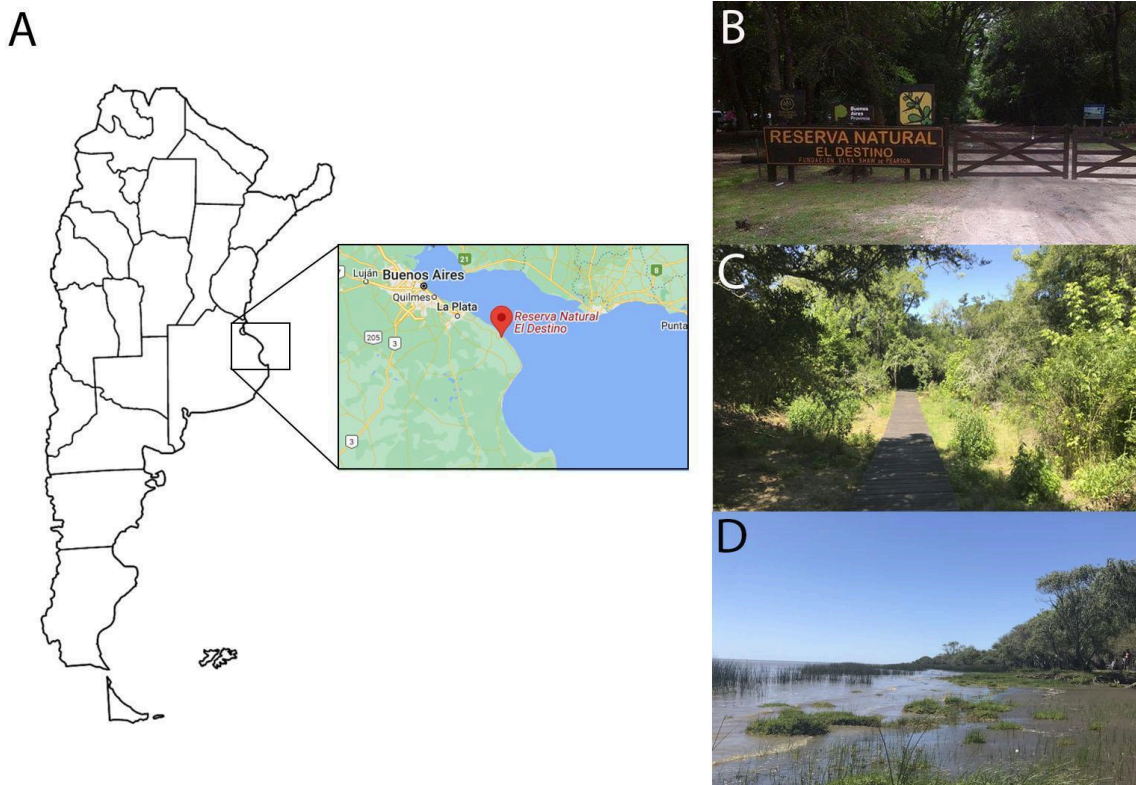


Figura III-1. (A) Mapa con ubicación del sitio de muestreo; (B-D) Reserva Natural “El Destino”.

Muestreos generales

Para caracterizar el complejo de los Psylloidea inductores de agallas en *S. longifolia* y la entomofauna asociada a ellos, se realizaron muestreos desde diciembre

de 2019 a noviembre de 2022 (Fig. III-2A). Durante este período, se utilizaron diferentes métodos de colecta: aspirador manual sobre hojas, ramas y brotes para la colecta de adultos de los diferentes grupos, y golpeteos con cuadro de lona. En ocasiones, se colocaron bolsas de voile (Fig. III-2B) confinando ramas de la planta hospedera con un mismo tipo de agalla para poder obtener la asociación entre el tipo de agalla y la especie de psílido. También se tomaron fotografías de enemigos naturales presentes en el sistema. Por otra parte, se colectaron en forma manual hojas con agallas, que fueron colocadas en cápsulas de Petri plásticas y trasladadas al laboratorio. Allí, se mantuvieron en condiciones de laboratorio durante aproximadamente un mes hasta la emergencia de los psílicos adultos o los parasitoides. Luego, tanto las agallas abiertas como las cerradas fueron inspeccionadas con pinzas bajo lupa binocular, para examinar su interior.

Para la identificación de los especímenes estudiados, se utilizaron claves taxonómicas apropiadas. Para las especies de Psylloidea se siguieron los trabajos de Burckhardt (2008), Burckhardt & Basset (2000), Burckhardt & Queiroz (2017); para las especies de Hymenoptera los trabajos de Gibson (1995), Gibson et al. (1997), Hansson & Hanson (2023), Noyes (1980), Noyes & Hanson (1996), De Santis (1964), Yefremova et al. (2014) y Zuparko et al. (2011); y para la planta hospedera se siguió a De Dios Muñoz (2000). Asimismo, se realizaron consultas con los especialistas de los grupos involucrados con el fin de corroborar las identificaciones realizadas (Dr. Burckhardt Daniel, Museo de Historia Natural, Basilea; Dr. Aquino Daniel, División Entomología, Museo de La Plata; Lic. Gamarra Joaquín, Facultad de Ciencias Naturales y Museo) (Fig. III-2C).

Muestreos sistemáticos

Se realizaron muestreos sistemáticos mensuales en dos zonas de la Reserva durante un año, a las cuales se las denominó zona 1 y zona 2. La zona 1 posee árboles grandes de más de 2m de altura, mientras que la zona 2 se caracteriza por árboles pequeños, de hasta 2m de altura. Se colectaron al azar hojas de todos los cuadrantes (norte, sur, este, oeste) de cinco plantas en zona 1 y ocho plantas en zona 2. La

cantidad de plantas en la zona 2 se elevó a ocho debido a que las plantas eran más pequeñas y, como es una Reserva Natural, se intentó reducir el daño causado, recolectando menos hojas por planta. En la zona 1 (Fig. III-3A) se obtuvieron hojas de todos los cuadrantes por planta y por fecha, mientras que en la zona 2 (Fig. III-3B) solamente una hoja de un cuadrante por planta y por fecha.



Figura III-2. (A) Colecta de material; (B) bolsas de voile en ramas de la planta hospedera; (C) revisión de material con el Dr. Daniel Burckhardt.

En ambos casos todos los cuadrantes estuvieron representados, y en la zona 2 en cada muestreo se rotaba el cuadrante tomado (n=336 hojas colectadas). Los cuadrantes de

la planta fueron considerados para evaluar la posible influencia de la incidencia solar en la abundancia de las agallas. Las hojas con agallas se conservaron en bolsas plásticas individuales con cierre tipo zipper (Fig. III-3C) hasta la emergencia de adultos de psílidos o himenópteros. Se examinaron las hojas en el laboratorio y se contabilizaron las agallas, las cuales se abrieron con ayuda de pinzas bajo lupa estereoscópica, con el fin de registrar lo que se encontraba en su interior. Para esta metodología, en cada fecha de muestreo se registró la abundancia de agallas colectadas y se tomaron los datos de las siguientes variables:

- Estación (otoño, invierno, primavera, verano)
- Zona (Z1 y Z2)
- Cuadrante de la planta (N, S, E, O)
- Hojas con o sin agallas
- Tipo de agalla (cónica, hemisférica, en forma de fosa, enrollada)
- Estado de parasitoidismo (si, no, relación indeterminada)

Para registrar el estado de parasitoidismo se consideraron las siguientes pautas según si la agalla estaba cerrada o abierta al momento de la colecta:

- Agalla cerrada: se la abría para identificar el o los ejemplares que se encontraban en su interior (en caso de no haber emergido).
- Agalla abierta: se consideró si había emergido un psílido o un himenóptero según el tipo de abertura.

La abertura por la que emerge el psílido se produce de manera completa (Fig. III-5B), ya que la planta es la que permite la misma luego de la maduración de la agalla y está sincronizada con el desarrollo del psílido (Dias et al., 2013; Sharma & Raman, 2022). Contrariamente, las avispas (parasitoides e inquilinos) abren las agallas cortándolas con su aparato bucal. Para confirmar en las agallas abiertas, que la abertura cortada había sido realizada por un parasitoide o un inquilino, la agalla se abría e inspeccionaba su interior. Si se encontraba el inmaduro del psílido "succionado" o momificado, se lo consideraba como parasitoidizado. En cambio, si el inmaduro

estaba intacto pero había restos de un himenóptero, no se lo consideraba como parasitoidizado debido a la presencia de inquilinos en el sistema. Respecto a las agallas en las que no se pudo concluir el origen de la apertura, se las consideró como relación indeterminada.

El porcentaje de parasitoidismo se calculó como el número de agallas que presentaban signos de parasitoidismo, sobre el número total de agallas del mismo tipo, multiplicado por 100.

$$\% \text{ de parasitoidismo} = (\text{Agallas A parasitoidizadas} / \text{agallas A totales}) \times 100$$

En el caso de las agallas en forma de fosa, se registró el porcentaje de depredación mediante el conteo de agallas vacías, sin restos de mudas, inmaduros o momias.

$$\% \text{ de depredación} = (\text{Agallas depredadas} / \text{agallas totales}) \times 100$$



Figura III-3. (A) Zona 1; (B) Zona 2; (C) bolsa plástica individual con una hoja con agalla.

Análisis estadísticos

Para los análisis estadísticos se utilizaron las variables: estación, zona, cuadrante, tipo de agalla, y estado de parasitoidismo. Para conocer las asociaciones entre estas variables se realizó un Análisis de Correspondencia Múltiple (*Multiple*

Correspondence Analysis, MCA) utilizando el software estadístico R version 4.2.1 (R CoreTeam, 2022). En este análisis se consideraron únicamente los muestreos en los cuales las hojas contenían agallas; y el tipo de agalla enrollada se excluyó del análisis estadístico debido a que se obtuvo sólo un registro.

Para analizar la influencia de la zona, la estación, el parasitoidismo y el cuadrante sobre la abundancia de agallas, se realizaron cuatro Modelos Lineales Generalizados (*Generalized linear models*, GLM) con distribución Poisson. En cada análisis se evaluó la interacción de una de las variables explicativas con el tipo de agalla, y en los casos en los que la interacción resultó significativa se realizaron modelos para cada tipo de agalla por separado evaluando la abundancia en función de cada variable explicativa. Cuando se observaron frecuencias iguales a 0, los modelos fueron corregidos por separación perfecta utilizando los ajustes propuestos en Kosmidis et al. (2020), los cuales resultan en una reducción del sesgo al evaluar los parámetros de la regresión. Luego para las variables que resultaron significativas se realizaron contrastes a posteriori con corrección de Tukey.

RESULTADOS

Integrantes del complejo y sus interacciones

Durante el período de muestreo en la Reserva Provincial El Destino, se obtuvieron 481 agallas sobre *S. longifolia* correspondientes a cuatro morfotipos distintos: en forma de fosa, enrollada, cónica y hemisférica. Cada uno de los morfotipos de agallas es inducido por diferentes especies de psílidos, y parasitoidizado a su vez por diferentes especies de microhimenópteros.

Una de las especies cecidógenas en *S. longifolia* se identificó como *Tainarys schini* (Aphalaridae) (Fig. III-4). Esta induce las agallas enrolladas, ubicadas en los márgenes de las hojas (Fig. III-4A) y alberga varios individuos inmaduros en ella. Durante el período de muestreo, sólo se colectó una hoja con una agalla enrollada, mientras que los adultos de *T. schini* (Fig. III-4B) fueron colectados en gran número mediante aspirador y golpeteo (n= 24).

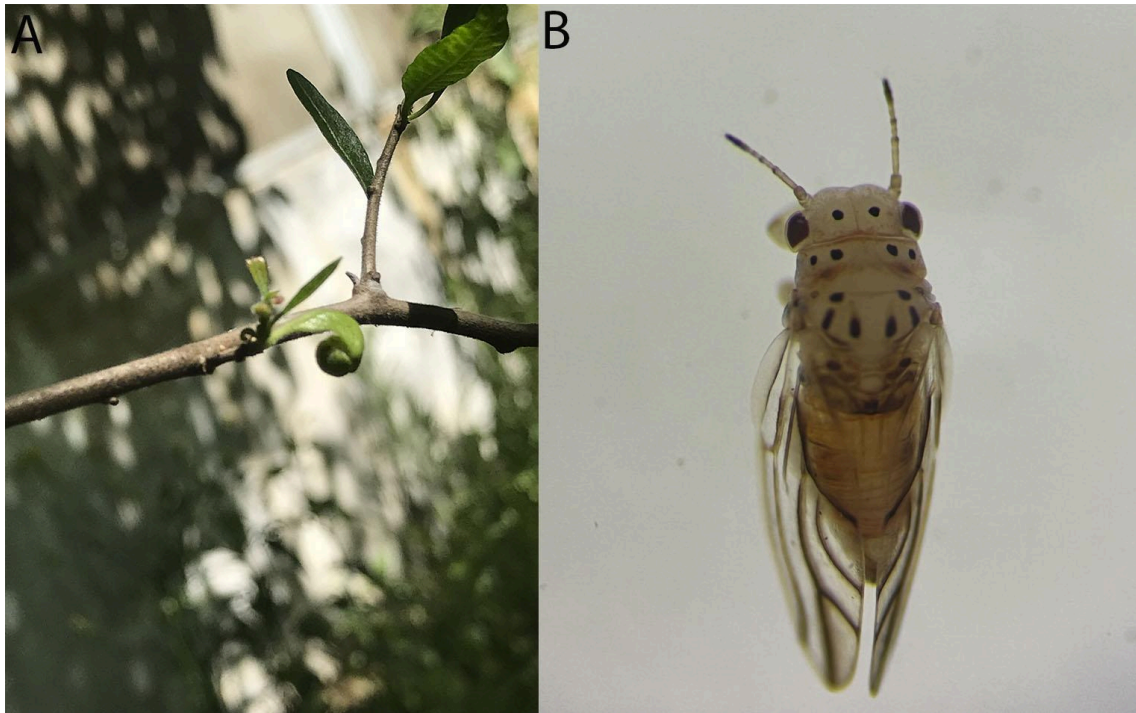


Figura III-4. *Tainarys schini*. (A) agallas; (B) psílido adulto.

Las otras tres especies halladas pertenecen al género *Calophya* (Calophyidae), una de ellas se identificó como *Calophya duvauae* mientras que las otras dos corresponden a especies nuevas y se describirán una vez concluido el trabajo de tesis.

Calophya duvauae (Fig. III-5) induce agallas hemisféricas cerradas, que se ubican en la cara adaxial de las hojas (Fig. III-5A), su coloración varía entre verde y rojo y albergan un inmaduro por agalla. La emergencia del psílido adulto se produce por el envés de la hoja o cara abaxial, y la apertura es centrífuga y completa (Fig. III-5B). En este sistema, los adultos de esta especie (Fig. III-5C) fueron colectados abundantemente (n=33) entre enero - febrero, y septiembre - noviembre, tanto con aspirador sobre las hojas y tallos de la planta, como vivos en el interior de las agallas. El porcentaje de parasitoidismo para esta especie fue de 9,5%, y dentro de los parasitoides que se pudieron identificar se encuentran una nueva especie de *Brasema* (Eupelmidae) (Fig. III-5D) y una nueva especie de *Psyllaephagus* (Encyrtidae). Además, asociado a este tipo de agallas se registró un himenóptero inquilino perteneciente al género *Galeopsomyia* (Eulophidae), el cual también corresponde a una especie nueva (Tabla 1; Fig. III-5E-F).



Figura III-5. *Calophya duvauae*. (A) agallas; (B) abertura de la agalla por emergencia de psílido adulto; (C) psílido adulto; (D) inquilino oviponiendo; (E) inquilino con psílido adulto; (F) pupa de *Brasema* sp.n.

Calophya sp. n. 1 (Fig. III-6) induce agallas cónicas cerradas, ubicadas en la cara abaxial de las hojas de *S. longifolia* (Fig. III-6A), aunque en algunos casos se observaron en los márgenes de las hojas. Su coloración es generalmente rojiza, pero varía entre verde y rojo, albergan un inmaduro por agalla y la emergencia del adulto se produce de

la misma forma que las hemisféricas, pero por la cara adaxial. Los adultos de esta especie (Fig. III-6B) se colectaron mayormente (n= 18) entre septiembre - noviembre, principalmente mediante la bolsa de voile. El porcentaje de parasitoidismo registrado fue de 5,88%, y se identificaron parasitoides de una nueva especie del género *Psyllaephagus* (Encyrtidae) (Tabla 1; Fig. III-6C).

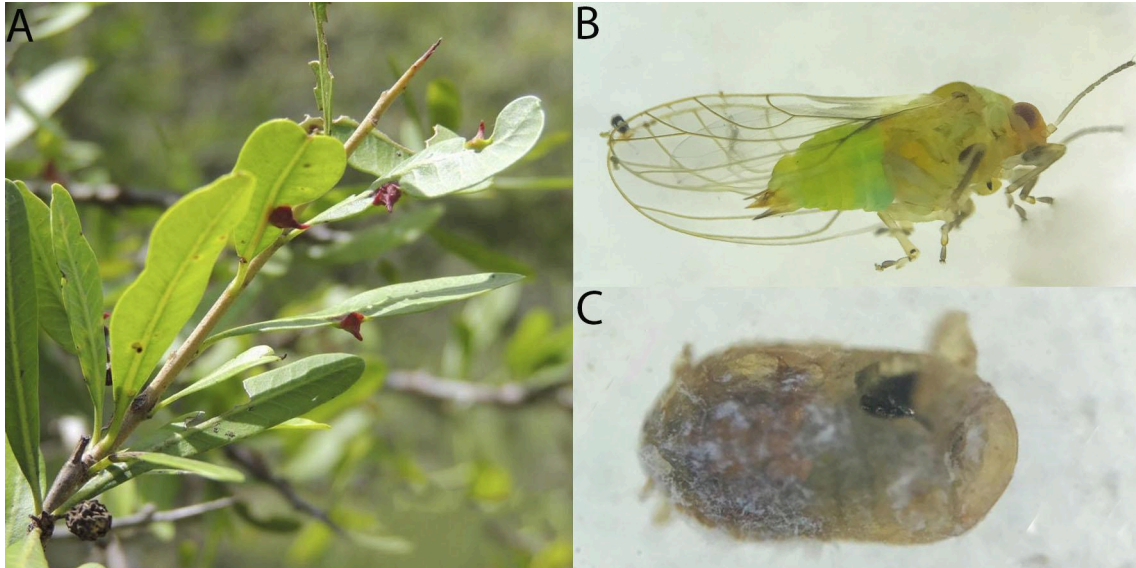


Figura III-6. *Calophya* sp. n. 1. (A) agallas; (B) psílido adulto; (C) pupa de *Psyllaephagus* sp. n. 2 dentro de la momia del inmaduro del psílido.

Por último, *Calophya* sp. n. 2 (Fig. III-7) induce agallas en forma de fosa, ubicadas en la cara adaxial de las hojas (Fig. III-7A). Éstas albergan un inmaduro por agalla, el cual queda expuesto en su superficie dorsal. Los adultos de esta especie (Fig. III-7B) se colectaron mayormente (n= 21) entre septiembre - noviembre, tanto con aspirador sobre hojas y tallos como con bolsa de voile. El porcentaje de parasitoidismo registrado en este tipo de agallas fue de 2,56%, correspondiente a una sola agalla parasitoidizada (Fig. III-7C), por una nueva especie del género *Tamarixia* (Eulophidae) (Tabla 1). Dado que son agallas abiertas, se registró también el porcentaje de depredación, siendo éste de 74,36%.

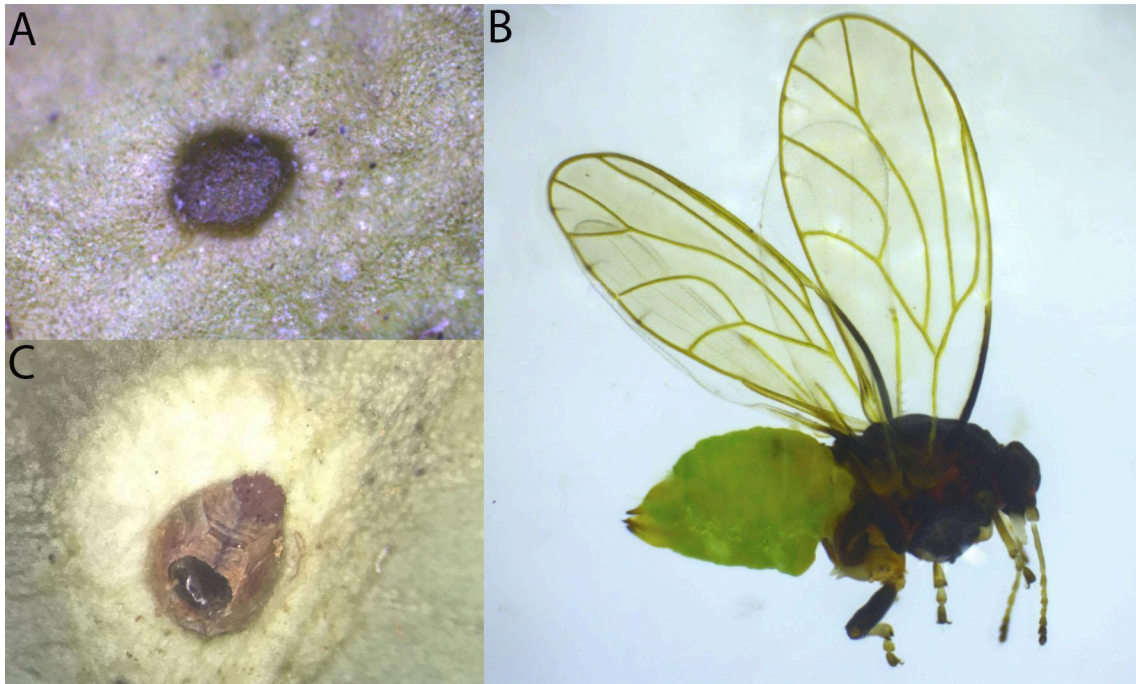


Figura III-7. *Calophya* sp. n. 2. (A) agalla; (B) psílido adulto; (C) momia del inmaduro del psílido.

Tabla 1. Morfotipos de agallas inducidos por psílidos sobre *Schinus longifolia* y los himenópteros asociados a ellos.

Tipo de agalla	Especie	Parasitoide	Inquilino
Hemisférica	<i>Calophya duvauae</i>	<i>Brasema</i> sp. n. <i>Psyllaephagus</i> sp. n. 1	<i>Galeopsomyia</i> sp. n.
Cónica	<i>Calophya</i> sp. n. 1	<i>Psyllaephagus</i> sp. n. 2	
Forma de fosa	<i>Calophya</i> sp. n. 2	<i>Tamarixia</i> sp. n.	
Enrollada	<i>Tainarys schini</i>		

Dentro de la artropodofauna asociada al complejo de psílidos inductores de agallas en *S. longifolia*, además de los parasitoides previamente mencionados, fueron registrados depredadores pertenecientes a las familias Chrysopidae (Neuroptera) y Coccinellidae (Coleoptera), así como al orden Araneae (Fig. III-8A-C). El coccinélido fue identificado como *Harmonia axyridis* (Pallas), vaquita exótica y altamente depredadora. También se observaron ejemplares fitófagos de la familia Miridae (Hemiptera), así como abejas y dípteros polinizadores.

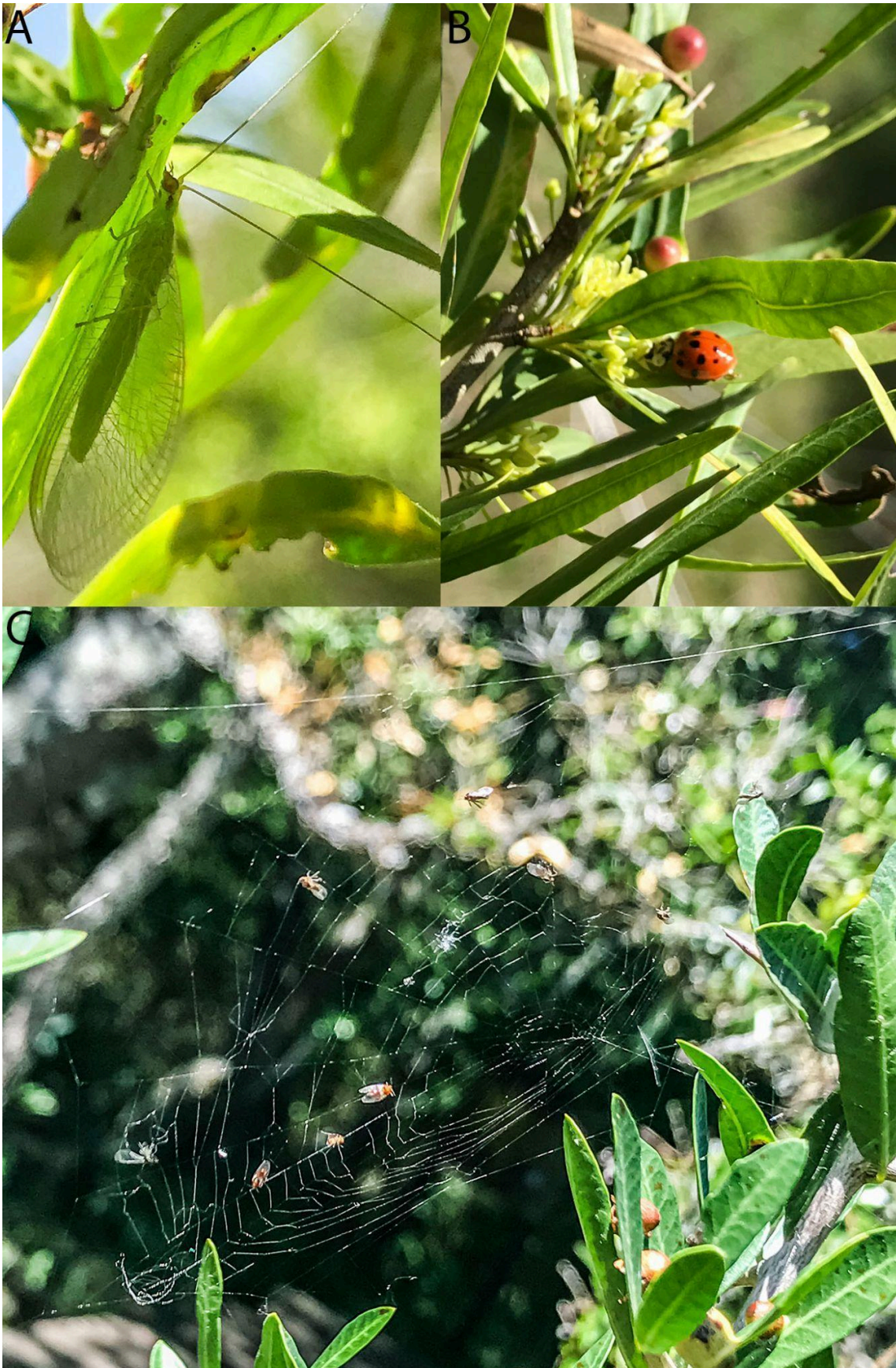


Figura III-8. (A) Chrysopidae (Neuroptera); (B) *Harmonia axyridis* (Coccinellidae, Coleoptera); (C) tela de araña donde se pueden distinguir los psílidos adultos adheridos.

Dinámica y ecología

En el MCA se consideraron las dos primeras dimensiones que en mayor medida explicaron la variación observada en los datos, y en conjunto tienen una varianza explicada de 29,45% (dimensión 1: 17,25%, dimensión 2: 12,20%). La correlación de todas las variables estudiadas dio estadísticamente significativa ($<0,001$) con ambas dimensiones. Sin embargo, las variables “tipo de agalla” ($R^2 = 0,73$) y “zona” ($R^2 = 0,70$) estuvieron más correlacionadas con la dimensión 1 mientras que las variables “estación” ($R^2 = 0,50$), “parasitoidizada” ($R^2 = 0,26$) y “cuadrante” ($R^2 = 0,13$) estuvieron más correlacionadas con la dimensión 2 (Tabla 2; Fig. III-9).

Tabla 2. Correlación de las variables estudiadas en ambas dimensiones, en azul la dimensión 1 y en naranja la dimensión 2.

	R2	p valor		R2	p valor
Tipo de agalla	0.73	<0.001	Estación	0.50	<0.001
Zona	0.70	<0.001	Tipo de agalla	0.39	<0.001
Estación	0.23	<0.001	Parasitoidizada	0.26	<0.001
Parasitoidizada	0.15	<0.001	Cuadrante	0.13	<0.001
Cuadrante	0.08	<0.001	Zona	0.07	<0.001

Como se puede observar en la Fig. III-9, la variable zona explica mucho de la variación presente entre agallas, donde la agalla cónica se asocia a la zona 1, hemisférica a la zona 2 y en forma de fosa se asocia más débilmente a la zona 1. Otra variable bastante explicativa es la estación, donde se observa que las agallas hemisféricas están más asociadas a primavera y verano, mientras que las cónicas están más asociadas a otoño e invierno. Por otro lado, tanto las variables parasitoidismo como cuadrante, no explican mucho sobre la diferencia de la variación entre las agallas; sin embargo, sí se puede ver que la agalla cónica está más asociada al cuadrante norte.

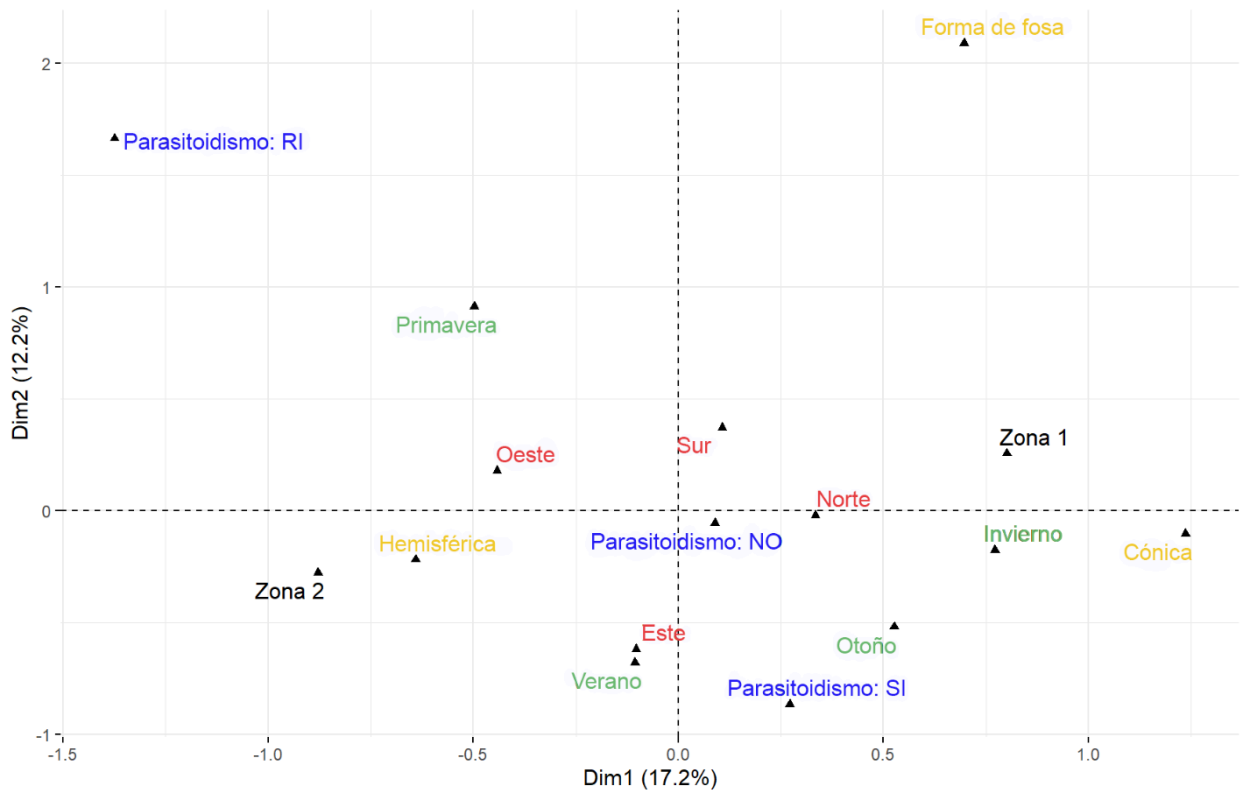


Figura III-9. Análisis de correspondencia múltiple. Variables consideradas: estación (verde), zona (negro), cuadrante (rojo), tipo de agalla (amarillo), y estado de parasitoidismo (azul).

Para comparar la abundancia de agallas en función del tipo de agalla y el resto de las variables, se realizaron cuatro modelos.

En el Modelo 1, se evaluó el tipo de agalla y la estación, y la interacción resultó significativa (LR chisq = 45,66; $p < 0,001$). En el modelo para la agalla cónica no se observó efecto de la estación sobre la abundancia de las agallas (LR chisq = 1,15; $p = 0,766$), mientras que para la hemisférica (LR chisq = 68,94; $p < 0,001$) y la agalla en forma de fosa (LR chisq = 33,96; $p < 0,001$) sí se observaron diferencias. Los contrastes mostraron una mayor abundancia en primavera y verano en comparación con otoño e invierno para la hemisférica, mientras que para la agalla en forma de fosa se observó mayor abundancia en primavera con respecto al resto de las estaciones (Fig. III-10).

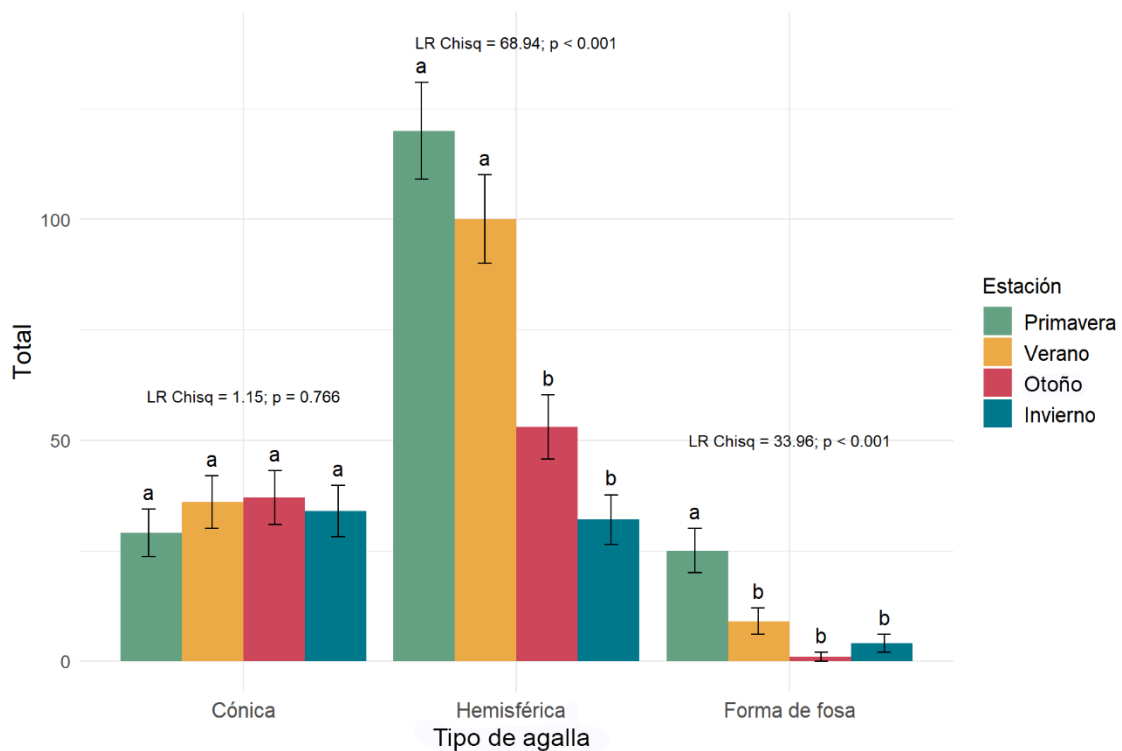


Figura III-10. Abundancia de cada tipo agalla por estación. Se muestra el error estándar de la media. Letras diferentes indican diferencias significativas en la abundancia de cada tipo de agalla entre estaciones.

El Modelo 2 compara la abundancia de agallas en función del tipo de agalla y la zona. Ya que la interacción entre las variables resultó significativa (LR chisq = 307,93; $p < 0,001$), se realizaron modelos para cada tipo agalla. Para los tres tipos de agalla se observó un efecto de la zona sobre la abundancia de las agallas: agalla cónica (LR chisq = 176,72; $p < 0,001$), hemisférica (LR chisq = 78,16; $p < 0,001$) y en forma de fosa (LR chisq = 53,06; $p < 0,001$). Los contrastes mostraron una mayor abundancia en la zona 2 en comparación con la 1 para la hemisférica, mientras que para la agalla en forma de fosa y la cónica se observó mayor abundancia en la zona 1 con respecto a la zona 2 (Fig. III-11).

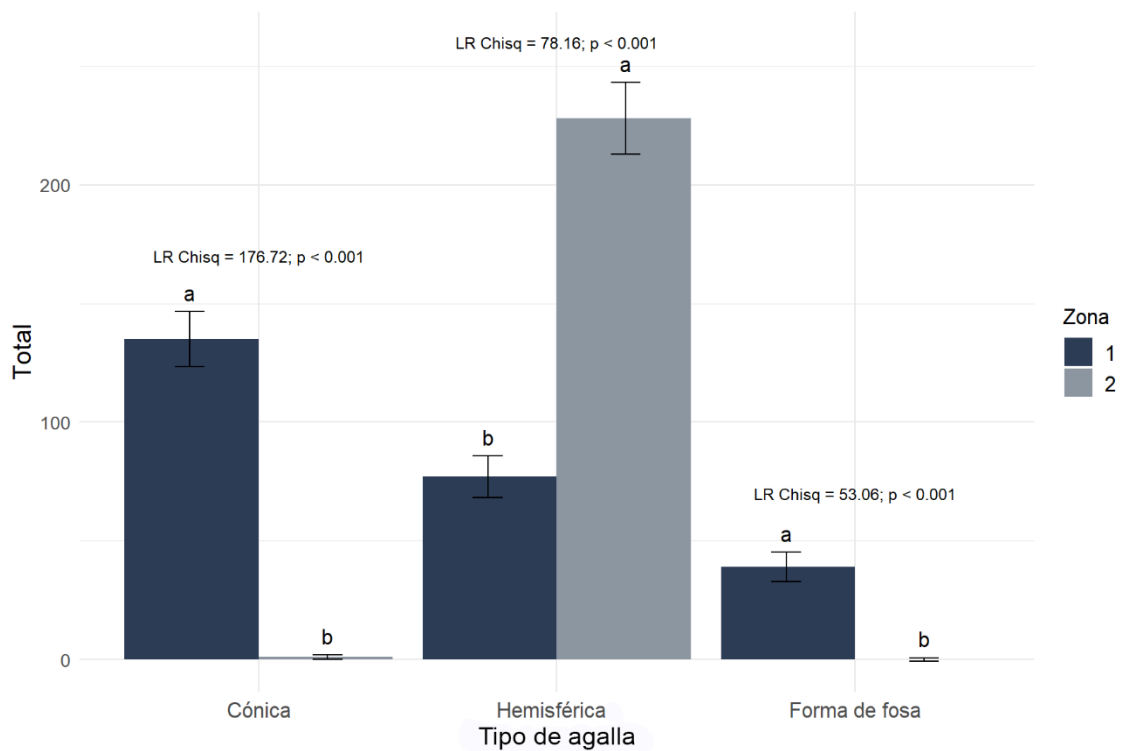


Figura III-11. Abundancia de cada tipo agalla por zona. Se muestra el error estándar de la media. Letras diferentes indican diferencias significativas en la abundancia de cada tipo de agalla entre zonas.

El Modelo 3 se utilizó para comparar la abundancia de agallas en función del tipo de agalla y el estado de parasitoidismo. Como la interacción entre ellas fue significativa (LR chisq = 15,86; $p=0,003$), también se realizaron modelos para cada tipo de agalla evaluando la abundancia por estado de parasitoidismo. Para los tres tipos de agalla se observó efecto del parasitoidismo: para la agalla cónica (LR chisq = 195,74; $p<0,001$), hemisférica (LR chisq = 293,01; $p<0,001$) y en forma de fosa (LR chisq = 75,19; $p<0,001$). En los contrastes se puede ver que para los tres tipos de agallas hay una mayor abundancia en relación con la ausencia de parasitoidismo en comparación con la presencia y relación indeterminada (Fig. III-12).

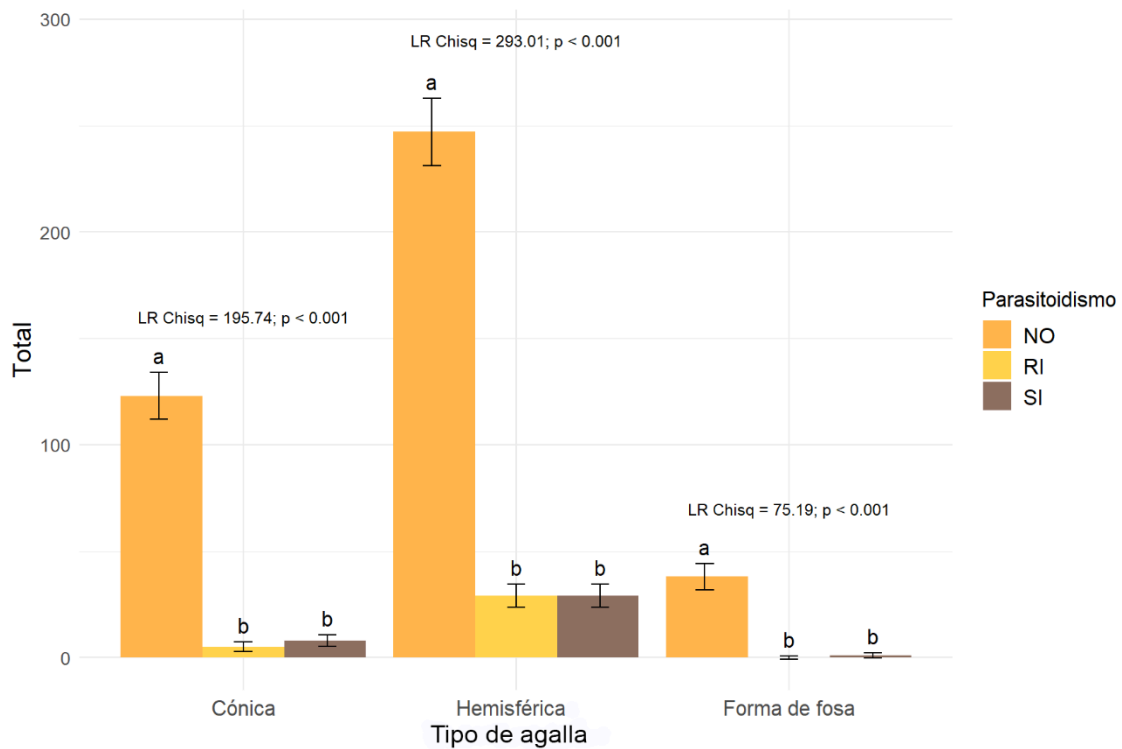


Figura III-12. Abundancia de cada tipo agalla por estado de parasitoidismo. Se muestra el error estándar de la media. Letras diferentes indican diferencias significativas en la abundancia de cada tipo de agalla entre estados de parasitoidismo.

Por último, en el Modelo 4 se comparó la abundancia de agallas según el tipo de agalla y el cuadrante, y su interacción resultó significativa (LR chisq = 34,08; $p < 0,001$). Los modelos realizados mostraron que en la agalla cónica hay un efecto del cuadrante sobre la abundancia de las agallas (LR chisq = 20,59; $p < 0,001$), los contrastes muestran que hay mayor abundancia en el E y N, y menor abundancia en el O con una abundancia en el cuadrante S intermedia que no es significativamente diferente al resto. Para la agalla en forma de fosa (LR chisq = 15,46; $p = 0.001$), se observa un mayor número de agallas en el cuadrante O, un número intermedio en cuadrante S y N y un menor número en el cuadrante E, marcándose diferencias significativas entre O y E. Para la agalla hemisférica (LR chisq = 3,72; $p = 0,293$) no se observó un efecto de los cuadrantes.

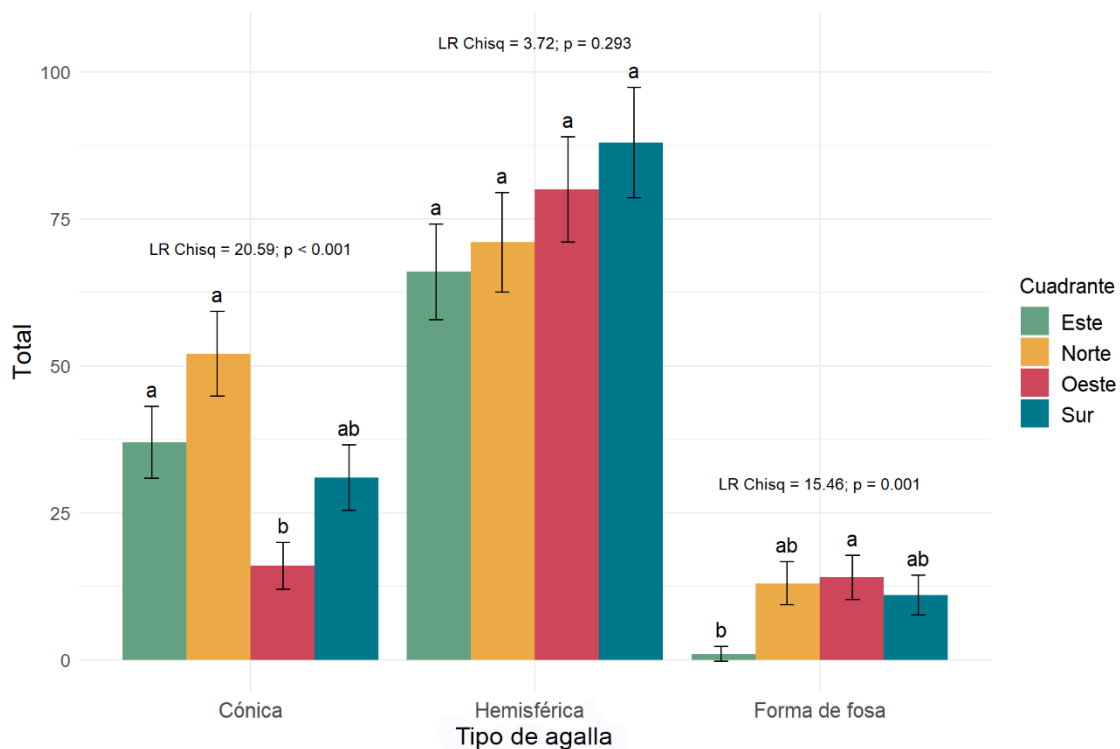


Figura III-13. Abundancia de cada tipo agalla por cuadrante. Se muestra el error estándar de la media. Letras diferentes indican diferencias significativas en la abundancia de cada tipo de agalla entre los cuadrantes.

DISCUSIÓN

De las especies encontradas sobre *S. longifolia*, *T. schini* y *C. duvauae* ya habían sido registradas como inductoras de agallas enrolladas y hemisféricas respectivamente (Burckhardt & Basset, 2000; Burckhardt & Queiroz, 2017; Kuzmanich et al., 2015). Los resultados de este trabajo concuerdan con Kuzmanich et al. (2015) en la ubicación y coloración de las agallas hemisféricas. Respecto a *Calophya* sp. n. 1, las agallas que describen Kuzmanich et al. (2015) en Buenos Aires sobre *S. longifolia* como pertenecientes a *C. gallifex*, probablemente se refieran a esta nueva especie (Ver Cap.2). Sin embargo, a diferencia de lo mencionado por los autores, se observó que la ubicación de la agalla era en la cara abaxial de la hoja y su apertura en la cara adaxial. Respecto a *Calophya* sp. n. 2 es el primer registro de esta especie. Para las tres especies del género *Calophya* fueron registradas las épocas de emergencia de los adultos, así como su porcentaje de parasitoidismo y sus relaciones con parasitoides e inquilinos. Además, para *Calophya* sp. n. 2 también fue registrado el porcentaje de depredación,

que concuerda con que cerca del 50% de las agallas abiertas son depredadas (Burckhardt com. pers.).


Si bien ya se conocían relaciones entre los géneros de Chalcidoidea *Psyllaephagus* y *Tamarixia* con otras especies de *Calophya* (UCD, 2023), aquí se registraron nuevas asociaciones de las tres especies de *Calophya* estudiadas con cuatro especies de parasitoides. Por otro lado, el género *Brasema* no se había asociado hasta ahora con ningún miembro de la familia Calophyidae. Este trabajo representa un aporte novedoso sobre las asociaciones en esta triple relación entre planta hospedera, psílidos y parasitoides y nos permite comprender el sistema en su conjunto y sus interacciones. Esto es importante porque las especies que inducen agallas en plantas ornamentales son particularmente dañinas, la infestación fuerte puede causar hojas severamente deformadas y la caída de las mismas (Burckhardt, 1994b). A su vez, en ciertos casos las agallas pueden ser utilizadas como bioindicadores ambientales (Kuzmanich et al., 2015).

Es importante aclarar, que como la agalla se abre por su maduración, y esta apertura está sincronizada con el desarrollo del psílido (Sharma & Raman, 2022), no se consiguió la emergencia de los psílidos adultos una vez extraídas las hojas de la planta. Contrariamente, las avispas parasitoides e inquilinos sí continuaron su desarrollo normal y emergieron de las hojas colectadas, debido a que éstas abren las agallas cortándolas con su aparato bucal. Comprender un sistema ecológico tan complejo no fue sencillo, y una de las maneras para poder asociar la especie de psílido correspondiente a cada tipo de agalla, fue la utilización de bolsas de voile confinando ramas de la planta hospedera con un solo tipo de agalla (Ver materiales y métodos).

Con los dos tipos de análisis estadísticos realizados se analizaron las distintas variables. En MCA se observó que las variables estación y zona explican mucho de la variación presente entre agallas, mientras que las variables parasitoidismo y cuadrante explican poco sobre esta variación. Esto probablemente se debe a que las estaciones influyen diferencialmente sobre la abundancia de los distintos tipos de agallas, quizás como estrategia para un mejor uso de los recursos. En cuanto a las zonas, puede deberse a la diferencia de tamaño de las plantas entre las dos zonas, siendo las plantas más pequeñas de la zona 2 más susceptibles a la inducción de un tipo determinado de

agalla, en este caso la hemisférica, que podría explicarse si esta especie de psílido tuviera alguna preferencia por los tejidos nuevos de los brotes. Los GLM muestran que hay una mayor abundancia en primavera para la agalla en forma de fosa, y en verano y primavera de la agalla hemisférica. A su vez, la zona 2 tiene mayor abundancia de agallas hemisféricas, mientras que la zona 1 de agallas en forma de fosa y cónicas. En los tres tipos de agallas hay una mayor relación con la ausencia de parasitoidismo, lo cual indica que, si bien son parasitoidizadas, el porcentaje es bajo y no existe algún tipo de agalla más afectada que otra. En cuanto al cuadrante, hay mayor cantidad del tipo de agalla cónica en el este y norte, y menor en el oeste; para la agalla en forma de fosa, se marcan diferencias significativas entre oeste y este. En un estudio llevado a cabo en Misiones, se observó que la densidad poblacional del psílido inductor de agallas en yerba mate, *G. spegazziniana*, no presentaba variaciones en función de la orientación cardinal, por lo que se sugirió que las diferencias de incidencia solar no influyen en los parámetros demográficos (Ayala et al., 2023). Si bien aquí se registraron diferencias para dos de los tres tipos de agallas consideradas, no puede atribuirse a la incidencia solar ya que no se observó un patrón. Se esperaría que las hojas más expuestas a la luz solar (norte/noroeste en el hemisferio sur) presenten más abundancia de agallas, debido a la importancia de la fotosíntesis en el crecimiento de las agallas y la prevención del exceso de CO₂ (De Castro et al., 2023). Dado que la inducción de agallas se ve afectada tanto por factores intrínsecos como extrínsecos, se debe estudiar más profundamente en este caso qué factores podrían estar influyendo directamente.

Debido a que muchas plantas nativas como *Schinus* son utilizadas como cercos vivos y cortinas forestales, resulta interesante conocer los psílicos y enemigos naturales asociados a ellas, dado el flujo de individuos que puede existir entre especies nativas y cultivadas. Estudios recientes denotan la importancia de conocer los psílicos en hábitats nativos, que funcionan como recursos alternativos para varios depredadores y parasitoides, permitiendo el movimiento de los enemigos naturales a través del paisaje (Horton, 2024). Es indispensable entender y conocer la diversidad de psílicos y enemigos naturales en plantas nativas, así como su biología, para poder aplicar estrategias de control tanto en cultivos como en plantas ornamentales.



CAPÍTULO 4
¿Quiénes atacan a los psílidos?

INTRODUCCIÓN

Como se mencionó en el Capítulo 1, los psílicos son considerados de importancia económica debido a que diversas especies son perjudiciales para cultivos agrícolas, forestales y plantas ornamentales (Burckhardt, 1994b; Drohojowska et al., 2020; Burckhardt, 2008). El control químico es comúnmente utilizado para el control de especies de psílicos, un ejemplo de ello son los insecticidas sintéticos sobre papa o tomate para manejar las poblaciones de *Bactericera cockerelli* (Šulc). No obstante, este tipo de control presenta desventajas como el desarrollo de resistencia por parte de los insectos, la reducción de las poblaciones de enemigos naturales y la aparición de brotes de plagas secundarias, así como el deterioro de la salud humana y del ambiente (Altieri & Nicholls, 2012; Guzmán-Pedraza et al., 2024). Por ello, resulta fundamental explorar alternativas para el manejo de especies perjudiciales. El manejo integrado de plagas (MIP) surge como alternativa sustentable, combinando diferentes técnicas, entre ellas el control biológico (Altieri & Nicholls, 2012). Este último se basa en el uso de enemigos naturales (depredadores, parasitoides y patógenos) para reducir las poblaciones plaga por debajo del umbral económico de daño, a través de distintas estrategias: clásica, neoclásica, aumentativa y por conservación (Radcliffe et al., 2009; Van Driesche et al., 2007).

Los psílicos cuentan con una amplia gama de enemigos naturales que actúan en diferentes etapas de su ciclo de vida. Los inmaduros son depredados por míridos, antocóridos, tijeretas, larvas de crisopa, larvas y adultos de coccinélidos, hormigas, larvas de sírfidos, y ácaros, entre otros. Mientras que los adultos son atacados principalmente por aves y arañas (Burckhardt, 2005, 2008; Hollis, 2004). Los depredadores de psílicos más abundantes pertenecen al orden Hemiptera (Heteroptera), seguido por Coleoptera, Neuroptera, Diptera y Dermaptera. Entre los heterópteros que atacan a los psílicos se pueden mencionar diversas especies de Miridae, Nabidae, Anthocoridae, como *Anthocoris nemoralis* (Fabricius) introducido a Norteamérica desde Europa para control de *Cacopsylla pyricola* (Foerster) en perales (Jerinic-Prodanovic & Protić, 2013). Entre los neurópteros, estudios recientes sugieren que *Chrysoperla externa* (Hagen) es un potencial agente de control de huevos e

inmaduros de *Glycaspis brimblecombei*, una importante plaga del eucalipto (Porto et al., 2025).

Por otra parte, las familias de Chalcidoidea que parasitoidizan inmaduros de Psylloidea son Encyrtidae (*Caldencyrtus*, *Prionomitus*, *Psyllaephagus*), Eulophidae (*Aprostocetus*, *Galeopsomyia*, *Tamarixia*, *Tetrastichus*), Eupelmidae (*Brasema*), Eurytomidae (*Eurytoma*), Pteromalidae (*Lyrcus* (ex *Zatropis*)) y Torymidae (*Torymoides*). También se registró la familia Signiphoridae actuando como hiperparasitoide (*Signiphora*). Además, como parasitoides y parásitos de adultos de psílicos se conocen especies de Encyrtidae, Cecidomyiidae y Stresiptera (Burckhardt, 2005, 2008; Butignol & Pedrosa-Macedo, 2003; Carneiro et al., 2013; Espírito-Santo et al., 2004; Hollis, 2004; Sá & Fernandes, 2015; Sharma & Raman, 2022). Otras interacciones registradas incluyen a los Braconidae y al género de Platygastriidae *Synopeas*. Este género es conocido por parasitoidizar especies de Cecidomyiidae, pero está citado en India parasitoidizando agallas inducidas por una especie de *Pauropsylla* (Triozidae) (Burckhardt, 2008; Veenakumari et al., 2018).

En la actualidad, son varias las especies de parasitoides que se utilizan como controladores biológicos de psílicos plaga. Entre ellas numerosas especies de *Psyllaephagus* (Encyrtidae) han sido usadas en programas de control biológico clásico, por ejemplo: *Psyllaephagus pilosus* Noyes para control de *Ctenarytaina eucalypti* (Maskell) en California y Reino Unido; *P. bliteus* Riek para control de *Glycaspis brimblecombei* Moore, y *P. yaseeni* Noyes para *Heteropsylla cubana* Crawford (Berry, 2007). También una especie de Eulophidae ampliamente conocida, *Tamarixia radiata* (Waterston), es utilizada en este tipo de control contra el psílido asiático de los cítricos, *Diaphorina citri* Kuwayama. Este último es una de las principales plagas de los cítricos, ya que transmite bacterias (*Candidatus Liberibacter* spp.) que causan el enverdecimiento de los cítricos o Huanglongbing (HLB) (Andrade et al., 2020; Zuparko et al., 2011). Dado que *D. citri* ha invadido distintas zonas de América, incluyendo Estados Unidos, México, Puerto Rico, Guadalupe, Brasil y Argentina, su enemigo natural se ha liberado como agente de control en varios de estos países (Andrade et al., 2020; Zuparko et al., 2011). En Argentina, en la provincia de Corrientes, *T. radiata* es criada con este fin (Aquino com. pers.).

Asimismo, se conocen casos de depredadores y parasitoides actuando en combinación para el control de una especie plaga. Un ejemplo de esto es el depredador *Engytatus varians* (Distant) (Miridae) y el parasitoide *Tamarixia triozae* (Burks) (Eulophidae) que se establecieron con éxito en plantas de pimiento *Capsicum annuum* L. (Solanales: Solanaceae) en México y redujeron la densidad poblacional de *B. cockerelli*, plaga también en otras solanáceas como papa (*Solanum tuberosum* L.) y tomate (*S. lycopersicum* L.) (Guzmán-Pedraza et al., 2024).

Los himenópteros parasitoides y los dípteros (principalmente Cecidomyiidae y Syrphidae) son considerados más eficientes para regular las poblaciones de psílidos, ya que se limitan a una fase del ciclo y están sincronizados con éste; mientras que los depredadores como Heteroptera y Coleoptera, al no ser específicos y estar poco sincronizados son menos adecuados para el control (Burckhardt, 2008).

Por otro lado, algunas familias de ácaros pertenecientes a la cohorte Parasitengona (entre ellas Erythraeidae) parasitan hemípteros; larvas de varias especies de *Erythraeus* (*Erythraeus*) fueron encontradas asociadas con al menos nueve familias de Hemiptera (Haitlinger & Mehrnejad, 2017; Stroiński et al., 2013). De la familia Psyllidae solo unas pocas especies son conocidas por ser parasitadas por ácaros de Parasitengona: *Charletonia postojnensis* Haitlinger sobre *Psylla* sp. en Eslovenia, *C. rocciai* Treat & Flechtmann sobre *Auchmerina limbatipennis* Enderlein en Brasil, y *Leptus* (*Leptus*) *elderi* Southcott atacando a *Heteropsylla cubana* en Australia (Haitlinger & Mehrnejad, 2017; Costa et al., 2019; Ouvrard, 2025).

Dada la importancia que presentan los psílidos al ocasionar daños en una amplia gama de plantas hospederas y el escaso conocimiento sobre sus controladores naturales, sobre todo en la Argentina, se plantea el siguiente **objetivo**: estudiar las interacciones entre especies de Psylloidea, sus parasitoides y otros enemigos naturales.

MATERIALES Y MÉTODOS

El material estudiado proviene de colectas personales en las provincias de Buenos Aires (La Plata, Magdalena), Entre Ríos (Concordia) y Río Negro (San Carlos de Bariloche), así como material enviado por colegas desde diferentes lugares del país: Dr.

Juan José Martínez (La Pampa), Dr. Juan P. Bouvet (Entre Ríos), Dr. Leopoldo Álvarez (Buenos Aires), Dra. María Fernanda López Armengol y Lic. Cecilia Gittins (Neuquén).

Para la recolección de los distintos enemigos naturales se utilizaron diferentes métodos de muestreo: aspirador y captura manual sobre las plantas para la recolección de adultos, así como bolsas de voile confinando ramas de la planta hospedera para obtener asociaciones con los distintos tipos de agallas inducidas por los psílicos. También se recogieron inmaduros parasitoidizados y agallas que fueron trasladados al laboratorio y conservados dentro de cápsulas de Petri plásticas hasta la emergencia de los adultos de los parasitoides (Ver Cap. 2 y 3). A su vez, se registraron a través de fotografías otros enemigos naturales presentes en el sistema.

Para el estudio apropiado de los caracteres morfológicos de los especímenes se emplearon distintas técnicas específicas de conservación del material: (a) conservación de los ejemplares en etanol 70%, (b) secado del material en punto crítico, y (c) realización de preparaciones microscópicas siguiendo el protocolo de Noyes (1990). El adecuado montaje y conservación permitió la correcta identificación de los géneros y especies, realizada con la colaboración de los especialistas de los grupos involucrados (Dr. Aquino Daniel, División Entomología, Museo de La Plata; Dra. Cédola Claudia, CEPAVE, La Plata; Dra. Dellapé Gimena, División Entomología, Museo de La Plata).

En este capítulo también fueron consideradas las especies de psílicos y de parasitoides identificadas a nivel específico recopilados de la bibliografía, excluyendo aquellos donde las identificaciones eran dudosas o de mayor categoría taxonómica.

RESULTADOS

En este trabajo se brinda información sobre los parasitoides pertenecientes a la superfamilia Chalcidoidea asociados a especies de psílicos basada en revisión de bibliografía y material recolectado en distintos lugares (Tabla 1), así como también de otros enemigos naturales registrados en las colectas, depredadores o ácaros parásitos.

Del material proveniente de distintas colectas, se identificaron 13 enemigos naturales, dentro de los cuales ocho son himenópteros parasitoides, cuatro depredadores y un ectoparásito.

Los parasitoides registrados de la familia Encyrtidae fueron *Psyllaephagus baccharidis* asociado a *Baccharopelma dracunculifoliae*, *P. bliteus* a *Glycaspis brimblecombei*, *P. femoralis* Borelli para *Lauritrioza alacris*, *Psyllaephagus* sp. n. 1 para *Calophya duvauae*, *Psyllaephagus* sp. n. 2 para *Calophya* sp. n. 1, y un ejemplar macho indeterminado emergido de *Notophorina* sp. n. A su vez fue encontrada una especie nueva del género *Brasema* (Eupelmidae) parasitoidizando a *Calophya duvauae* (Fig. 1A-B), y una especie nueva de *Tamarixia* (Eulophidae) asociada a *Calophya* sp. n. 2 (Cap. 2 y 3) (Tabla 1).

Tabla 1. Parasitoides de la Superfamilia Chalcidoidea, asociados a psílidos en la Argentina y países limítrofes.

Especie de psílido	Parasitoide asociado	Distribución	Cita
APHALARIDAE			
<i>Ctenarytaina eucalypti</i> (Maskell)	* <i>Psyllaephagus pilosus</i> Noyes	Argentina, Brasil, Chile, Uruguay	Bouvet, 2011; Kurylo et al., 2010; Rodríguez & Sáiz, 2006; Crosa, s/año
<i>Glycaspis brimblecombei</i> Moore	* <i>Psyllaephagus bliteus</i> Riek	Argentina, Brasil, Chile, Paraguay, Uruguay	Bouvet, 2011; Ferreira Filho et al., 2008; Huerta et al., 2011; Benítez Díaz & Colmán Argaña, 2014; Crosa s/año
CALOPHYIDAE			
<i>Calophya gallifex</i> Kieffer & Jörgensen	* <i>Psyllaephagus trellesi</i> (Blanchard)	Argentina	De Santis, 1967
<i>Calophya schini</i> Tuthill	* ¹ <i>Tamarixia schina</i> Zuparko	Chile	Zuparko et al., 2011
<i>Calophya duvauae</i> (Scott)	* <i>Psyllaephagus</i> sp. n. 1 * ² <i>Brasema</i> sp. n.	Argentina	Nuevo registro de asociación
<i>Calophya</i> sp. n. 1	* <i>Psyllaephagus</i> sp. n. 2	Argentina	Nuevo registro
<i>Calophya</i> sp. n. 2	* ¹ <i>Tamarixia</i> sp. n.	Argentina	Nuevo registro
MASTIGIMATIDAE			

<i>Mastigimas anjosi</i> Burckhardt et al.	<i>*Psyllaephagus trioziphagus</i> (Howard)	Brasil	Costa et al., 2015
PSYLLIDAE			
<i>Baccharopelma dracunculifoliae</i> Burckhardt et al.	<i>*Psyllaephagus baccharidis</i> Tavares & Perioto	Brasil, Argentina	Espírito-Santo et al., 2004; nuevo registro de distribución
<i>Diaphorina citri</i> Kuwayama	<i>*¹Tamarixia radiata</i> (Waterson)	Argentina, Brasil, Uruguay	Zuparko et al., 2011; Aquino com. pers.
<i>Notophorina</i> sp. n.	Encyrtidae	Argentina	Nuevo registro
TRIOZIDAE			
<i>Neolithus fasciatus</i> Scott	<i>*Lochitoencyrtus gahani</i> De Santis	Argentina, Brasil	De Santis & Fernandes, 1989
<i>Triozoida limbata</i> (Enderlein)	<i>*Psyllaephagus trioziphagus</i> (Howard)	Brasil	Sá y Fernandez, 2015
<i>Lauritriozia alacris</i> (Flor)	<i>*Psyllaephagus femoralis</i> Borelli	Argentina	Nuevo registro de distribución

* Encyrtidae, ¹ Eulophidae, ² Eupelmidae

Los depredadores observados pertenecen a las familias Anthocoridae, Chrysopidae y Coccinellidae, y al orden Araneae (Ver Cap.3). El antocórido fue identificado como *Orius insidiosus* (Say) y el coccinélido como *Harmonia axyridis* (Pallas) (Fig. 1C).

Por último, se registró la asociación entre el psílido *Russelliana adunca* Burckhardt y el ácaro ectoparásito *Erythraeus* sp. (Acari: Prostigmata: Parasitengona), el cual se encontró unido al abdomen del psílido adulto (Fig. 1D).

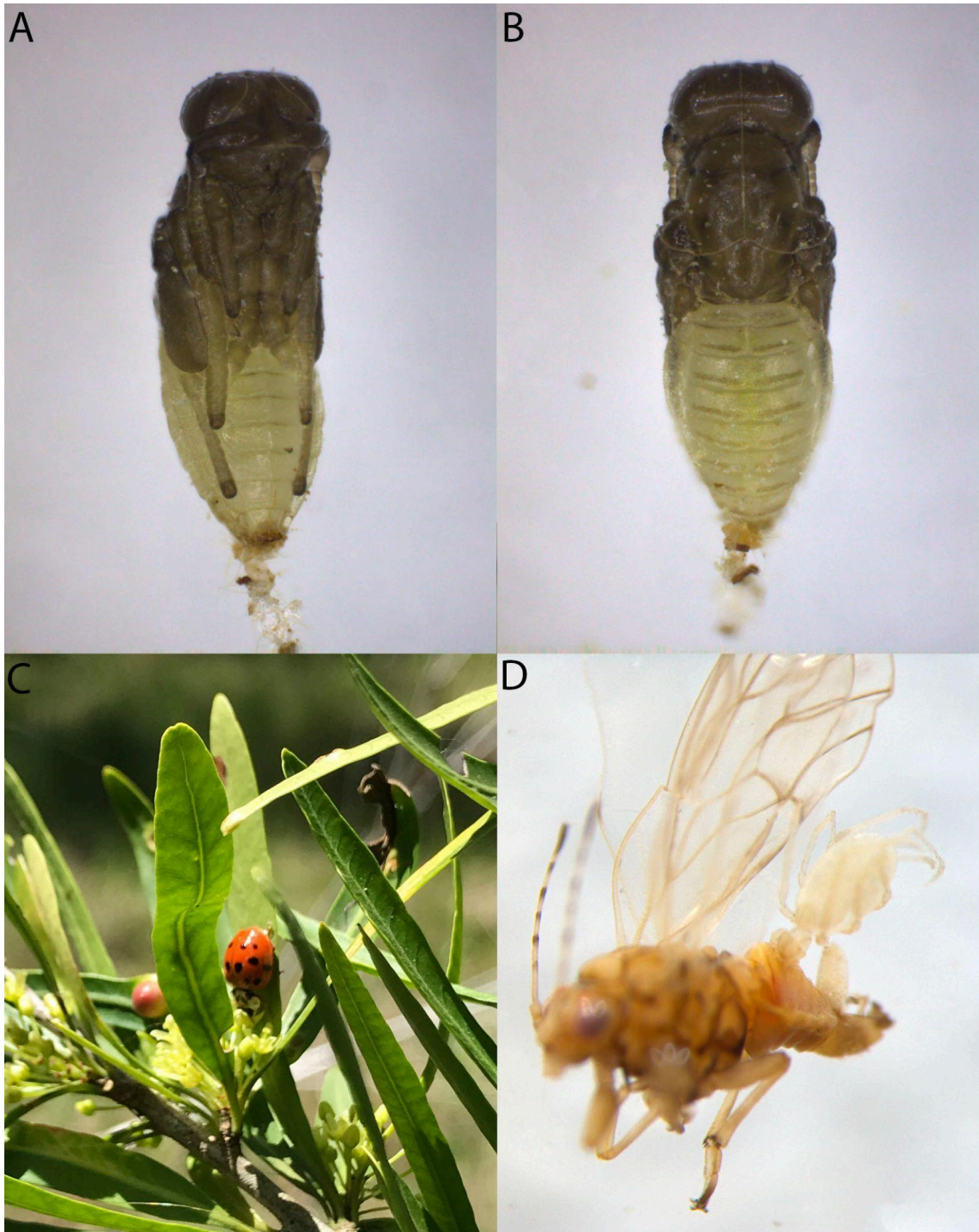


Figura 1. (A-B) Pupa de *Brasema* sp. n. extraída del interior de agallas de *C. duvauae*; (C) *Harmonia axyridis*; (D) larva de *Erythraeus* sp. firmemente unida al abdomen de *Russelliana adunca* (Baliotte et al., 2021a).

DISCUSIÓN

Respecto a los parasitoides, se registran por primera vez en la Argentina los Encyrtidae *Psyllaephagus baccharidis* y *P. femoralis*, siendo para ésta última especie también el primer registro en Sudamérica (UCD, 2023). Por otro lado, se identificaron dos especies nuevas de éste mismo género asociadas una a *Calophya duvauae* y la otra con una nueva especie de *Calophya*. *Psyllaephagus bliteus* también fue observada parasitoidizando *Glycaspis brimblecombei*, en concordancia con lo informado por Bouvet (2011). Además, se estudió un ejemplar macho emergido de una nueva especie del género *Notophorina*, el cual no pudo ser identificado.

Dentro de la familia Eupelmidae, se ha registrado una nueva especie del género *Brasema* atacando a *Calophya duvauae*. Este género ya ha sido encontrado asociado con la familia Psyllidae en estudios previos (Espírito-Santo et al., 2004), pero esta es la primera vez que se registra la interacción con la familia Calophyidae.

De la familia Eulophidae, el género *Tamarixia* ya había sido reportado en asociación con la familia Calophyidae (Zuparko et al., 2011), sin embargo, se observó una especie nueva de *Tamarixia* relacionada a una nueva especie de *Calophya*.


Es importante resaltar que las interacciones entre estos grupos de parasitoides y sus hospedadores son altamente específicas. A pesar de la falta de claves de identificación locales, las especies registradas no han podido asociarse con ninguna de las previamente descritas en la literatura (Noyes, 1996; Riek, 1962), lo que lleva a considerar que se trata de especies nuevas. Este hallazgo subraya la necesidad de realizar estudios más detallados para comprender mejor las dinámicas ecológicas y las características únicas de estos parasitoides, así como su potencial en el control biológico. La identificación de nuevas especies también pone de manifiesto la riqueza y complejidad de los ecosistemas en los que habitan.

Por otra parte, las familias Anthocoridae, Chrysopidae y Coccinellidae, al igual que el orden Araneae ya han sido citados como depredadores de psílidos en diversos trabajos (Burckhardt, 2005, 2008; Hollis, 2004; Jerinić-Prodanović & Protić, 2013). En la Argentina, *O. insidiosus* es un insecto controlador de trips y, por ser generalista,

depreda también pulgones, huevos de lepidópteros, entre otros (Olivo et al., 2015). Si bien *Anthocoris nemoralis* es frecuentemente encontrado como predador de la superfamilia Psylloidea (Jerinić-Prodanović & Protić 2013), no se han encontrado registros del antocórido generalista *O. insidiosus* asociado a psílidos, por lo cual éste sería el primer registro en un sistema con alta densidad de psílidos. El coccinélido encontrado fue identificado como *H. axyridis*, el cual es conocido por ser altamente depredador, y alimentarse por ejemplo de inmaduros de *D. citri* (Huang et al., 2019).

Por último, se reporta por primera vez la asociación entre el ácaro *Erythraeus* sp. y el psílido *R. adunca*, y esta asociación amplía la lista de hospedadores conocidos para este parásito. Las larvas de ácaros eritréidos no son comunes sobre psílidos, por lo que este primer registro adiciona un nuevo huésped (Baliotte et al., 2021a).

El conocimiento de los enemigos naturales de los psílidos, así como de su biología y comportamiento, es fundamental para comprender las complejas relaciones que establecen con las especies de las que se alimentan. Este entendimiento es esencial no solo para conocer su rol ecológico, sino también para desarrollar estrategias de control biológico que sean efectivas y sustentables, contribuyendo a la conservación de los ecosistemas mientras se controlan las poblaciones de insectos perjudiciales de manera natural.

A woman with long, dark, curly hair is crouching on a wooden boardwalk in a park. She is wearing a light grey long-sleeved shirt and blue jeans. She is looking down at a piece of paper she is holding in her hands. To her right, on the boardwalk, is a clear plastic bag containing papers and a pen. The background is filled with green trees and grass, suggesting a natural setting.

Conclusiones generales
y
Perspectivas a futuro

En los últimos 20 años, los estudios sobre psílicos en la Argentina fueron realizados principalmente por el Dr. Daniel Burckhardt y el Dr. Juan Pedro Bouvet. El Dr. Burckhardt fue responsable del último relevamiento faunístico de la superfamilia Psylloidea en el año 2008, mientras que el Dr. Bouvet centró sus investigaciones en especies plaga asociadas a eucaliptos y cítricos. Como resultado de estos trabajos, hasta la fecha se habían citado en el país seis familias, 11 subfamilias, tres tribus, 35 géneros y 103 especies de psílicos.

Luego de este trabajo de tesis se registran por primera vez en la Argentina una familia, dos subfamilias, tres géneros, nueve especies y se dan a conocer 10 especies nuevas. Con la información bibliográfica recopilada, sumado a los nuevos aportes, se brinda una lista de las 122 especies de Psylloidea registradas en la Argentina, con información sobre su distribución, biología y plantas hospederas. Además, se amplía la distribución de 20 especies, se describen tres especies nuevas y se aporta nueva información sobre plantas hospederas y biología de algunas especies.

Todo este conocimiento fue utilizado además para la creación del catálogo de acceso público: "Psylloidea (Hemiptera: Sternorrhyncha) species from Argentina and Uruguay" (<https://biodar.unlp.edu.ar/psylloidea/>), y su actualización periódica.

Respecto al complejo de psílicos que se desarrolla sobre *S. longifolia* en la Reserva Provincial El Destino, se obtuvieron agallas correspondientes a cuatro morfotipos distintos, cada uno inducido por una especie diferente de psílido y parasitoidizados a su vez por diferentes especies de microhimenópteros. Para tres de las especies se registraron las épocas de emergencia de los adultos, nuevas asociaciones con cuatro especies de parasitoides y el porcentaje de parasitoidismo. Además, se menciona la presencia de depredadores pertenecientes a distintos grupos, una nueva especie de inquilino y, para una de las especies de psílicos, el porcentaje de depredación. A su vez se analiza la influencia de la zona, la estación, el parasitoidismo y el cuadrante sobre la abundancia de cada tipo de agalla. Este trabajo representa un aporte novedoso sobre las asociaciones en esta triple relación trófica entre planta hospedera, psílicos y parasitoides y nos permite comprender este sistema tan complejo y las interacciones que en él se presentan.

Por último, se brinda información sobre los parasitoides de psílicos pertenecientes a la superfamilia Chalcidoidea en la Argentina y países limítrofes, así como también de depredadores y ácaros parásitos. Del material proveniente de distintas colectas, se identificaron 13 enemigos naturales, dentro de los cuales ocho son himenópteros parasitoides, cuatro depredadores y un ectoparásito. Se registran tres asociaciones ya conocidas con parasitoides, de las cuales dos son nuevas en la Argentina y una también en Sudamérica. A su vez, se mencionan cuatro asociaciones con especies no descritas de parasitoides. Por último, se reporta por primera vez la asociación entre el ácaro *Erythraeus* sp. y el psílico *Russelliana adunca*, ampliando la lista de hospedadores conocidos para este parásito.

Burckhardt (2008) y Burckhardt et al. (2021) explican que el conocimiento sobre la fauna de la región neotropical, así como de la Argentina, es muy escaso y requiere mucho trabajo de campo. En este trabajo de tesis se asientan las bases para comprender la importancia y diversidad que el grupo reviste y se evidencia el trabajo que aún necesita ser realizado para poder abordar esta temática tan compleja.

Como plan a futuro se pretende continuar con los estudios taxonómicos del grupo, revisando los ejemplares depositados en distintas colecciones entomológicas y realizando nuevas colectas con el fin de lograr un conocimiento más amplio de las especies presentes en la Argentina. Así mismo se continuará con los estudios ecológicos de este grupo de relevancia para generar nuevos conocimientos sobre sus interacciones con plantas hospederas y enemigos naturales. Esto permitirá aportar información valiosa que pueda ser utilizada tanto por colegas como por la comunidad.

Agostini, J. P., Preussler, C., Outi, Y., Cortese, P., & Bouvet, J. P. (2015). Cítricos: Huanglongbing (HLP) ex greening. En M. N. Rossini, D. M. Dummel, & J. P. Agostini (Eds.), *Plagas cuarentenarias de frutales de la República Argentina: Avances en los resultados* (1.ª ed., pp. 184-196). Ediciones INTA.

Agudelo, I., Wagner, M., & Ricco, R. (2017). Variación en el contenido de clorofilas, carotenos y antocianos en agallas inducidas por *Neolithus* spp. (Hemiptera: Psyllidae) sobre *Sapium haemospermum* (Euphorbiaceae). *Lilloa*, 54(2), 91-100. <https://doi.org/10.30550/j.lil/2017.54.2/1>

Altieri, M. A., & Nicholls, C. I. (2012). Agroecology scaling up for food sovereignty and resiliency. *Sustainable agriculture reviews: Volume 11*, 1-29.

Andrade, M., Li, J., & Wang, N. (2020). *Candidatus* Liberibacter asiaticus: Virulence traits and control strategies. *Tropical Plant Pathology*, 45(3), 285-297. <https://doi.org/10.1007/s40858-020-00341-0>

Ayala, D. S., Ohashi, D. V., Maguire, V. G., Tereschuk, A. A., Trumper, E. (2023). Orientación cardinal y densidad de *Gyropsylla spegazziniana* en yerba mate. XXX *Reunión Argentina de Ecología, sesión de pósters*.

Baliothe, C., Aquino, D. A., Bouvet, J. P., & Dellapé, G. (2021). First record of *Heteropsylla tenuata* from Argentina (Hemiptera: Psyllidae), and additional notes on other psyllid species. *Revista de La Sociedad Entomológica Argentina*, 80(04), 142-144. <https://doi.org/10.25085/rsea.800411>

Baliothe, C., Aquino, D. A., Dellapé, G., López Armengol, M. F., Gittins, C., & Cédola, C. (2021). New association between the mite *Erythraeus* sp. (Acari: Prostigmata: Parasitengona) and the psyllid *Russelliana adunca* (Hemiptera: Psylloidea). *Revista de La Sociedad Entomológica Argentina*, 80(04), 149-152. <https://doi.org/10.25085/rsea.800413>

Baliothe, C., Dellapé, G., Bouvet, J. P., & Aquino, D. A. (2023). Occurrence of the psyllid *Trioza tabebuiae* Burckhardt & Santana, 2001 (Hemiptera: Triozidae) in Argentina, a potential pest of the Pink Trumpet tree *Handroanthus heptaphyllus* (Vell.)

Mattos, 1970 (Lamiales: Bignoniaceae). *Entomological Communications*, 5, ec05020.
<https://doi.org/10.37486/2675-1305.ec05020>

Balioite, C., Dellapé, G., Bouvet, J. P. R., & Aquino, D. A. (2025) Psylloidea (Hemiptera: Sternorrhyncha) species from Argentina and Uruguay. [fecha de acceso 2025]. < <https://biodar.unlp.edu.ar/psylloidea/>>

Belles, X. (2020). *Insect Metamorphosis: From Natural History to Regulation of Development and Evolution* (1.^a ed.). Elsevier / Academic Press.

Benítez Díaz, E. A., & Colmán Argaña, M. D. (2014). Primera cita para Paraguay de *Psyllaephagus bliteus* Riek (Hymenoptera: Encyrtidae), Parasitoide de *Glycaspis brimblecombei* Moore (Hemiptera: Psyllidae). *Boletín del Museo nacional de Historia natural del Paraguay*, 18(1), 125-128.

Berry, J. A. (2007). Key to the New Zealand species of *Psyllaephagus* Ashmead (Hymenoptera: Encyrtidae) with descriptions of three new species and a new record of the psyllid hyperparasitoid *Coccidoctonus psyllae* Riek (Hymenoptera: Encyrtidae). *Australian Journal of Entomology*, 46(2), 99-105.
<https://doi.org/10.1111/j.1440-6055.2007.00575.x>

Bouvet, J. (2011). *Manual de insectos asociados al cultivo de eucalipto* (1ra ed.). Ediciones INTA.

Bouvet, J., & Burckhardt, D. (2008). Primer registro para la Argentina de una especie de chicharrita, *Ctenarytaina spatulata* (Hemiptera: Psyllidae), en plantaciones de eucalipto en Entre Ríos. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*, 67(1-2), 183-184.

Brown, R. G., & Hodkinson, I. D. (1988). *Taxonomy and ecology of the jumping plant-lice of Panama (Homoptera: Psylloidea)* (Vol. 9). EJ Brill. Scandinavian Science Press.

Burckhardt, D. (1987a). Jumping plant lice (Homoptera: Psylloidea) of the temperate neotropical region. Part 1: Psyllidae (subfamilies Aphalarinae, Rhinocolinae and Aphalaroidinae). *Zoological Journal of the Linnean Society*, 89(4), 299-392.

Burckhardt, D. (1987b). Jumping plant lice (Homoptera: Psylloidea) of the temperate neotropical region. Part 2: Psyllidae (subfamilies Diaphorininae, Acizziinae, Ciriacreminae and Psyllinae). *Zoological Journal of the Linnean Society*, 90(2), 145-205.
<https://doi.org/10.1111/j.1096-3642.1987.tb01353.x>

Burckhardt, D. (1988). Jumping plant lice (Homoptera: Psylloidea) of the temperate neotropical region. Part 3: Calophyidae and Triozidae. *Zoological Journal of the Linnean Society*, 92(2), 115-191.
<https://doi.org/10.1111/j.1096-3642.1988.tb00101.x>

Burckhardt, D. (1989). *Les psylles (Insecta, Homoptera, Psylloidea) de l'Algérie*.
<https://doi.org/10.5169/SEALS-740086>

Burckhardt, D. (1994a). Generic key to Chilean jumping plant-lice (Homoptera: Psylloidea) with inclusion of potential exotic pests. *Revista Chilena de Entomología*, 21, 57-67.

Burckhardt, D. (1994b). Psyllid pests of temperate and subtropical crop and ornamental plants (Hemiptera, Psylloidea): A review. *Trends in Agricultural Sciences, Entomology*, 2, 173-186.

Burckhardt, D. (2004a). Homoptera: Psyllidae. En H. A. Cordo, G. Logarzo, K. Braun, & O. R. Di Iorio (Eds.), *Catálogo de Insectos Fitófagos de la Argentina* (pp. 388-392). Sociedad Entomológica Argentina.

Burckhardt, D. (2004b). Homoptera: Triozidae. En H. A. Cordo, G. Logarzo, K. Braun, & O. R. Di Iorio (Eds.), *Catálogo de Insectos Fitófagos de la Argentina* (pp. 392-394). Sociedad Entomológica Argentina.

Burckhardt, D. (2005). Biology, Ecology, and Evolution of Gall-inducing Psyllids (Hemiptera: Psylloidea). En A. Raman, C. W. Schaefer, & T. M. Withers (Eds.), *Biology*,

Ecology, and Evolution of Gall-inducing Arthropods: Volume 1 (Vol. 1, pp. 143-157). Science Publishers, Inc.

Burckhardt, D. (2008). Psylloidea. En L. E. Claps, G. Debandi, & S. Roig-Juñent (Eds.), *Biodiversidad de Artrópodos Argentinos. Vol. 2* (pp. 189-200). Sociedad Entomológica Argentina.

Burckhardt, D., & Basset, Y. (2000). The jumping plant-lice (Hemiptera, Psylloidea) associated with *Schinus* (Anacardiaceae): Systematics, biogeography and host plant relationships. *Journal of Natural History*, 34(1), 57-155. <https://doi.org/10.1080/002229300299688>

Burckhardt, D., Cuda, J. P., Diaz, R., Overholt, W., Prade, P., Queiroz, D. L. D., Vitorino, M. D., & Wheeler, G. S. (2018). Taxonomy of *Calophya* (Hemiptera: Calophyidae) Species Associated with *Schinus terebinthifolia* (Anacardiaceae). *Florida Entomologist*, 101(2), 178-188. <https://doi.org/10.1653/024.101.0205>

Burckhardt, D., Dalle Cort, G., & Queiroz, D. L. D. (2020). Jumping plant lice of the genus *Aphalara* (Hemiptera, Psylloidea, Aphalaridae) in the Neotropics. *ZooKeys*, 980, 119-140. <https://doi.org/10.3897/zookeys.980.56807>

Burckhardt, D., & De Queiroz, D. L. (2012). Checklist and comments on the jumping plant-lice (Hemiptera: Psylloidea) from Brazil. *Zootaxa*, 3571(1), 26-48. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.3571.1.2>

Burckhardt, D., & Queiroz, D. L. (2023). Catálogo Taxonómico de la Fauna Brasileña. PNUD. Disponible en: <
<http://fauna.jbrj.gov.br/fauna/listaBrasil/ConsultaPublicaUC/ResultadoDaConsultaNovaConsulta.do>>. Consultado el: 13 de septiembre de 2023.

Burckhardt, D., Díaz, F., & Queiroz, D. L. (2017). Four new neotropical *Trioza* species associated with Loranthaceae (Santalales) and comments on mistletoe inhabiting psyllids (Hemiptera, Psylloidea). *Alpine Entomology*, 1, 91-108. <https://doi.org/10.3897/alpento.1.20905>

Burckhardt, D., Espírito-Santo, M. M., Fernandes, G. W., & Malenovský, I. (2004). Gall-inducing jumping plant-lice of the Neotropical genus *Baccharopelma* (Hemiptera, Psylloidea) associated with *Baccharis* (Asteraceae). *Journal of Natural History*, 38(16), 2051-2071. <https://doi.org/10.1080/0022293032000140903>

Burckhardt, D., Lozada, P. W., & Diaz B., W. (2008). *First record of the red gum lerp psyllid Glycaspis brimblecombei (Hemiptera: Psylloidea) from Peru* [Text/html,application/pdf;text/html]. <https://doi.org/10.5169/SEALS-402960>

Burckhardt, D., & Ouvrard, D. (2001). The temperate neotropical psyllid genus *Sphinia* [Hemiptera, Psylloidea]. *Revue Française d'Entomologie*, 23(1), 35-46.

Burckhardt, D., & Ouvrard, D. (2007). The taxonomy, biogeography and host plant relationships of jumping plant-lice (Hemiptera: Psyllidae) associated with creosote bushes (*Larrea* spp., Zygophyllaceae). *Systematic Entomology*, 32(1), 136-155. <https://doi.org/10.1111/j.1365-3113.2006.00352.x>

Burckhardt, D., & Ouvrard, D. (2012). A revised classification of the jumping plant-lice (Hemiptera: Psylloidea). *Zootaxa*, 3509(1). <https://doi.org/10.11646/zootaxa.3509.1.1>

Burckhardt, D., Ouvrard, D., & Percy, D. M. (2021). An updated classification of the jumping plant-lice (Hemiptera: Psylloidea) integrating molecular and morphological evidence. *European Journal of Taxonomy*, 736, 137-182. <https://doi.org/10.5852/ejt.2021.736.1257>

Burckhardt, D., Ouvrard, D., Queiroz, D., & Percy, D. (2014). Psyllid Host-Plants (Hemiptera: Psylloidea): Resolving a Semantic Problem. *Florida Entomologist*, 97(1), 242-246. <https://doi.org/10.1653/024.097.0132>

Burckhardt, D., & Poinar, G. (2020). The first jumping plant-louse from mid-Cretaceous Burmese amber and its impact on the classification of Mesozoic psylloids (Hemiptera: Sternorrhyncha: Psylloidea s. l.). *Cretaceous Research*, 106, 104240. <https://doi.org/10.1016/j.cretres.2019.104240>

Burckhardt, D., & Queiroz, D. L. (2017). The jumping plant-lice of the Neotropical genus *Tainarys* (Hemiptera: Psylloidea) associated with Anacardiaceae. *Zootaxa*, 4232(4). <https://doi.org/10.11646/zootaxa.4232.4.5>

Burckhardt, D., & Queiroz, D. L. (2020). Neotropical jumping plant-lice (Hemiptera, Psylloidea) associated with plants of the tribe Detarieae (Leguminosae, Detarioideae). *Zootaxa*, 4733(1). <https://doi.org/10.11646/zootaxa.4733.1.1>

Burckhardt, D., Queiroz, D. L., Marsaro Jr., A. L., & Wyniger, D. (2012). *Tuthillia myrcianthis* n. Sp. (Hemiptera, Psylloidea): A new psyllid species on Guabiju (*Myrcianthes pugens*, Myrtaceae) from Brazil. *Bulletin de la Société Entomologique Suisse*, 85, 209-220.

Burckhardt, D., Queiroz, D. L., Rezende, M. Q., Queiroz, E. de, & Bouvet, J. P. (2012). The capsicum psyllid, *Russelliana capsici* (Hemiptera, Psylloidea), a pest on *Capsicum annuum* (Solanaceae) in Argentina and Brazil. *Mitteilungen der schweizerischen entomologischen Gesellschaft*, 85(1/2), 71-78.

Burckhardt, D., Serbina, L. Š., Malenovský, I., Queiroz, D. L., Aléné, D. C., Cho, G., & Percy, D. M. (2024). Phylogeny and classification of jumping plant lice of the subfamily Liviinae (Hemiptera: Psylloidea: Liviidae) based on molecular and morphological data. *Zoological Journal of the Linnean Society*, 201(2), 387-421. <https://doi.org/10.1093/zoolinnea/zlad128>

Burckhardt, D., Sharma, A., & Raman, A. (2018). Checklist and comments on the jumping plant-lice (Hemiptera: Psylloidea) from the Indian subcontinent. *Zootaxa*, 4457(1). <https://doi.org/10.11646/zootaxa.4457.1.1>

Butignol, C. A., & Pedrosa-Macedo, J. H. (2003). Biologia de *Neotrioza tavaresi* Crawford, 1925 (Hemiptera, Psyllidae), galhador da folha do araçazeiro (*Psidium cattleianum*). *Revista Brasileira de Entomologia*, 47(1), 1-7. <https://doi.org/10.1590/S0085-56262003000100001>

Cantero, J. J., Núñez, C. O., Mulko, J., Amuchastegui, M. A., Palchetti, M. V., Brandolin, P. G., Iparraguirre, J., Virginil, N., Bernardello, G. L. M., & Ariza Espinar, L.

(2019). *Las plantas de interés económico en Argentina*. UNIRIO Editora. <https://ri.conicet.gov.ar/handle/11336/117082>

Carneiro, R. G. S., Burckhardt, D., & Isaias, R. M. S. (2013). Biology and systematics of gall-inducing triozids (Hemiptera: Psylloidea) associated with *Psidium* spp. (Myrtaceae). *Zootaxa*, 3620(1). <https://doi.org/10.11646/zootaxa.3620.1.6>

Catálogo de Especies Nativas. (2023). Plan Provincial Nativas Bonaerenses. Ministerio de Ambiente de la Provincia de Buenos Aires.

Chavez, Y., Chirinos, D. T., González, G., Lemos, N., Fuentes, A., Castro, R., Kondo, T., Chavez, Y., Chirinos, D. T., González, G., Lemos, N., Fuentes, A., Castro, R., & Kondo, T. (2017). *Tamarixia radiata* (Waterston) and *Cheilomenes sexmaculata* (Fabricius) as biological control agents of *Diaphorina citri* Kuwayama in Ecuador. *Chilean journal of agricultural research*, 77(2), 180-184. <https://doi.org/10.4067/S0718-58392017000200180>

Costa, S. G. D. S., Klompen, H., Bernardi, L. F. D. O., Gonçalves, L. C., Ribeiro, D. B., & Pepato, A. R. (2019). Multi-instar descriptions of cave dwelling Erythraeidae (Trombidiformes: Parasitengona) employing an integrative approach. *Zootaxa*, 4717(1), 137-184. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.4717.1.5>

Costa, V. A., Queiroz, D. L. D., & Anjos, N. (2015). *Psyllaephagus trioziaphagus* (Hymenoptera: Encyrtidae), parasitoide de *Mastigimas anjosi* (Hemiptera: Calophyidae). *Pesquisa Florestal Brasileira*, 35(83), 339. <https://doi.org/10.4336/2015.pfb.35.83.852>

Crosa, G. M. (s. f.). *INSECTOS PLAGA EN PLANTACIONES JÓVENES DE EUCALIPTO: HACIA UN MODELO*.

Daane, K. M., Sime, K. R., Dahlsten, D. L., Andrews, J. W., & Zuparko, R. L. (2005). The biology of *Psyllaephagus bliteus* Riek (Hymenoptera: Encyrtidae), a parasitoid of the red gum lerp psyllid (Hemiptera: Psylloidea). *Biological Control*, 32(2), 228-235. <https://doi.org/10.1016/j.biocontrol.2004.09.015>

De Castro, R. R. M., Barbosa, P. E. F., Sant'Anna, L. G., da Silva Pereira, C. M., & Ferreira, B. G. (2023). Sun and shade galls of *Clinodiplosis profusa* (Cecidomyiidae) on *Eugenia uniflora* (Myrtaceae): Are there differences in their establishment and growth?. *Flora*, 303, 152281.

De Dios Muñoz, J. (2000). Flora Fanerogamica Argentina: 153. Anacardiaceae. *Fasciculo 65*: 1-28. Proflora (CONICET).

De Santis, L. (1964). *Encirtidos de la República Argentina (Hymenoptera: Chalcidoidea)* (Vol. 4). Anales de la Comisión de Investigación Científica, Provincia de Buenos Aires, Gobernación.

De Santis, L. (1967). *Catálogo de los Himenópteros Argentinos de la Serie Parasítica, incluyendo Bethyloidea*.

De Santis, L., & Fernandes, G. W. (1989). Brazilian parasitoids of gall-forming insects: Two new chalcidoid species and host records. *Entomological News*, 100(1), 29-36.

Dias, G. G., Moreira, G. R. P., Ferreira, B. G., & Isaias, R. M. D. S. (2013). Why do the galls induced by *Calophya duvauae* Scott on *Schinus polygamus* (Cav.) Cabrera (Anacardiaceae) change colors? *Biochemical Systematics and Ecology*, 48, 111-122. <https://doi.org/10.1016/j.bse.2012.12.013>

Drohojowska, J., Szewo, J., Müller, P., & Burckhardt, D. (2020). New fossil from mid-Cretaceous Burmese amber confirms monophyly of Liadopsyllidae (Hemiptera: Psylloidea). *Scientific Reports*, 10(1), 17607. <https://doi.org/10.1038/s41598-020-74551-6>

Espírito-Santo, M. M., Faria, M. L., & Fernandes, G. W. (2004). Parasitoid attack and its consequences to the development of the galling psyllid *Baccharopelma dracunculifoliae*. *Basic and Applied Ecology*, 5(5), 475-484. <https://doi.org/10.1016/j.baae.2004.04.010>

Eubanks, M. D., Styrsky, J. D., & Denno, R. F. (2003). The Evolution of Omnivory in Heteropteran Insects. *Ecology*, *84*(10), 2549-2556.

Ferreira Filho, P. J., Wilcken, C. F., Oliveira, N. C. D., Dal Pogetto, M. H. F. D. A., & Lima, A. C. V. (2008). Dinâmica populacional do psilídeo-de-concha *Glycaspis brimblecombei* (Moore, 1964) (Hemiptera: Psyllidae) e de seu parasitóide *Psyllaephagus bliteus* (Hymenoptera: Encyrtidae) em floresta de *Eucalyptus camaldulensis*. *Ciência Rural*, *38*(8), 2109-2114. <https://doi.org/10.1590/S0103-84782008000800003>

Gibson, G. A. P. (1995). *Parasitic wasps of the subfamily Eupelminae: Classification and revision of world genera (Hymenoptera: Chalcidoidea: Eupelmidae)* (Vol. 5). *Memoirs on Entomology, International*.

Gibson, G. A. P., Huber, J. T., & Woolley, J. B. (Eds.). (1997). *Annotated Keys to the Genera of Nearctic Chalcidoidea (Hymenoptera)*. National Research Council Research Press.

Giganti, H. E., Dapoto, G. L., & Vermeulen, J. D. (2007). Capítulo 16: Manejo integrado de plagas de los frutales de pepita. En G. O. Sozzi (Ed.), *Árboles Frutales. Ecofisiología, Cultivo y Aprovechamiento* (p. 805).

Gillott, C. (2005). *Entomology* (3.^a ed.). Springer.

Grazia, J., Takiya, D. M., Wolff, V. R. S., Schwertner, C. F., Mejdalani, G., Cavichioli, R. R., Peronti, A. L. B. G., Queiroz, D. L., Burckhardt, D., Fernandes, J. A. M., Moreira, F. F. F., Gil-Santana, H. R., Ferreira, P. S. F., Carrenho, R., Brugnera, R., Guidoti, M. (2024). Cap. 25: Hemiptera Linnaeus, 1758, pp. 368-456. En Rafael, J. A., Melo, G. A. R., Carvalho, C. J. B. de, Casari, S., & Constantino, R. (Eds). *Insetos do Brasil: Diversidade e Taxonomia*. 2^a ed. Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, Manaus. 880 pp. <https://doi.org/10.61818/56330464c25>

Grimaldi, D., & Engel, M. S. (2005). *Evolution of the Insects* (1.^a ed.). Cambridge University Press.

Guzmán-Pedraza, A. O., Martínez, A. M., Rebollar-Alviter, Á., Palma-Castillo, L. J., Morales-Alonso, S. I., Chavarrieta-Yáñez, J. M., Figueroa, J. I., & Pineda, S. (2024). Efficacy of a mirid predator and an eulophid parasitoid to the tomato potato psyllid *Bactericera cockerelli* control on pepper plants. *BioControl*, 69(1), 39-51. <https://doi.org/10.1007/s10526-024-10240-x>

Haitlinger, R., & Mehrnejad, M. R. (2017). First record of hosts and new metric data for *Erythraeus (Erythraeus) pistacicus* Haitlinger, Mehrnejad & Šundić 2016 with notes on *Erythraeus* hosts. *International Journal of Acarology*, 43(4), 320-324. <https://doi.org/10.1080/01647954.2017.1284900>

Hansson, C., & Hanson, P. (2023). *Eulophidae of Costa Rica (Hymenoptera: Chalcidoidea)*, 5. The genus *Galeopsomyia* Girault (Vol. 3).

Hodkinson, I. D. (1984). The biology and ecology of the gall-forming Psylloidea (Homoptera). En *Biology of Gall Insects* (T.N. Ananthakrishnan, pp. 59-77). Oxford University Press.

Hodkinson, I. D. (2009). Life cycle variation and adaptation in jumping plant lice (Insecta: Hemiptera: Psylloidea): a global synthesis. *Journal of Natural History*, 43(1-2), 65-179. <https://doi.org/10.1080/00222930802354167>

Hodkinson, I. D., & Flint, P. W. H. (1971). Some predators from the galls of *Psyllopsis fraxini* (Hem., Psyllidae). *Entomologist's Monthly Magazine*, 107, 11-12.

Hodkinson, I. D., & White, I. M. (1979). *Homoptera Psylloidea* (Vol. 2). Royal Entomological Society of London.

Hollis, D. (1984). Afrotropical jumping plant lice of the family Triozidae (Homoptera: Psylloidea). *Bulletin of the British Museum (Natural History), Entomology*, 49, 1-102.

Hollis, D. (2004). *Australian Psylloidea: Jumping plantlice and lerp insects*. Australian Biological Resources Study.

Horton, D. R. (2024). Psyllids in Natural Habitats as Alternative Resources for Key Natural Enemies of the Pear Psyllids (Hemiptera: Psylloidea). *Insects*, *15*(1), 37. <https://doi.org/10.3390/insects15010037>

Huang, Z., Qureshi, J., Zhou, X., Pu, Z., Chen, G., Yu, J., & Zhang, H. (2019). Predation and functional response of the multi-coloured Asian ladybeetle *Harmonia axyridis* on the adult Asian citrus psyllid *Diaphorina citri*. *Biocontrol Science and Technology*, *29*(3), 293-307. <https://doi.org/10.1080/09583157.2018.1553028>

Huerta, A., Jaramillo, J., & Araya, J. E. (2011). Establishment of the red gum psyllid parasitoid. *Forest Systems*, *20*(3), 339-347. <https://doi.org/10.5424/fs/20112003-10170>

IBODA. (2024). Catálogo de las Plantas Vasculares. Instituto de Botánica “Darwinion”, Buenos Aires, Argentina [June 2024] Available at: <http://www.darwin.edu.ar/>

Jerinic-Prodanovic, D., & Protić, L. (2013). True bugs (Hemiptera, Heteroptera) as psyllid predators (Hemiptera, Psylloidea). *ZooKeys*, *319*, 169-189. <https://doi.org/10.3897/zookeys.319.4316>

Kieffer, J. J., & Jörgensen, P. (1910). Gallen und Gallentiere aus Argentinien. *Centralblatt für Bakteriologie, Parasitenkunde und Infektionskrankheiten*, *27*, 362-442.

Kosmidis, I., Pagui, E. C. K., & Sartori, N. (2020). Mean and median bias reduction in generalized linear models. *Statistics and Computing*, *30*, 43-59. <https://doi.org/10.1007/s11222-019-09860-6>

Kuhn, T. M. D. A., Burckhardt, D., Queiroz, D. L., Antolínez, C. A., Teresani, G. R., & Lopes, J. R. S. (2023). The psyllid fauna (Hemiptera: Psylloidea) of vegetable fields in Brazil. *Revista Brasileira de Entomologia*, *67*(1), e20220036. <https://doi.org/10.1590/1806-9665-rbent-2022-0036>

Kurylo, C. L., Garcia, M. S., Costa, V. A., Tibola, C., Ramiro, G. A., & Finkenauer, E. (2010). Ocorrência de *Ctenarytaina eucalypti* (Maskell) (Hemiptera: Psyllidae) e seu

inimigo natural *Psyllaephagus pilosus* Noyes (Hymenoptera: Encyrtidae) em *Eucalyptus globulus* no Rio Grande do Sul. *Neotropical Entomology*, 39(4), 671-673. <https://doi.org/10.1590/S1519-566X2010000400031>

Kuzmanich, N., Altamirano, A., & Salvo, A. (2015). Agallas de insectos de la región Rioplatense, Buenos Aires, Argentina. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*, 74(1-2), 47-56.

Kuzmanich, N., Giorgis, M. A., & Salvo, A. (2018). Insect galls from Córdoba, Argentina: A case where stem galls predominate. *Rev. Biol. Trop.*, 66.

Larivière, M.-C., Burckhardt, D., & Larochele, A. (2011). *Peloriidiidae: Insecta: Hemiptera: Coleorrhyncha*. Manaaki Whenua Press.

Li, F. (2011). *Psyllidomorpha of China (Insecta: Hemiptera)* (Vols. 1-2). Huayu Nature Book Trade Co. Ltd.

Liao, Y.-C., Percy, D. M., & Yang, M.-M. (2022). Biotremology: Vibrational communication of Psylloidea. *Arthropod Structure & Development*, 66, 101138. <https://doi.org/10.1016/j.asd.2021.101138>

Lubanga, U., Guédot, C., Percy, D., & Steinbauer, M. (2014). Semiochemical and Vibrational Cues and Signals Mediating Mate Finding and Courtship in Psylloidea (Hemiptera): A Synthesis. *Insects*, 5(3), 577-595. <https://doi.org/10.3390/insects5030577>

Luo, X., Cai, W., & Qiao, G. (2017). Half-jumping plant lice – a taxonomic revision of the distinctive psyllid genus *Togepsylla* Kuwayama with a reassessment of morphology (Hemiptera, Psylloidea). *ZooKeys*, 716, 63-93. <https://doi.org/10.3897/zookeys.716.13916>

Machado, L. M., Burckhardt, D., Queiroz, D. L. D., Costa, E. C., Machado, D. D. N., & Pedron, L. (2017). First record of *Heteropsylla caldwelli* Burckhardt (Hemiptera: Psyllidae) from Brazil and its population dynamics on earpod tree in Rio Grande do Sul.

Revista Brasileira de Entomologia, 61(4), 290-293.
<https://doi.org/10.1016/j.rbe.2017.07.003>

Mackerras, I. M. (1991). *The Insects of Australia: A Textbook for Students and Research Workers* (2.^a ed.).

Malcolm, M., Oggero, A. J., Arana, M. D., Tordable, M. D. C., & Boito, G. T. (2015). Los insectos galícolas en *Schinus fasciculata* (Anacardiaceae) en el Espinal del centro de Argentina. *Iheringia. Série Zoologia*, 105(1), 133-139.
<https://doi.org/10.1590/1678-476620151051133139>

Muddiman, S. B., Hodkinson, I. D., & Hollis, D. (1992). Legume-feeding psyllids of the genus *Heteropsylla* (Homoptera: Psylloidea). *Bulletin of Entomological Research*, 82(1), 73-117. <https://doi.org/10.1017/S0007485300051518>

Nava, D. E., Savaris, M., Silveira Neto, S., & Zucchi, R. A. (2021). Outbreak of *Lauritrioza alacris* (Flor, 1861) (Hemiptera, Trioziidae) in a commercial plantation of bay laurel (*Laurus nobilis* L., Lauraceae) in Brazil. *Entomological Communications*, 3, ec03013. <https://doi.org/10.37486/2675-1305.ec03013>

Noyes, J. S. (1980). A review of the genera of Neotropical Encyrtidae (Hymenoptera: Chalcidoidea). *Bulletin of the British Museum (Natural History), Entomology*, 41, 107-253.

Noyes, J. S. (1990). Chalcid parasitoids. En D. Rosen (Ed.), *The Armored Scale Insects. Their Biology, Natural Enemies and Control* (Vol. 4B, pp. 247-262). Elsevier.

Noyes, J. S., & Hanson, P. (1996). Encyrtidae (Hymenoptera: Chalcidoidea) of Costa Rica: The genera and species associated with jumping plant-lice (Homoptera: Psylloidea). *Bulletin of The Natural History Museum, Entomology Series*, 65(2), 105-164.

Ohashi, D. V., De Coll, O. D. R., Mayol, R. M., Munaretto, N., Escalada, R., Fontana, H. P., & Schoffen, V. C. (2018). Propuesta de manejo integrado de plagas para el cultivo de yerba mate. En *Manejo integrado del cultivo*. Ediciones INTA.

Olivares, T. S., & Burckhardt, D. (1997). Jumping plant-lice of the New World genus *Calinda* (Hemiptera: Psylloidea: Triozidae). *Revue suisse de Zoologie*, 104(2), 231-344.

Olivo, V. I., Rodriguez, C. A., Coscarón, M. D. C., & Corronca, J. A. (2015). Presencia de *Orius insidiosus* Say (Hemiptera, Anthocoridae) en cultivos hortícolas minifundistas del Valle de Lerma, Salta, Argentina. *Revista de la Facultad de Agronomía*, 114(1), 82-90.

Ouvrard, D. (2025). Psyllist - The World Psylloidea Database. Available at: <https://flow.hemiptera-databases.org/psyllist/>

Ouvrard, D., Chalise, P., & Percy, D. M. (2015). Host-plant leaps versus host-plant shuffle: A global survey reveals contrasting patterns in an oligophagous insect group (Hemiptera, Psylloidea). *Systematics and Biodiversity*, 13(5), 434-454. <https://doi.org/10.1080/14772000.2015.1046969>

Percy, D. M. (2005). Psyllid Morphology. Página web por imágenes <https://www.psyllids.org/psyllidsMorphology.htm>

Percy, D. M., Rung, A., & Hoddle, M. S. (2012). An annotated checklist of the psyllids of California (Hemiptera: Psylloidea). *Zootaxa*, 3193(1). <https://doi.org/10.11646/zootaxa.3193.1.1>

Porto, D. P., Marucci, R. C., dos Santos, A., Palhari, N. B., Abreu, C. S., & de Souza, B. (2025). Potential of lacewings (Neuroptera: Chrysopidae) as predators of the red gum lerp psyllid *Glycaspis brimblecombei* (Hemiptera: Aphalaridae) in Eucalyptus. <https://doi.org/10.21203/rs.3.rs-5648810/v1>

POWO (2025). "Plants of the World Online". Facilitated by the Royal Botanic Gardens, Kew. Published on the Internet; <https://powo.science.kew.org/> Retrieved 11 April 2025.

Queiroz, D. L., Burckhardt, D., & Garrastazu, M. C. (2017). Protocolo de coleta e montagem de psíldeos. *Comunicado Técnico*, 393(Embrapa Florestas, Brasil.).

Queiroz, D. L. D., & Burckhardt, D. (2021). *Auchmerina* (Hemiptera: Psylloidea), a psyllid genus in Brazil, associated with *Inga* spp. (Fabaceae). *Pesquisa Florestal Brasileira*, 41. <https://doi.org/10.4336/2021.pfb.41e202002173>

Queiroz, D. L., Wrege, M. S., KÜNST, T. B. S., Garrastazu, M. C., & Burckhardt, D. (2018). Potential distribution of the guava psyllid *Triozoida limbata* (Hemiptera, Psylloidea), today and in global climate change scenarios. *TURKISH JOURNAL OF ZOOLOGY*, 42(3). <https://doi.org/10.3906/zoo-1709-21>

R Core Team. (2022). R: A language and environment for statistical computing. R Foundation for Statistical Computing, Vienna, Austria. URL <https://www.R-project.org/>.

Radcliffe, E. B., Hutchison, W. D., & Cancelado, R. E. (2009). *Integrated pest management: Concepts, tactics, strategies and case studies*. Cambridge University Press.

Rendón-Mera, D. I., Burckhardt, D., Cavichioli, R. R., & Queiroz, D. L. (2020). Taxonomy and host-plant relationships of the psyllid genus *Mitrapsylla* (Hemiptera: Psylloidea: Psyllidae) in Brazil. *Zootaxa*, 4887(1). <https://doi.org/10.11646/zootaxa.4887.1.1>

Reserva Natural El Destino: reservaeldestino.org

Riek, E. F. (1962). The Australian species of *Psyllaephagus* (Hymenoptera: Encyrtidae), parasites of psyllids (Homoptera). *Australian Journal of Zoology* 10, 684–757.

Rodas Ávalos, M., Betancur Osorio, C. A., Guevara, G., Bacca, T., & Gaviria Rivera, A. (2021). Ciclo de vida y enemigos naturales de *Glycaspis brimblecombei* Moore (Hemiptera: Psyllidae) en una plantación de *Eucalyptus camaldulensis* Dehnhardt (Jericó, Colombia). *Boletín Científico Centro de Museos Museo de Historia Natural*, 25(1), 40-52. <https://doi.org/10.17151/bccm.2021.25.1.3>

Rodríguez, F. A., & Sáiz, F. G. (2006). Parasitoidismo de *Psyllaephagus pilosus* Noyes (Hym.: Encyrtidae) Sobre el Psílido del Eucalipto *Ctenarytaina eucalypti* (Maskell)

(Hem.: Psyllidae) en Plantaciones de Eucaliptos en la V Región. *Agricultura Técnica*, 66(4). <https://doi.org/10.4067/S0365-28072006000400002>

Rosales, C. J., Lobosque, O., Carvalho, P., Bermúdez, L., & Acosta, C. (2008). *Glycaspis brimblecombei* Moore (Hemiptera:Psyllidae). “Red Gum Lerp”. Nueva plaga forestal en Venezuela. *Entomotropica*, 23(1), 103-104.

Rung, A., Gevork Arakelian, Ray Gill, & Nick Nisson. (2009). *Platycorypha nigrivirga* Burckhardt (Hemiptera: Sternorrhyncha: Psylloidea), tipu psyllid, new to North America.

Sá, V. A. D., & Fernandes, M. G. (2015). Himenópteros parasitoides asociados a ninfas de *Triozoida limbata* na cultura da goiabeira, em Ivinhema, MS, Brasil. *Ciência Rural*, 45(1), 19-21. <https://doi.org/10.1590/0103-8478cr20140382>

Sánchez-García, Í., & Pérez-Gómez, Á. (2022). Primeras citas para España de *Calophya schini* Tuthill 1959 (Hemiptera, Calophyidae), plaga de *Schinus molle* L. (Anacardiaceae). *Rev. Soc. Gad. Hist. Nat.*, 16, 69-71.

Santadino, M. V., Bessega, F., Dettler, M. A., Barrientos, G. N., Ansa, M. A., Martínez, E., Vazquez, F. A., & Riquelme Virgala, M. B. (2023). Primera detección de *Diaphorina citri* (Hemiptera: Liviidae) en Buenos Aires. *XXX Reunión Argentina de Ecología, sesión de pósters*.

Santana, D. L. Q., & Burckhardt, D. (2001). A new trioizid pest (Hemiptera, Psylloidea, Trioizidae) on ornamental Trumpet Trees (*Tabebuia* spp., Bignoniaceae) in Brazil. *Revue suisse de Zoologie*, 108(3), 541-550.

Serbina, L., & Burckhardt, D. (2017). Systematics, biogeography and host-plant relationships of the Neotropical jumping plant-louse genus *Russelliana* (Hemiptera: Psylloidea). *Zootaxa*, 4266(1), 001-114. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.4266.1.1>

Serbina, L., Burckhardt, D., Birkhofer, K., Syfert, M. M., & Halbert, S. E. (2015). The potato pest *Russelliana solanicola* Tuthill (Hemiptera: Psylloidea): Taxonomy and host-plant patterns. *Zootaxa*, 4021(1), 33. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.4021.1.2>

Sétamou, M., Soto, Y. L., Tachin, M., & Alabi, O. J. (2023). Report on the first detection of Asian citrus psyllid *Diaphorina citri* Kuwayama (Hemiptera: Liviidae) in the Republic of Benin, West Africa. *Scientific Reports*, *13*(1), 801. <https://doi.org/10.1038/s41598-023-28030-3>

Sharma, A., & Raman, A. (2022). Gall-inducing Psylloidea (Insecta: Hemiptera) – plant interactions. *Journal of Plant Interactions*, *17*(1), 580-594. <https://doi.org/10.1080/17429145.2022.2065371>

Song, N., Zhang, H., & Zhao, T. (2019). Insights into the phylogeny of Hemiptera from increased mitogenomic taxon sampling. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, *137*, 236-249. <https://doi.org/10.1016/j.ympev.2019.05.009>

Stroiński, A., Felska, M., & Mkol, J. (2013). A Review of Host-Parasite Associations between Terrestrial Parasitengona (Actinotrichida: Prostigmata) and Bugs (Hemiptera). *Annales Zoologici*, *63*(2), 195-221. <https://doi.org/10.3161/000345413X669522>

Tavares, J. S. (1917). Cecídias brasileiras que se criam em plantas das famílias das Compositae, Rubiaceae, Tiliaceae, Lythraceae e Artocarpaceae. *Brotéria, Série Zoológica*, *15*, 113-181.

Taylor, G. S., Halbert, S. E., Tripathy, A., & Burckhardt, D. (2023). A new Australian species of invasive psyllid, *Acizzia convector* Burckhardt & Taylor, sp. Nov. (Psylloidea: Psyllidae) associated with *Acacia auriculiformis* and *A. mangium* (Fabaceae). *Zootaxa*, *5228*(1), 61-72. <https://doi.org/10.11646/zootaxa.5228.1.3>

Tuthill, L. D. (1959). Los Psyllidae del Perú Central (Insecta: Homoptera). *Revista Peruana De Entomología Agrícola*, *2*, 1-27.

UCD Community. (2023). Universal Chalcidoidea Database Website. <https://ucd.chalcid.org>. Acceso: 2025

Valle, D., Burckhardt, D., Mujica, V., Zoppolo, R., & Morelli, E. (2017). The occurrence of the Pear Psyllid, *Cacopsylla bidens* (Šulc, 1907) (Insecta: Hemiptera: Psyllidae), in Uruguay. *Check List*, 13(2), 2088. <https://doi.org/10.15560/13.2.2088>

Van Driesche, R., Hoddle, M., Center, T., Ruíz, C., Coronada, B., & Manuel, A. (2007). Control de plagas y malezas por enemigas naturales. *US Department of Agriculture, US Forest Service, Forest Health Technology Enterprise Team*, 55.

Veenakumari, K., Buhl, P. N., & Mohanraj, P. (2018). A new species of *Synopeas* (Hymenoptera: Platygasteridae) parasitizing *Pauropsylla* cf. *Depressa* (Psylloidea: Triozidae) in India. *Acta Entomologica Musei Nationalis Pragae*, 58(1), 137-141. <https://doi.org/10.2478/aemnp-2018-0011>

White, I. M., & Hodkinson, I. D. (1985). Nymphal taxonomy and systematics of Psylloidea (Homoptera). *Bulletin of the British Museum (Natural History) Entomology*, 50, 153-301.

Yefremova, Z., González-Santarosa, G., Lomelí-Flores, J. R., & Bautista-Martínez, N. (2014). A new species of *Tamarixia* Mercet (Hymenoptera, Eulophidae), parasitoid of *Trioza aguacate* Hollis & Martin (Hemiptera, Triozidae) in Mexico. *ZooKeys*, 368, 23-35. <https://doi.org/10.3897/zookeys.368.6406>

Zamar, M. I., Oriz, F., Alejo, G. B., Quispe, R., & Calizaya, B. (2018). *Neolithus fasciatus* (Insecta: Hemiptera) formador de agallas foliares en *Sapium haemospermum* (Euphorbiaceae), primera cita para la provincia de Jujuy. *II Simposio reserva de biosfera de las yungas*.

Zapater, M. A., Aquino, V. H., Flores, C. B., & Lozano, E. C. (2018). Clarificaciones nomenclaturales y circunscripción taxonómica de *Schinus areira* (Anacardiaceae) en Argentina. *Boletín de la Sociedad Argentina de Botánica*, 53(4), 653-664. <https://doi.org/10.31055/1851.2372.v53.n4.21987>

Zeity, M. (2018). First record of the bay sucker *Trioza alacris* Flor (Triozidae: Hemiptera) in Syria. *EPPO Bulletin*, 48(3), 586-588. <https://doi.org/10.1111/epp.12546>

Zuparko, R. L., De Queiroz, D. L., & La Salle, J. (2011). Two new species of *Tamarixia* (Hymenoptera: Eulophidae) from Chile and Australia, established as biological control agents of invasive psyllids (Hemiptera: Calophyidae, Triozidae) in California. *Zootaxa*, 2921(1). <https://doi.org/10.11646/zootaxa.2921.1.2>