

## SYRPHIDAE



\*Noelia MAZA

\*\* Guillermo Pablo LÓPEZ-GARCÍA

\*\*\* Ximo MENGUAL

\*Cátedra de Zoología Agrícola, Facultad de Agronomía, Zootecnia y Veterinaria, Universidad Nacional de Tucumán (FAZyV-UNT) Florentino Ameghino s/n, 4105 Tucumán, Argentina.  
*nmaza@herrera.unt.edu.ar*

\*\*Instituto Argentino de Investigaciones de las Zonas Áridas (IADIZA-CONICET), Laboratorio de Entomología, Avenida Ruiz Leal s/n, 5500 Mendoza, Argentina.  
*guillelopezguille@gmail.com*

\*\*\*Zoologisches Forschungsmuseum Alexander Koenig, Leibniz-Institut zur Analyse des Biodiversitätswandels, Adenauerallee 127, D-53113 Bonn, Alemania.  
*x.mengual@leibniz-lib.de*

**Lucía E. CLAPS\***, **Sergio ROIG-JUÑENT\*\*** y **Juan J. MORRONE\*\*\***

Biodiversidad de Artrópodos Argentinos, vol. 6

\*INSUE-UNT, Argentina.

*luciaclaps@gmail.com*

\*\*IADIZA, CCT CONICET Mendoza, Argentina.

*saroig@mendoza-conicet.gob.ar*

\*\*\*Departamento de Biología Evolutiva, Facultad de Ciencias, UNAM, México.

*juanmorrone2001@yahoo.com.mx*

## Resumen

Los sírfidos (Diptera: Syrphidae) son moscas de tamaño pequeño a grande (4-25 mm) y coloración variable. Los adultos presentan frecuentemente mimetismo batesiano con avispas, abejorros y abejas (Hymenoptera, Aculeata). Se reconocen por sus alas con celdas basales grandes (br, bm y cup), celda apical  $r_{4+5}$  cerrada, venas posteriores (dm-cu y  $M_1$ ) paralelas al borde posterior del ala y “vena espuria” o falsa vena entre los sectores radial y medial. Comúnmente se denominan “moscas de las flores”, debido a que los adultos visitan a las mismas, o “moscas cernidoras”, por su característico vuelo estático. Las larvas poseen un amplio rango de modos de vida que incluye desde la depredación de otros artrópodos de cuerpo blando (lo que les confiere importancia agronómica como controladores biológicos de plagas) a especies saprófagas, micófagas o fitófagas. Debido a sus diversas funciones ecológicas, son considerados importantes bioindicadores de la calidad de los ecosistemas. A nivel mundial se han descrito aproximadamente 6300 especies y en el Neotrópico se conocen unas 2000 especies. La fauna argentina está representada actualmente por 244 especies y 64 géneros. Sin embargo, el número real de especies es sin duda superior, deduciéndose la necesidad de la realización de más estudios. Se presenta una clave para géneros, una lista de las especies registradas en la Argentina y su distribución por provincias.

## Abstract

Syrphidae (Diptera) are true flies of small to large size (4-25 mm) and variable coloration. Adults often show Batesian mimicry with wasps, bumble bees, and other bees (Hymenoptera, Aculeata). They are recognized by the wing venation with large basal cells (br, bm and cup), a closed apical cell  $r_{4+5}$ , posterior veins (dm-cu and  $M_1$ ) parallel to the posterior margin of the wing, and a false vein called “spurious vein” between the radial and medial sectors. Syrphidae are commonly called “flower flies” as adults visit flowers, or “hover flies” because of their characteristic static flight. Larvae have a wide range of life styles, including predation on other soft-bodied arthropods (which gives them agronomic importance as biological controllers of pests), saprophagy, mycophagy, and phytophagy. Due to their diverse ecological functions, they are considered important bioindicators of the quality of ecosystems. More than 6300 species have been described worldwide and about 2000 species are known for the Neotropics. The Argentinean fauna is currently represented by 244 species and 64 genera; however, the actual number of species is undoubtedly higher and advocates for further studies. We provide an identification key to the genera, a list of the species recorded in Argentina and their distribution by provinces.

## Introducción

Los sírfidos (Diptera: Syrphidae) forman parte del importante linaje evolutivo de los Cyclorrhapha, definido entre otras características, por la presencia de un pupario formado por la muda del último estadio larval que protege

a la pupa. La familia cuenta con aproximadamente 6300 especies descritas en todo el mundo (Skevington *et al.*, 2019). Su distribución abarca todos los continentes con excepción de la Antártida y algunas islas oceánicas remotas (Vockeroth & Thompson, 1987; Thompson & Rotheray, 1998). Comúnmente son conocidas como “moscas de las flores” o “moscas cernidoras” (*flower flies* o *hover flies* en inglés), debido a su característico vuelo. Posiblemente la mayor diversidad de sírfidos se encuentra en el Neotrópico, con al menos 2000 especies conocidas, aunque existen muchas todavía no descritas (Amorim, 2009; Thompson *et al.*, 2010). En la Argentina se conocen actualmente 244 especies agrupadas en 64 géneros (Apéndice 1).

En cuanto a su posición filogenética, tradicionalmente Syrphidae y Pipunculidae han sido los únicos integrantes de la superfamilia Syrphoidea, hecho apoyado tanto por caracteres morfológicos de los adultos (Griffiths, 1972; McAlpine, 1989; Cumming *et al.*, 1995; Grimaldi & Cumming, 1999) como de la etapa preimaginal (Rotheray & Gilbert, 2008), e incluso por genes mitocondriales (Skevington & Yeates, 2000). Ambas familias se han considerado el clado hermano de Schizophora, un linaje definido, entre otras características, por una estructura especializada en la cabeza de los adultos, el ptilino o *ptilinum*, que les permite romper el pupario en la emergencia de los adultos. Los Schizophora constituyen la radiación evolutiva más reciente de dípteros (McAlpine, 1989; Cumming *et al.*, 1995; Zatwarnicki, 1996; Yeates & Wiegmann, 1999; Yeates *et al.*, 2007; Bayless *et al.*, 2021). Sin embargo, las relaciones filogenéticas entre los grupos basales de los Cyclorrhapha no están totalmente resueltas, la relación cercana entre Pipunculidae y Syrphidae se ha puesto en entredicho en varias ocasiones, y Syrphoidea se ha resuelto como un grupo parafilético, con ambas familias formando linajes separados (Collins & Wiegmann, 2002; Moulton & Wiegmann, 2004; Wiegmann *et al.*, 2011; Tachi, 2014; Young *et al.*, 2016; Pauli *et al.*, 2018).

Tradicionalmente, la familia Syrphidae se han dividido en tres grupos con rango de subfamilia: Eristalinae, Microdontinae y Syrphinae (Thompson & Rotheray, 1998; Thompson *et al.*, 2010). Sin embargo, análisis filogenéticos modernos han puesto de manifiesto que deben considerarse al menos cuatro subfamilias diferentes: Eristalinae, Microdontinae, Pipizinae y Syrphinae (Mengual *et al.*, 2015). No obstante, algunos autores han propuesto tratar a los microdontinos como una familia independiente (Thompson, 1969; Speight, 1987, 2020), apareciendo en la mayoría de los análisis como grupo hermano del resto de Syrphidae. También parece claro que Eristalinae es un grupo “cajón de sastre” que agrupa linajes con diferentes orígenes evolutivos. Syrphinae y Pipizinae son claramente grupos monofiléticos, que presentan larvas depredadoras muy similares entre sí con un origen evolutivo común (Ståhls *et al.*, 2003; Hippa & Ståhls, 2005; Mengual *et al.*, 2015; Young *et al.*, 2016; Pauli *et al.*, 2018; Moran *et al.*, 2021).

Como otros insectos holometábolos, imagos y larvas viven en hábitats totalmente diferentes. Los adultos (Figs. 1-12) tienen un modo de vida similar y utilizan las flores como fuente de alimento y lugar de apareamiento, por lo que son importantes polinizadores en ecosistemas y agroecosistemas de todo el mundo (Jauker & Wolters, 2008; Szymank *et al.*, 2008; Inouye *et al.*, 2015; Hodgkiss *et al.*,

2018; Cook *et al.*, 2020; Smith-Ramirez *et al.*, 2021). Las larvas (Figs. 14-16) presentan una heterogeneidad de sistemas de alimentación realmente asombrosa, que abarca desde especies con dieta saprófaga, hasta fitófagas, micófagas o carnívoras (Rotheray & Gilbert, 1999, 2011). Cabe recalcar, no obstante, que la morfología larvaria y el ciclo biológico de la mayoría de las especies no ha sido descrito, lo que es especialmente importante en el Neotrópico (Pérez Bañón *et al.*, 2003; Rotheray *et al.*, 2007; Thompson *et al.*, 2010; Pérez Bañón *et al.*, 2013a). Se conocen, en cambio, las líneas generales de la biología larvaria y el ciclo de vida de los principales linajes (Figs. 13-16). Las larvas de Microdontinae están asociadas con hormigueros y son depredadoras de los estados inmaduros de diversas especies de hormigas (Reemer, 2013a; López-García *et al.*, 2019b), existiendo incluso especies con hábito trófico parasitoide (Pérez-Lachaud *et al.*, 2014). Las larvas de Syrphinae son depredadoras de diversos grupos de insectos de cuerpo blando, principalmente hemípteros (Aphididae, Psyllidae, Aleyrodidae, Dactylopiidae y grupos relacionados), pero también larvas de lepidópteros y coleópteros (Rojo *et al.*, 2003, Pérez & Iannaccone, 2009; Mengual & Thompson, 2011), habiéndose descrito incluso especies cleptoparasitas de plantas carnívoras (Fleischmann *et al.*, 2016). Algunas especies de Syrphinae han desarrollado secundariamente hábitos fitófagos, actuando como minadores foliares (Nishida *et al.*, 2002; Van Zuijen & Nishida, 2011) o alimentándose de polen (Weng & Rotheray, 2008; Reemer & Rotheray 2009; Nunes-Silva *et al.*, 2010; Jordaens *et al.*, 2015). Respecto a Pipizinae, la mayoría presenta larvas con hábitos depredadores relacionados con áfidos radicícolas, cubiertos con secreciones cerosas (pulgones lanígeros) o formadores de agallas (Rojo & Marcos-García, 1997; Vujić *et al.*, 2013). Por último, las larvas de Eristalinae tienen regímenes tróficos muy variados existiendo numerosas especies que se alimentan de materia orgánica en descomposición, generalmente en medios líquidos, especies fitófagas o asociadas con hongos, entre otros (Rotheray, 1993; Morales & Wolff, 2010; Ricarte *et al.*, 2015, Souba-Dols *et al.*, 2020).

## Aspectos biológicos fundamentales

### Morfología de los adultos

En su conjunto, los adultos presentan variedad de tamaños (4-25 mm) según las especies. La coloración y la morfología general del cuerpo son también numerosas, ya que existen especies de cuerpos robustos y otras con abdómenes muy delgados. Frecuentemente, presentan patrones de coloración formando bandas, rayas o manchas de color amarillento anaranjado o blanco. En menor medida, pueden presentar coloración negra, castaña, verde o azul metalizado, u otras combinaciones diversas (Figs. 1-12). En muchos casos existe mimetismo batesiano con himenópteros aculeados (avispa, abejorros y abejas). El tegumento corporal es relativamente liso, aunque puede estar ligeramente esculpido y presentar diferente grado de pruinosis y pilosidad.

**Cabeza.** Hembras con ojos compuestos dicópticos (separados) (Figs. 1, 6, 10) y machos holópticos (contactan en la parte dorsal) (Figs. 7, 8, 9, 11), salvo escasas excep-

ciones. Ojos con o sin pilosidad (Figs. 2-4), que en ocasiones forman manchas o bandas. Ocelos en número de tres en disposición triangular entre los ojos compuestos. Aparato bucal variable en longitud, aunque generalmente corto (Figs. 18, 19, 21). Antenas con arista dorsal, apical o subapical, plumosa o glabra, y trisegmentadas (escapo, pedicelo y basoflagelómero o postpedicelo) utilizándose para su clasificación taxonómica (Figs. 17-19). Las antenas pueden surgir de prominencias frontales de tamaño variable. Rostro con o sin tubérculos faciales, zonas pubescentes y franjas glabras. Margen oral inferior del rostro con una muesca distintiva, raramente redondeada o suavizada, que está ausente en Pipizinae. Sutura frontogenal puede extenderse desde el ángulo anteroventral del ojo hasta un tercio o dos tercios de la base de la antena y rara vez se reduce a una fosa tentorial (Fig. 20) en el margen anteroventral del ojo. Occipucio con fina pilosidad.

**Tórax.** Estructura muy uniforme (Fig. 22), aunque a veces presenta modificaciones específicas como el escudo (*mesoscutum*) aplanado en su mitad posterior. Escutelo de forma variable, pero en general semicircular, presentando en ocasiones una depresión discal u ornamentación con tubérculos en su zona lateral o media. En Microdontinae, el borde apical del escutelo puede presentar un par de procesos preapicales delgados y cortos. Pleuras con grado de pruinosis y pilosidad variable que posee importancia taxonómica; anepisterno (*anepisternum*) se divide generalmente en parte anterior plana y posterior convexa; metepisterno (*metepisternum*) y metasterno (*metasternum*) pueden presentar formas variables (Figs. 22, 27). Alas caracterizadas por la presencia de un repliegue que forma una falsa vena denominada *vena spuria*, la cual recorre las celdas br y  $r_{4+5}$  y que, excepcionalmente, está ausente en unas pocas especies (Fig. 23). Pterostigma normalmente visible. Venas posteriores ( $dm-cu$  y  $M_1$ ) paralelas al borde posterior del ala. Celda apical  $r_{4+5}$  cerrada y celdas basales (br, bm y cup) grandes, estando la celda cup cerrada (Fig. 23). Alas habitualmente transparentes en su totalidad, aunque en algunos casos presentan manchas oscuras o ahumadas. Coloración y morfología de las alas pueden variar entre hembras y machos (dimorfismo sexual). La presencia de microtriquias en las alas posee importancia taxonómica pudiendo cubrir parcial o totalmente su superficie. Álula y lóbulo anal pueden estar muy reducidos o totalmente ausentes, aunque no es frecuente. Plúmula corta o larga, raramente ausente. Caliptras o escamas bien desarrolladas generalmente, presentando la inferior, en ocasiones, pilosidad en su superficie (Fig. 26). Patas delgadas y sencillas, con diversas ornamentaciones (espinas, espolones, tubérculos y ensanchamientos) en coxa, trocánter, fémur, tibia o tarsos (Fig. 28).

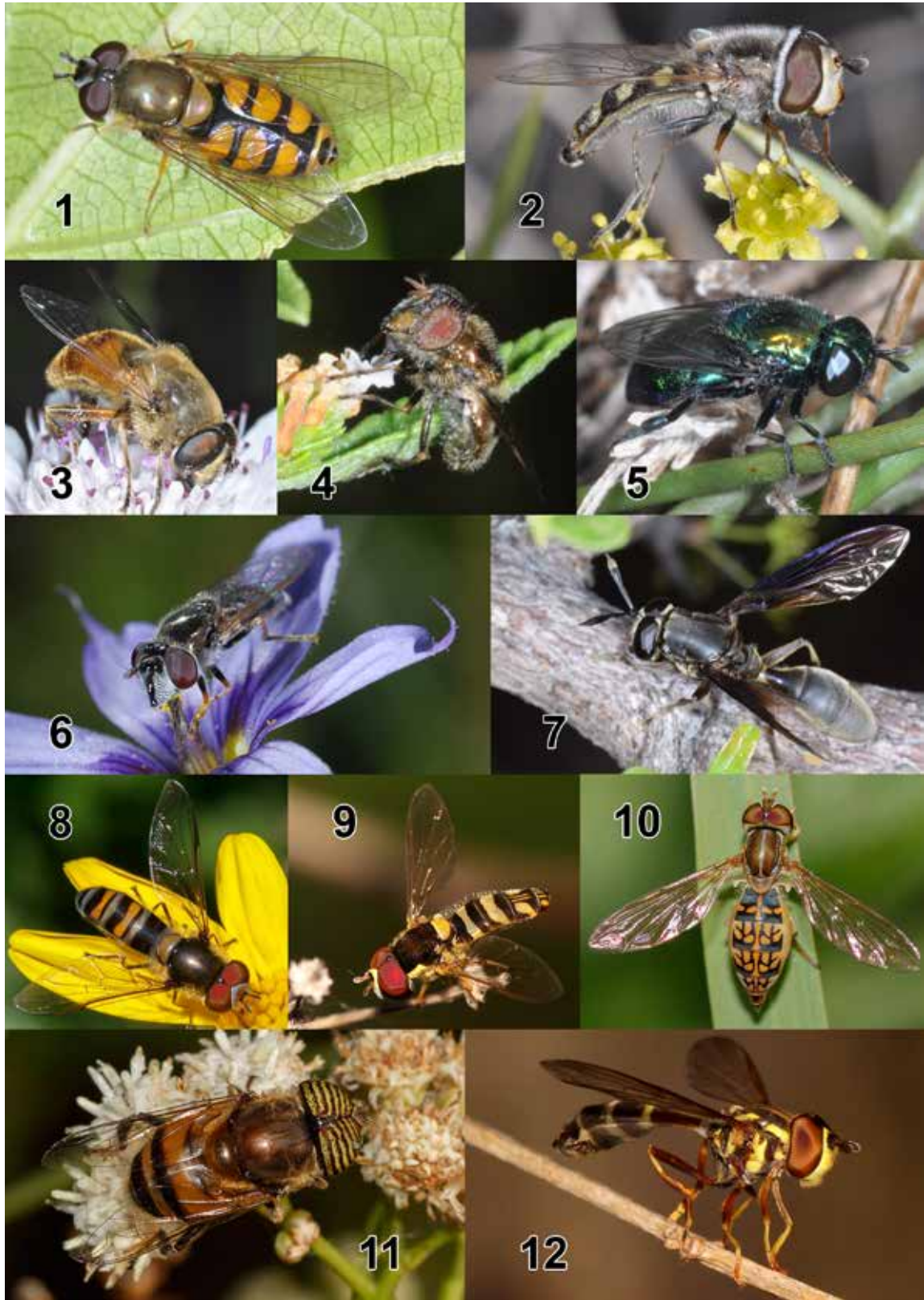
**Abdomen.** Con forma variable, incluyendo especies delgadas y pecioladas, hasta subovales y anchas. Esternitos 1-5 bien desarrollados, a veces muy delgados y de manera excepcional con tubérculos, crestas, quillas y otras modificaciones. Tergito 5 típicamente visible dorsalmente en los machos de Syrphinae, no así en las otras subfamilias. Postabdomen (terminalia o genitalia) compuesto por últimos segmentos abdominales modificados para la cópula y la oviposición. En macho, segmentos 5-8 girados 180 grados y segmento 9 (también llamado epandrio o *epandrium*) otros 180° adicionales, por lo que ambos se encuentran

alineados entre sí. Consecuentemente, la terminalia se encuentra flexionada hacia adelante, de modo que las partes dorsal (epandrio, cercos y surstilos) y ventral (hipandrio o *hypandrium*, postgonito o lóbulo superior, y falo o edeago) se orientan hacia la parte anterior bajo el segmento 5 (Fig. 29). Segmento 8 con forma redondeada, puede presentar diferentes ornamentaciones. Epandrio curvado y abierto dorsalmente con muesca que contiene un par de cercos y rara vez se cierra alrededor de estos en su zona apical. En región posterolateral del epandrio se presentan un par de surstilos articulados y en su base un apodema interno (apodema subepandrial) que conecta con la parte medial del hipandrio (Fig. 29). En las hembras, tergitos y esternitos de segmentos abdominales 1-5 visibles (aunque a veces el esternito 5 se oculta parcialmente bajo el 4). Tergitos y esternitos de segmentos 6-8 débilmente esclerotizados, se proyectan de manera telescópica, englobados desde los escleritos precedentes. Espermatecas generalmente tres, raramente dos. Ovipositor subcilíndrico o ligeramente aguzado, excepcionalmente aculado. Terminalia femenina no se consideró tradicionalmente para su uso en la taxonomía del grupo, aunque demostró importancia para la caracterización morfológica a nivel de género (Miranda & Moran, 2017).

## Estados preimaginales

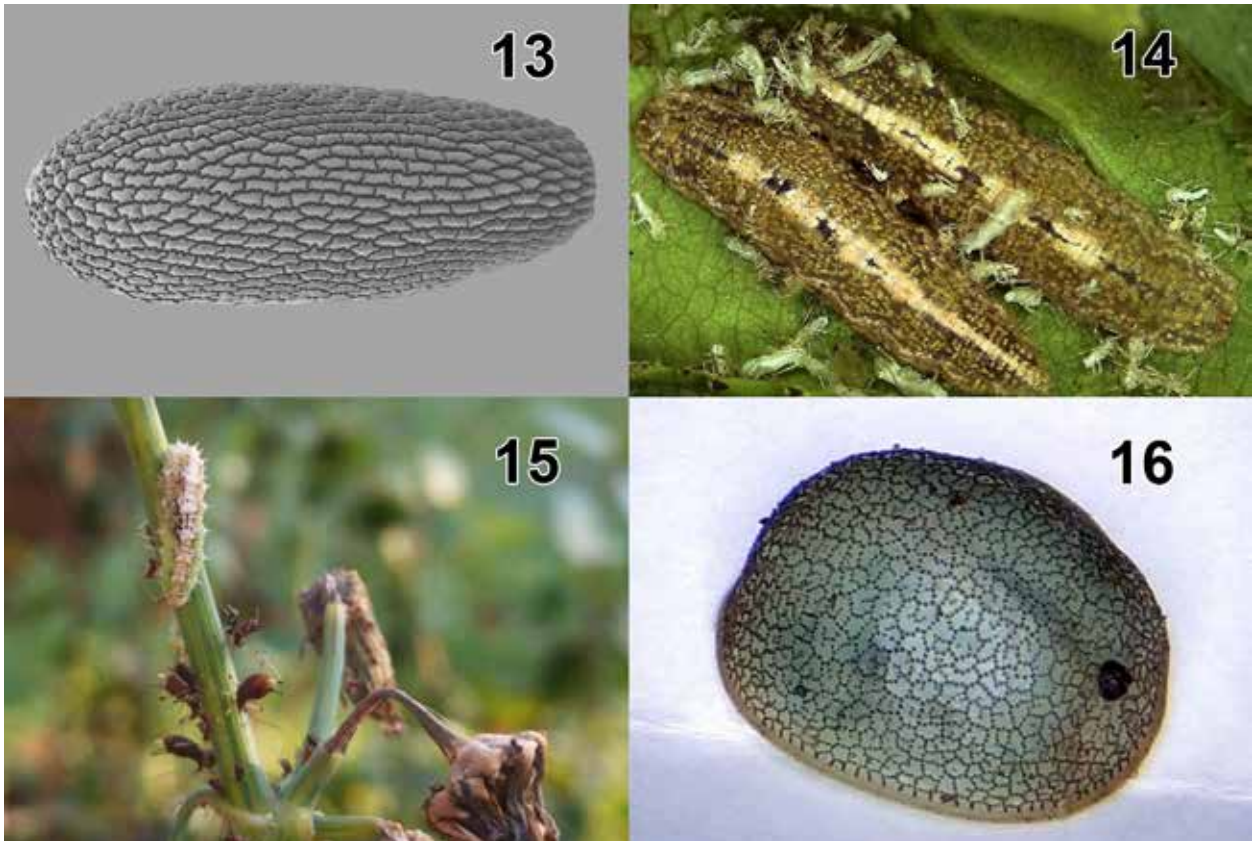
**Huevo.** Con forma alargada u oval, color blanquecino cremoso, sin expansiones apicales ni laterales. Superficie del corion con patrón de diseño generalmente reticulado (Fig. 13) y con importancia taxonómica en algunos grupos. Generalmente, en especies con larvas depredadoras la hembra suele colocar los huevos de manera aislada o en grupos pequeños, cerca del lugar donde se localizan las futuras presas. En las especies saprófagas, la hembra realiza puestas (variables pero numerosas) de huevos agrupados sobre la fuente de alimento o en sus proximidades.

**Larva.** Vermiforme (sin cabeza desarrollada). Debido a la enorme diversidad trófica del grupo y de hábitats donde se desarrollan, la morfología larvaria es muy variada. Pasan por tres estadios de desarrollo diferentes y su caracterización morfológica tiene importancia taxonómica. Tegumento con diferentes tipos de ornamentación muy conspicua (en particular en las especies saprófagas) o puede tener una apariencia mucho más lisa (Fig. 14). El cuerpo posee quetotaxia específica constituida por sensilios dorsales y ventrales difíciles de observar en su totalidad con microscopía óptica, pero visibles con microscopía electrónica. Larvas de muchas especies depredadoras con patrones de coloración crípticos o muy llamativos (Figs. 14-15). En octavo segmento abdominal (segmento anal) se localizan los espiráculos respiratorios posteriores de longitud variable. Disposición y morfología de placas espiraculares, sensilios y aberturas respiratorias son clave para la identificación y caracterización taxonómica de las especies. Como la cabeza está muy reducida, las piezas bucales pueden retraerse junto con el protórax y mesotórax en el metatórax, dificultando su observación si no se procede previamente a su adecuada preservación. Se diferencian de las larvas de otros dípteros por la siguiente combinación de caracteres: fusión de espiráculos respiratorios posteriores (con excepciones), zona dorsal del protórax con estrías



**Figs. 1-12.** Syrphidae argentinos. 1, *Syrphus octomaculatus* Walker, 1836, ♀; 2, *Austroscaeva occidentalis* (Shannon, 1927), ♂; 3, *Eristalis tenax* (Linnaeus, 1758), ♂; 4, *Copestylum smithae* (Thompson, 1965), ♂; 5, *Microdon violaceus* (Macquart, 1842); 6, *Platycheirus* sp., ♀; 7, *Sphiximorpha barbipes* (Loew, 1853), ♂; 8, *Pseudoscaeva meridionalis* (Fluke, 1950), ♂; 9, *Allograpta exotica* (Wiedemann, 1830), ♂; 10, *Toxomerus mosaicus* Borges & Couri, 2009, ♀; 11, *Eristalinus taeniops* (Wiedemann, 1818), ♂; 12, *Mimocalla bonariensis* (Brèthes, 1905), ♂. Autores: Andrea Cocucci (Figs. 1-7), Ricardo Palonsky (Figs. 8, 10 y 11) y Lucas Rubio (Figs. 9 y 12).





**Figs. 13-16.** Estados preimaginales de Syrphidae. 13, huevo de *Allograpta*; 14, larvas de *Platycheirus chalconota* (Philippi, 1865); 15, larva de *Dioprosopa clavata* (Fabricius, 1794); 16, larva de *Microdon bruchi* Shannon, 1927. Autores: Noelia Maza (Figs. 13 y 15) y Guillermo P. López-García (Figs. 14 y 16).

longitudinales, y ano situado en el margen anterior del segmento anal.

En la subfamilia Syrphinae, las larvas depredadoras poseen esqueleto cefalofaríngeo con labro (*labrum*), labio (*labium*) y mandíbulas esclerotizadas aguzadas con forma de estiletos agudos que perforan a sus presas; y un cibario (*cibarium*) sin crestas filtrantes ventrales. Pueden presentar un par de espiráculos en el protórax, y en el octavo segmento abdominal un proceso respiratorio posterior corto. En Pipizinae, las larvas depredadoras poseen esqueleto cefalofaríngeo similar al de Syrphinae, tegumento cubierto por setas y un par de proyecciones redondeadas en el segmento anal. En Microdontinae, las mandíbulas son aserradas en su margen ventral y se encuentran en el extremo anterior del esqueleto cefalofaríngeo; las larvas poseen forma hemisférica sin segmentación aparente, con las partes bucales, el protórax y mesotórax ocultos bajo una cavidad ventral del metotórax (Fig. 16). Presentan ornamentación dorsal conformada por procesos espinosos dispuestos en racimos o en reticulados. Este tipo de larva se caracteriza por un borde o banda marginal distintiva con diferentes tipos de procesos espinosos. En Eristalinae, las larvas fitófagas de la tribu Merodontini poseen fuertes mandíbulas curvadas en forma de gancho en el extremo anterior del esqueleto cefalofaríngeo, crestas cibariales ventrales reducidas y a veces un aparato faríngeo triturador para reducir el

tamaño de partícula del tejido vegetal del que se alimentan. Comúnmente estos estadios inmaduros poseen un proceso respiratorio posterior corto en octavo segmento abdominal. En comparación, las larvas saprófagas de Eristalini poseen una estructura especializada formada por sus mandíbulas reducidas y delgadas que soportan un lóbulo mandibular expandido en forma de peine. Además, poseen una cámara contráctil o cibario (*cibarium*) en el esqueleto cefalofaríngeo que está muy desarrollada. El cibario junto con el lóbulo mandibular forman un aparato de alimentación eficaz para las larvas que viven en un medio acuático o semiacuático. Segmento anal y espiráculo posterior muy alargados, pudiendo extenderse y retraerse parcialmente.

**Pupa.** Exarada (apéndices del adulto separados del cuerpo) pero del tipo coarctata, es decir que la metamorfosis ocurre en el interior de la cutícula endurecida del tercer estadio larval por lo que no es visible desde el exterior. En Syrphinae, los espiráculos pupales anteriores raramente atraviesan la cutícula endurecida y en caso de quedar expuestos, son muy pequeños como en el género *Platycheirus* Le Peletier y Audinet-Serville, 1828. En Microdontinae y la mayoría de Eristalinae, las pupas desarrollan un par de espiráculos pupales anteriores que atraviesan la cutícula del primer segmento abdominal y son visibles fácilmente.

Para un conocimiento más exhaustivo de la morfología de adultos y larvas se recomiendan los trabajos de Vockeroth

& Thompson (1987), Rotheray (1993), Thompson & Rotheray (1998), Thompson (1999) y Thompson *et al.* (2010).

## Importancia agroeconómica y sanitaria

**Servicios ecosistémicos.** Debido a la diversidad de sus ciclos de vida, los sírfidos están relacionados con múltiples tipos de servicios ecosistémicos. Se destaca su papel como polinizadores, que es vital en numerosos cultivos en todo el mundo, así como para el 60-80% de las especies vegetales que dependen de la polinización zoófila (Klein *et al.*, 2007; Kremen, 2018). La mayoría de las especies son importantes polinizadoras debido a sus asiduas visitas a las flores, compartiendo este papel con los himenópteros (Ssymank *et al.*, 2008; Inouye *et al.*, 2015; Hodgkiss *et al.*, 2018). En los últimos tiempos se ha demostrado además el potencial polinizador de algunos sírfidos para su uso en cultivos bajo cubierta o invernaderos, como *Eristalis tenax* Linnaeus, 1758 y especies del género *Eristalinus* Rondani, 1845 (Jarlan *et al.*, 1997; Garratt *et al.*, 2014; Howlett & Gee, 2019; Cook *et al.*, 2020).

Las larvas de Syrphinae son agentes eficaces en el control biológico de diversas plagas agrícolas (White *et al.*, 1995; Pineda & Marcos-García, 2008a, b, c; Fidelis *et al.*, 2018; Maza, 2018), en particular de áfidos (Hopper *et al.*, 2011; Amorós-Jiménez *et al.*, 2012; Bellefeuille *et al.*, 2019), pero también de otros hemípteros (como moscas blancas, cochinillas y psílicos), trips, larvas de lepidópteros, ácaros fitófagos, entre otros (Rojo *et al.*, 2003; Figueroa, 2020; Bressán, 2021; Renganeschi, 2021). Se comercializan para el control de plagas de cultivos frutihortícolas en países de Europa a especies como *Eupeodes corollae* (Fabricius, 1794), *Episyrphus balteatus* (De Geer, 1776) y *Sphaerophoria rueli* (Wiedemann, 1820) (van Lenteren, 2012; van Lenteren *et al.*, 2018; Biobest, 2020; Pekas *et al.*, 2020) y en América del Norte a *Eupeodes americanus* (Wiedemann, 1830) (Bellefeuille *et al.*, 2021; Applied Bio-nomics, 2022). Lamentablemente, a pesar de la gran cantidad de sírfidos con este potencial, ninguna especie neotropical está disponible comercialmente. Sin embargo, se han realizado estudios sobre la bionomía y eficacia depredadora de *Allograpta exotica* (Wiedemann, 1830), *Dioprosopa clavata* (Fabricius, 1794) y *Ocyrtamus dimidiatus* (Fabricius, 1781), criadas sobre colonias de *Aphis craccivora* Koch, 1854 en Venezuela (Arcaya-Sánchez, 2012; Arcaya-Sánchez *et al.*, 2017a, b, 2018). Del mismo modo, *Allograpta exotica*, *A. obliqua* (Say, 1823), *Toxomerus duplicatus* (Wiedemann, 1830) y una especie no determinada de *Toxomerus* se han estudiado como potenciales reguladores de las poblaciones de *Myzus persicae* (Sulzer, 1776) y *Bemisia tabaci* (Gennadius, 1889) en la Argentina (Maza, 2018). Actualmente, se está investigando la eficacia de diversas especies sobre plagas de trips y ácaros tetránquidos (Bressán & Maza, 2020; Bressán *et al.*, 2020; Figueroa, 2020; Bressán, 2021).

Recientemente se ha estudiado el papel específico de estos sírfidos depredadores de plagas. En Tucumán se realizaron colectas en diferentes agroecosistemas, como cultivos de pimiento (*Capsicum annuum* L.) en invernadero (Maza, 2018; Maza *et al.*, 2016, 2021a), cultivos a campo (sin cubierta) de alfalfa (*Medicago sativa* L.), cítricos (*Ci-*

*trus* spp.) y frutillas (fresas, *Fragaria x ananassa* (Duchesne ex Weston) Duchesne ex Rozier), además del papel de la vegetación espontánea circundante al cultivo comercial (Maza *et al.*, 2014, 2019, 2021a, b; Muñoz, 2019; Villaverde *et al.*, 2020; Figueroa, 2020; Renganeschi, 2021). En Buenos Aires y Entre Ríos se han realizado muestreos de especies asociadas con diferentes cultivos frutihortícolas (Maza & Díaz, 2016; Díaz *et al.*, 2016; Díaz-Lucas *et al.*, 2020) y en un establecimiento agrícola ganadero pampeano se estudió la diversidad de Syrphidae, siendo este un ambiente altamente degradado por intervención antrópica (Torretta *et al.*, 2021a). En Mendoza se estudian las especies de sírfidos asociadas con cultivo de frutales como el duraznero (*Prunus persica* (L.) Stokes) (López-García *et al.*, 2022). Otros usos aplicados se han demostrado para Eristalinae, como por ejemplo especies del género *Cheilosia* Meigen, 1838 (no presente en el Neotrópico) utilizadas para control de malezas (Rizza *et al.*, 1988; Grosskopf *et al.*, 2002), y las larvas saprófagas de *Ornidia* Le Peletier & Audinet-Serville, 1828 utilizadas para el reciclaje y eliminación de materia orgánica (Lardé, 1989; Morales & Wolff, 2010).

Es importante destacar, que tanto en fase adulta como en estado larvario, muchas especies son excelentes indicadores biológicos y se han utilizado para evaluar la pérdida de biodiversidad y la eficiencia de las políticas de restauración y conservación (Sommaggio, 1999; Burgio & Sommaggio, 2007; Sommaggio & Burgio, 2014; Popov *et al.*, 2017). Como ejemplo, es interesante destacar que los sírfidos redistribuyen a larga distancia toneladas de nutrientes esenciales gracias a las migraciones de muchas especies y ayudan a mantener la diversidad genética de las plantas que polinizan (Wotton *et al.*, 2019).

**Plagas agrícolas.** Las larvas de algunas especies de *Eumerus* Meigen, 1822 y *Merodon* Meigen, 1803 pueden causar graves daños en plantas cultivadas con interés ornamental. Aunque estos géneros no son nativos del Neotrópico, el primero se ha citado recientemente como introducido de manera accidental (Thompson *et al.*, 2010; Ricarte *et al.*, 2017; Garcete-Barrett *et al.*, 2020; Souza-Dols *et al.*, 2020). *Eumerus strigatus* (Fallén, 1817), *E. funeralis* Meigen, 1822 y *E. figurans* Walker, 1859 causan daños importantes en plantas de interés agrícola y ornamental (Garcete-Barrett *et al.*, 2020). En la Argentina, se encontraron adultos de *E. strigatus* asociados con cultivos de cebolla (*Allium cepa* L.) en Buenos Aires y San Juan (Torretta *et al.*, 2021b). En el Paleártico y Neártico las larvas de *Merodon equestris* (Fabricius, 1794) atacan bulbos o tubérculos de plantas de jardín como *Amaryllis* spp. y *Hyacinthus* spp. (Marcos-García *et al.*, 2007).

**Interés médico y veterinario.** Se han registrado casos, considerados accidentales, de miasis en humanos y animales producidos por larvas de eristalinos en todo el mundo. La especie mayoritariamente citada es *Eristalis tenax*, pero un peritaje entomológico adecuado de los casos implicaría con toda seguridad la presencia de otras especies. En este sentido, se han identificado, además de *E. tenax*, a *Eristalinus taeniops* (Wiedemann, 1818), *Eristalis arbustorum* (Linnaeus, 1758), *Palpada scutellaris* (Fabricius, 1805) y *Ornidia obesa* (Fabricius, 1775) como especies miásicas (Pérez-Bañón *et al.*, 2020). En el Neotrópico, los casos de miasis por larvas de eristalinos se

deben a la ingesta de alimentos en mal estado (frutos), de agua no salubre y a condiciones de higiene deficientes. En Tucumán se encontraron larvas de *O. obesa* causando miasis traumática en cerdos junto con larvas de Calliphoridae (López-Millán *et al.*, 2015).

Las larvas de Syrphidae no tienen la importancia de otras familias de dípteros en medicina forense. No obstante, varias especies de sírfidos, ausentes en el Neotrópico, se han encontrado en cadáveres humanos: *Eristalis* sp., *Eristalinus arvorum* (Fabricius, 1787) y *Syrirta pipiens* (Linnaeus, 1758) (Magni *et al.*, 2013; Heo *et al.*, 2020). También se han hallado larvas de *O. obesa* en cadáveres de cerdo, animal modelo para el estudio de la fauna cadavérica (Martins *et al.*, 2010).

## Métodos de recolección y muestreo

Para estudios de diversidad, las metodologías de recolección de adultos más utilizadas son la red entomológica y las trampas Malaise dispuestas en transectos. Para los estados preimaginales es necesario localizar los diferentes hábitats donde se desarrollan estos insectos. Así, por ejemplo, se puede muestrear Syrphinae y Pipizinae en cultivos agrícolas y flora silvestre afectados por colonias de hemípteros, o en el interior de hormigueros para Microdentinae. En la mayor parte de Eristalinae con hábitos saprófagos, las larvas se localizarán generalmente en materia orgánica en proceso de descomposición, dentro de oquedades de árboles, fitotelmata y otras acumulaciones de agua con materia orgánica disuelta, etc. Este tipo de muestreo permite ampliar el conocimiento de las relaciones tróficas en ecosistemas naturales y su relación con zonas urbanizadas y agroecosistemas (Ricarte, 2007; Ricarte *et al.*, 2007, 2015).

Debido a la gran capacidad de dispersión de los adultos, es frecuente que las especies recolectadas en este estado en un lugar determinado no estén presentes en estado larvario en esas zonas. Por lo tanto, es aconsejable la utilización de ambos métodos (recolección de imagos y estados inmaduros) para no establecer relaciones incorrectas con un tipo de hábitat en particular y así generar datos adecuados que permitan calcular la riqueza real de especies (Marcos-García *et al.*, 2012; Maza, 2018; Maza *et al.*, 2021a).

## Fauna argentina

Las listas de especies de Syrphidae del Neotrópico son escasas y fragmentarias. El primer listado de la fauna neotropical fue el catálogo de Williston (1886, 1887), al que siguieron otros con un enfoque más amplio como el catálogo mundial de dípteros de Kertész (1910), o listados con una perspectiva nacional; tal es el caso de los trabajos para la Argentina de Lynch-Arribáizaga (1891-1892) y de Brèthes (1907). Durante la primera mitad del siglo XX cabe destacar el artículo recopilatorio de Shannon (1927a). Posteriormente, a mediados de siglo XX, se publicó el catálogo de Syrphidae neotropicales de Fluke (1956, 1957), seguido por el último trabajo recopilatorio para la fauna neotropical de Thompson *et al.* (1976). Por otro lado, existen revisiones taxonómicas de diversos géneros y grupos

de especies del Neotrópico como los trabajos de Thompson (1972, 1999) y de Thompson *et al.* (2010) en el Manual de Dípteros de América Central.

Se han publicado trabajos taxonómicos y registros geográficos locales de la fauna argentina (Brèthes, 1905, 1907, 1914; Bruch, 1919, 1923; Shannon, 1927a, b; Shannon & Aubertin, 1933; Blanchard, 1938; Lane, 1962; Lagrange, 1987a, b; 1989; 1990a, b; 1992; Greco, 1995, 1998; Thompson, 1997; Kassebeer, 1999; Bertolaccini *et al.*, 2008; Wakeham-Dawson *et al.*, 2009; Mengual & Thompson, 2011; Bachmann, 2012; López-García & Maza, 2013; Reemer & Ståhls, 2013; Maza *et al.*, 2014; Mengual & López-García, 2015; Zubarán, 2018; Maza, 2018; López-García *et al.*, 2019a-c; Figueroa, 2020; Maza *et al.*, 2021a; Renganeschi, 2021; Torretta *et al.*, 2021a). En cuanto a los estados preimaginales, se han realizado trabajos sobre *Allograpta* Osten Sacken, 1875 y *Toxomerus* Macquart, 1855 (Maza, 2018), *Austroscaeva* Láska, Mazánek & Mengual, 2018 y *Dioprosopa* Hull, 1949 (Lillo *et al.*, 2021), *Microdon* Meigen, 1803 (López-García *et al.*, 2019b), y *Platycheirus* (López-García *et al.*, 2022).

Actualmente, la Argentina cuenta con 244 especies registradas de Syrphidae distribuidas en 64 géneros que representan cerca del 12% de las especies neotropicales y el 4% de las especies a nivel mundial. La subfamilia Syrphinae está representada por 24 géneros y 102 especies, siendo *Toxomerus* el género con mayor riqueza con 23 especies registradas para el país. Pipizinae está representada por el género *Pipiza* Fallén, 1810, con dos especies presentes. Se conocen ocho géneros y 20 especies de Microdentinae, de estos *Microdon* es el que presenta mayor riqueza con siete especies. Se han registrado 120 especies y 31 géneros de Eristalinae, de los cuales *Copestylum* Macquart, 1846 y *Palpada* Macquart, 1834 poseen la mayor riqueza, con 39 y 26 especies, respectivamente (Apéndice 1).

El estado del conocimiento biogeográfico sobre el grupo en la Argentina es muy rudimentario, ya que solo se cuenta con los registros de las colecciones y las publicaciones antes mencionadas. Por lo tanto, hasta la fecha no existen estudios exhaustivos que investiguen la distribución de las especies de Syrphidae en la Argentina. Los trabajos sobre especies endémicas (de la Argentina o de alguna de sus regiones biogeográficas) son escasos, con estudios parciales para algunas áreas del país. En el noroeste argentino, se realizaron estudios sobre los insectos endémicos para la provincia biogeográfica de las Yungas (Cuezzo *et al.*, 2007; Navarro *et al.*, 2009) y se citaron nueve especies de sírfidos. En contraste, en el caso de las cinco especies que habitan las Islas Malvinas, ninguna es endémica de ellas (Wakeham-Dawson *et al.*, 2009). A pesar de los acotados trabajos biogeográficos existentes, la información disponible en las colecciones permite conocer, de modo general y a grandes rasgos, la distribución de algunos de los géneros más comunes.

El género *Allograpta* tienen una amplia distribución en el país. *Platycheirus* es muy común en la región Andina incluida la Patagonia e Islas Malvinas, con algunas especies registradas al norte. *Palpada* y *Copestylum* se encuentran ampliamente distribuidos, excepto al sur de la Patagonia donde solo fueron citados en Neuquén y Río Negro. *Eristalis* Latreille, 1804, *Syrphus* Fabricius, 1775 y *Toxomerus*

se distribuyen en toda la Argentina alcanzando Tierra del Fuego e Islas Malvinas. El género *Ornidia* es común en el norte argentino, alcanzando la provincia biogeográfica de la Pampa en Buenos Aires, y algunos géneros de Microdontinae, principalmente *Microdon*, se distribuyen en el norte y centro de la Argentina (Apéndice 1). La mayoría de los géneros anteriormente mencionados son de amplia distribución en la Argentina, abarcando varias provincias biogeográficas, salvo algunos que poseen una distribución más restringida como el caso de los géneros presentes en la Patagonia. Entre ellos se encuentran: *Aneriophora* Stuardo & Cortés, 1952, *Hemixyloa* Shannon & Aubertin, 1933, *Notiocheilosia* Thompson, 1972, *Pipiza*, *Stilbosoma* Philippi, 1865 y *Valdiviomyia* Vockeroth, 1976.

Con respecto al número de especies de Syrphidae por provincia, Tucumán registra el mayor número seguida en orden decreciente por Misiones y Buenos Aires, con menos de la mitad de los taxones (Apéndice 2). Es evidente que las diferencias entre los listados de las provincias se deben a la falta de estudios y muestreos en grandes extensiones del país. Asimismo, la mayor cantidad de citas coinciden con la ubicación de los centros tecnológicos científicos y de sus investigaciones en la misma provincia de origen y aledaños (Fig. 30). Para un conocimiento más completo de la distribución de géneros y especies es necesario llevar a cabo muestreos que abarquen distintos territorios del país.

### Colecciones en la Argentina

La mayor colección de Syrphidae de la Argentina, con 2492 especímenes montados e identificados a nivel específico, pertenece a la Colección Instituto Fundación Miguel Lillo (IFML) Tucumán. Esta colección se encuentra en muy buenas condiciones de conservación y posee 70 ejemplares de las series tipo referidos a 38 especies nominales de Syrphidae y 199 especies pertenecientes a 36 géneros, aunque todavía quedan especímenes por identificar. El material fue aportado principalmente por R. Golbach entre las décadas de 1940 y 1950, y por M. Aczel, A. Willink, F. J. Monrós y K. Hayward. Entre los años 1950 y 1956, C. L. Fluhe revisó la colección (más del 60%) y en los años posteriores contribuyeron a la identificación de especímenes M. Aczel, M. Carrera, G. Claps, E. Lagrange e Y. Sedman. El material presente en la colección proviene de todas las provincias del país excepto La Pampa, San Luis y San Juan, y también cuenta con material de Bolivia, Brasil, Ecuador, Paraguay, Perú y Uruguay.

La Facultad de Agronomía, Zootecnia y Veterinaria de la Universidad Nacional de Tucumán (FAZyV, UNT) Tucumán cuenta con material recolectado en diferentes agroecosistemas, principalmente de Tucumán, pero también material donado por grupos de investigación de Buenos Aires, Chubut, Córdoba, Corrientes, Entre Ríos, Jujuy, Río Negro, Santa Cruz, Santa Fe y Santiago del Estero, desde el año 2013 al presente. La misma cuenta con más de 70 morfoespecies y aproximadamente 2200 individuos.

La colección del Museo Argentino de Ciencias Naturales "Bernardino Rivadavia" (MACN) Ciudad Autónoma de Buenos Aires cuenta con series de ejemplares de tipos primarios y secundarios referidos a 21 especies nominales de Syrphidae. Esta colección presenta material clasifica-

do por subfamilia (Eristalinae, Microdontinae, Pipizinae y Syrphinae), género, morfoespecie y especie. El MACN contiene 1335 especímenes montados, de los cuales 627 individuos (47 %) se encuentran determinados a nivel específico pertenecientes a 73 especies en 27 géneros. Otra gran parte de la colección, 594 individuos (44,5 %), se hallan identificados a nivel genérico. Los especímenes provienen de numerosas provincias de la Argentina y también de países como Chile, Bolivia, Ecuador, Estados Unidos y Paraguay. No se dispone al momento de una lista completa de las especies de esta colección.

La Colección Entomológica de la Cátedra de Botánica General de la Facultad de Agronomía (FAUBA) Buenos Aires contiene una importante colección de sírfidos. Cuenta con más de 2000 individuos, que pertenecen a 50 géneros y 110 especies de manera aproximada. Algunos de los individuos fueron determinados por F.C. Thompson. La colección cuenta con material proveniente de agroecosistemas pampeanos, de los bosques andino-patagónicos, y de diversas provincias argentinas. También hay individuos colectados en otros países como Ecuador, Colombia, Chile, México, Bolivia y España.

La colección del Museo de la Plata (MLP) Buenos Aires posee 292 ejemplares pertenecientes a 16 géneros y 42 especies, 26 de los cuales aún no han sido identificados a nivel especie. Las determinaciones fueron realizadas principalmente por E. Blanchard, J. Lane y E. Lagrange. El material procede de Buenos Aires, Catamarca, Chaco, Chubut, Misiones, Neuquén, Santa Fe, Santiago del Estero, Tierra de Fuego y Tucumán, y también se encuentra material de Uruguay (Montevideo, Peñarol).

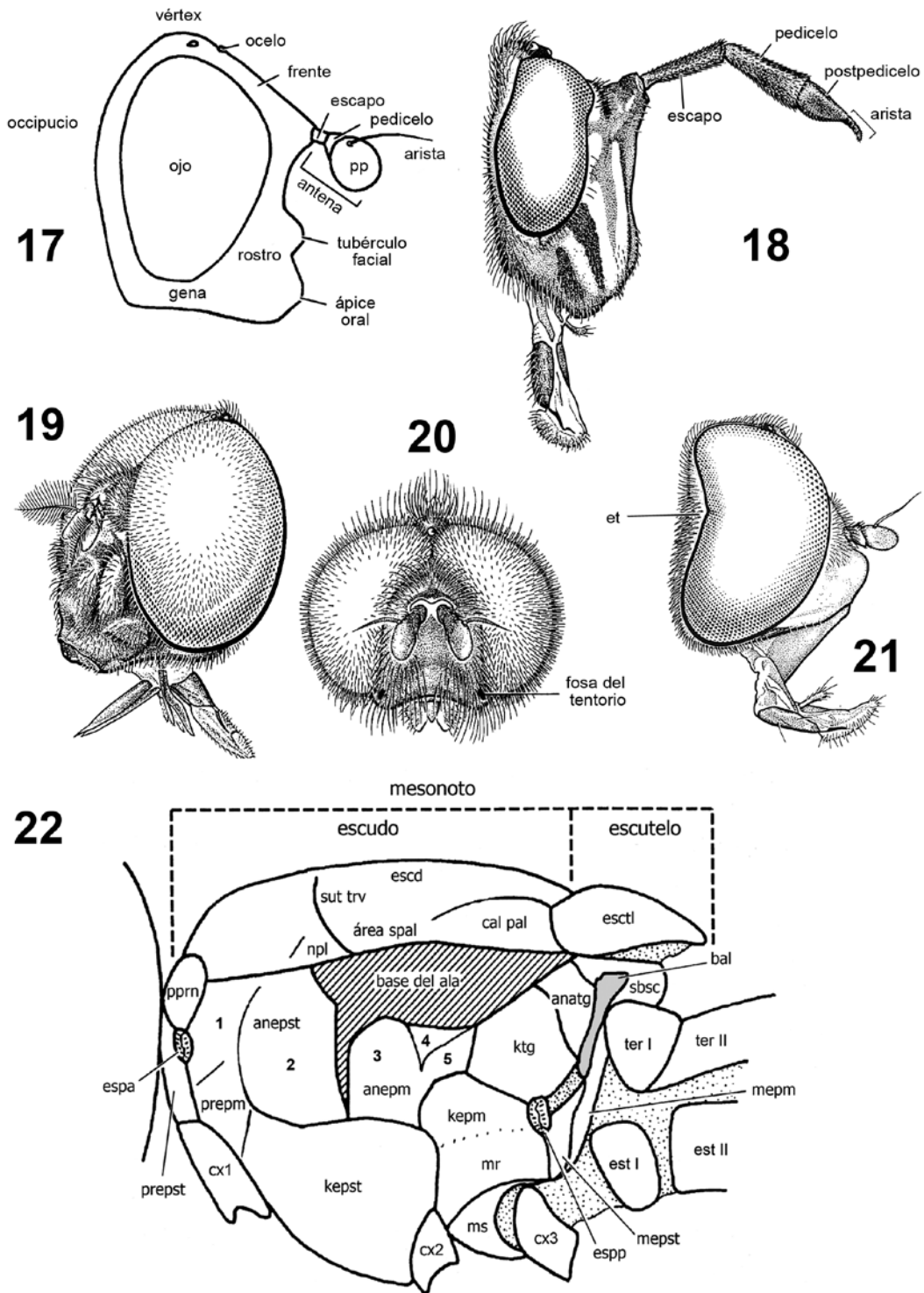
La Colección Entomológica de Córdoba (ENTOCOR) Córdoba posee 141 registros en su base de datos, la mayoría representada por ejemplares únicos, recolectados en 10 provincias argentinas desde 1904 al 2019, principalmente entre 1960-1990, por 29 recolectores, destacándose M. Manfrini de Brewer. Cuenta con numerosos ejemplares en espera de ser acondicionados, los cuales provienen de recolecciones de diferentes proyectos de investigación vigentes del Instituto Multidisciplinario de Biología Vegetal (IMBIV-CONICET-UNC).

La colección entomológica del Instituto Argentino de Investigaciones de Zonas Áridas (IADIZA) Mendoza cuenta con una pequeña colección de Syrphidae en expansión. Está representada casi en su totalidad por fauna de la Patagonia (Neuquén y Río Negro) y Mendoza.

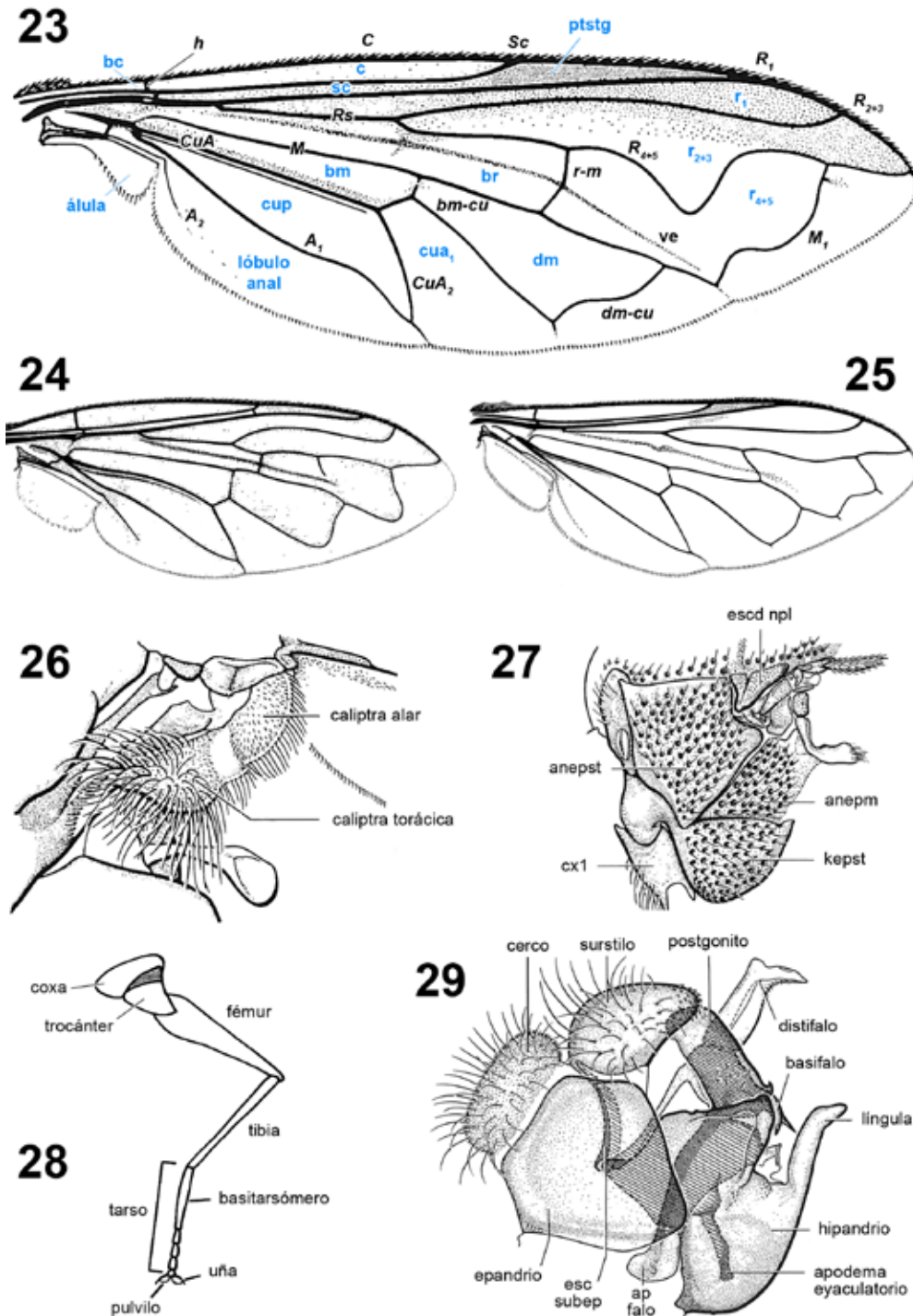
### Clave de los géneros de Syrphidae registrados en la Argentina

Incluye solo los géneros registrados en la literatura científica y es probable que especies y géneros nuevos presentes en países vecinos, como Brasil o Chile, se hallen en territorio argentino en los próximos años; gracias en parte al trabajo de investigadores nacionales y portales de internet dedicados a ciencia ciudadana. La clave se basa en los trabajos de Thompson (1999), Reemer (2013b, 2014), Mengual *et al.* (2018) y Miranda *et al.* (2020). Se recomienda la consulta de dichos trabajos para visualizar algunos de los caracteres morfológicos usados en la clave de identificación.





**Figs. 17-22.** 17, partes de la cabeza, vista lateral. pp = postpedicelo; 18, cabeza de *Polybiomyia*, ♂, vista lateral; 19, cabeza de *Ornidia obesa*, ♂, vista frontolateral; 20, cabeza de *Pipiza*, ♂, vista frontal; 21, cabeza de *Toxomerus*, ♂, vista lateral. 22, partes del tórax y base del abdomen, vista lateral. anatg = anatergito; anepm = anepimeron; anepst = anepisterno; área spal = área supra-alar; bal = balancín o halterio; cal pal = callo postalar; cx1, cx2, cx3 = pro-, meso- y metacoxa; escd = escudo; esctl = escutelo; espa = espiráculo torácico anterior; espp = espiráculo torácico posterior; est I, est II = esternitos I y II; kepm = katepimeron; kepst = katepisterno; ktg = katatergito; mepm = metepimeron; mepst = metepisterno; mr = meron; ms = metasterno; npl = notopleura; pprn = postpronoto; prepm: proepimeron; prepst = proepisterno; sbsc = subescutelo; sut trv = sutura transversal; ter I, ter II = tergitos I y II. Fuentes originales: Fig. 17 de Thompson (1999) y Figs. 18-21 de Vockeroth & Thompson (1987). Se han obviado el nombre de las especies por ser ilustraciones de especies neárticas, no registradas en la Argentina.



**Figs. 23-29.** 23, ala de *Salpingogaster*. Las celdas, el lóbulo anal y el alula se indican en azul y las venas en negro y en cursiva.  $A_1$  = vena anal 1;  $A_2$  = vena anal 2; *bc* = celda costal basal; *bm* = celda medial basal; *br* = celda radial basal; *c* = celda costal; *C* = vena costal; *CuA* = vena cubital anal; *cua<sub>1</sub>* = celda cubital anal 1; *CuA<sub>2</sub>* = vena cubital anal 2; *cup* = celda cubital posterior; *dm* = celda distal medial cubital; *dm-cu* = vena distal medial cubital; *h* = vena transversal humeral; *M* = vena medial;  $M_1$  = vena medial 1; *ptstg* = pterostigma;  $r_1$  = celda radial 1;  $R_1$  = vena radial 1;  $r_{2+3}$  = celda radial 2+3;  $R_{2+3}$  = vena radial 2+3;  $r_{4+5}$  = celda radial 4+5;  $R_{4+5}$  = vena radial 4+5; *r-m* = vena transversal radial-medial; *Rs* = vena del sector radial; *sc* = celda subcostal; *Sc* = vena subcostal; *ve* = vena espuria; 24, ala de *Microdon*; 25, ala de *Eumerus*; 26, superficie dorsal de las caliptras de *Syrphus*; 27, parte anterior del tórax de *Nausigaster*, vista dorso-lateral; 28, partes de una pata; 29, genitalia del macho de *Syrphus* y sus partes, vista lateral. *ap falo* = apodema del falo; *esc subep* = esclerito subepandrial. Fuentes originales: Figs. 23-27 y 29 de Vockeroth & Thompson (1987) y Fig. 28 de Thompson (1999). Se han obviado el nombre de las especies por ser ilustraciones de especies neárticas, no registradas en la Argentina.

- 1- Antena con arista dorsal en posición sub-basal (Figs. 17, 19-21), o arista ausente.....3  
 -Antena con arista apical (Figs. 7, 18) similar a un estilo.....2
- 2- Metepímera unidos detrás de las metacoxas formando un puente postmetacoxal completo; tergito abdominal II más largo que ancho, fuertemente constreñido (Fig. 7).....*Polybiomyia* Shannon  
 -Metepímera separados por una membrana detrás de las metacoxas (puente postmetacoxal incompleto) (Fig. 22); tergito II ligeramente más largo que ancho y solo ligeramente constreñido.....*Sphiximorpha* Rondani
- 3- Vena  $R_{4+5}$  sin apéndice posterior que se extiende en la celda  $r_{4+5}$  (Figs. 23, 25).....10  
 -Vena  $R_{4+5}$  con apéndice posterior que se extiende en la celda  $r_{4+5}$  (Fig. 24).....4
- 4- Tergitos III y IV no fusionados; margen posterior del tergito III se superpone al tergito IV; tergito IV, en vista lateral, perpendicular al tergito II; rostro en muchas especies deprimido/aplastado lateralmente pareciendo tener una carena o quilla en su mitad.....*Ceratophya* Wiedemann  
 -Tergitos III y IV fusionados; margen posterior del tergito III no se superpone al tergito IV; tergito IV, en vista lateral, no perpendicular al tergito II; rostro no deprimido lateralmente.....5
- 5- Metatibia no visiblemente ensanchada y sin pelos largos.....7  
 -Metatibia aparenta poseer una corbícula como en las abejas: con pelos largos, parecidos a un cepillo y/o metatibia visiblemente ensanchada en su parte media o apical.....6
- 6- Abdomen estrecho notablemente después del tergito II; esternitos II y III separados por inusualmente ancha parte membranosa, tan ancha como parte media del tergito II o incluso más ancha (difícil de observar en especímenes secos); genitalia del macho: falo (edeago) no bifurcado.....*Stipomorpha* Hull  
 -Abdomen ligeramente oval, tergito III más ancho que el tergito II; esternitos II y III no se hallan separados por parte membranosa ancha; genitalia del macho: falo bifurcado (ahorquillado) apicalmente.....*Mermerizon* Reemer
- 7- Vértex convexo, abultado y brillante.....  
 .....*Pseudomicrodon* Hull  
 -Vértex plano, no sobresale.....8
- 8- Anepisterno completamente piloso, recubierto de pelos; abdomen peciolado.....*Rhopalosyrphus* Giglio-Tos  
 -Anepisterno glabro en su parte media y/o ventral; abdomen no constreñido (oval o con lados paralelos).....9
- 9- Katepimeron plano (puede estar un poco elevado o presentar una carena poco desarrollada, pero no convexa), glabro y con textura arrugada.....*Peradon* Reemer  
 -Katepimeron convexo, con superficie lisa.....  
 .....*Microdon* Meigen
- 10- Esternitos II y III (a menudo también I y II) separados por una inusualmente ancha parte membranosa, tan ancha como la parte media del tergito II o incluso más ancha.....*Stipomorpha* Hull
- Esternitos II y III no separados por membrana ancha.....11
- 11- Abertura oral ausente o apenas visible; antena insertada en la cabeza por encima del margen dorsal del ojo; macho: cabeza fuertemente aplanada en vista lateral; postpedicelo (basoflagelómero) ramificado o multifurcado.....*Masarygus* Brèthes  
 -Apertura oral presente, amplia; antena insertada en la cabeza por debajo del margen dorsal del ojo; macho: cabeza no muy aplanada en vista lateral; postpedicelo sin multifurcar.....12
- 12- Postpronoto piloso; abdomen del macho con cuatro segmentos pregenitales no modificados; tergito V no visible en vista dorsal.....38  
 -Postpronoto glabro; abdomen del macho con cinco segmentos pregenitales no modificados; tergito V visible en vista dorsal.....13
- 13- Caliptra (escama) torácica con muchos pelos largos y erguidos en su superficie dorsal, especialmente en su porción postero-mediana (Fig. 26).....*Syrphus* Fabricius  
 -Caliptra torácica sin pelos en su superficie dorsal.....14
- 14- Anepisterno anterior, por lo general con algún pelo corto visible en su parte póstero-dorsal; metepisterno, por lo general, con algún pelo erecto o reclinado ventralmente al espiráculo posterior; siempre con algún pelo en una de estas dos áreas.....24  
 -Anepisterno anterior y metepisterno sin pelos.....15
- 15- Rostro y/o escutelo parcial o completamente de color pálido, generalmente amarillo o castaño amarillento como color de fondo.....17  
 -Rostro y escutelo completamente negros como color de fondo.....16
- 16- Rostro, en vista lateral, alargado hacia delante en su parte ventral, densamente pruinoso con máculas glabras en forma de puntos u ondulaciones (Fig. 6); tubérculo facial sin surcos en parte dorsal; macho: protibia generalmente con cerdas largas y distintas en su parte posterior; genitalia del macho: postgonito generalmente en forma de hoz (o triangular) y surstilo bifurcado o bilobulado.....*Platycheirus* Le Peletier & Audinet-Serville  
 -Rostro, en vista lateral, no alargado hacia delante, uniformemente pruinoso de manera general, rara vez con máculas punteadas brillantes (sin pruinosidad); algunas especies presentan surcos transversales dorsalmente al tubérculo facial; macho: protibia sin tal quetotaxia especializada; genitalia del macho: postgonito masivo, irregular y surstilo unilobulado, alargado o redondeado.....*Argentinomyia* Lynch-Arribáizaga
- Nota: algunas especies de *Leucopodella* pueden llegar a esta dicotomía, pero no se hallan reportadas para la Argentina.
- 17- Metafémur sin setas espinosas; puente postmetacoxal incompleto; metepímera separados por área membranosa detrás de la metacoxa; vena  $M_1$  a lo sumo ligeramente sinuosa; vena  $R_{4+5}$  recta, sin curvatura u ondulación que se extiende en la celda  $r_{4+5}$ .....19  
 -Metafémur con distintas filas anteroventral y posteroventral de setas espinosas en la mitad apical; metepímera continuos detrás de la metacoxa formando un puente postmetacoxal completo; vena  $M_1$  fuertemente sinuosa (Fig. 23); vena  $R_{4+5}$  leve a fuertemente sinuosa...18

Nota: algunos ejemplares de *Stipomorpha* pueden presentar la vena  $R_{4+5}$  sin el apéndice posterior en un ala o en ambas (ver dicotomía 6).



**Fig. 30.** Mapa de distribución del número de especies y géneros de Syrphidae en cada provincia (ver Apéndices 1 y 2). Trece especies pertenecientes a nueve géneros se han citado en el país sin especificar la provincia o localidad. Mapa creado con ayuda de SimpleMappr (Shorthouse, 2010).



- 18- Vena  $R_{4+5}$  fuertemente sinuosa (Fig. 23); tergito abdominal I expandido lateralmente en un marcado espolón; occipucio con una sola fila de pelos en parte dorsal.....*Salpingogaster* Schiner  
 -Vena  $R_{4+5}$  ligeramente sinuosa; tergito abdominal I con un pequeño espolón lateral; occipucio con 3-4 filas de pelos en la parte dorsal.....*Eosalpingogaster* Hull
- 19- Ojo sin pelos.....21  
 -Ojo con pelos.....20
- 20- Ala escasamente microtúcica, en tercio apical con extensas áreas glabras, sin microtriquias; macho: ojo con un área dorsal, claramente delimitada, de facetas más grandes (Fig. 2); genitalia del macho: surstilo menos de tres veces más largo que ancho.....*Austroscaeva* Láska, Mazánek & Mengual  
 -Ala densa y uniformemente microtrúcica, al menos en su tercio apical; macho: ojo sin área dorsal claramente delimitada de facetas más grandes; genitalia del macho: surstilo más de tres veces más largo que ancho.....*Notosyrphus* Vockeroth
- 21- Metasterno glabro.....*Dioprosopa* Hull  
 -Metasterno con pelos.....22
- 22- Rostro, en vista lateral, alargado hacia delante ventralmente; ápice oral (margen oral anterior) claramente más prominente (anterior) que base de antenas; apertura oral tres o más veces más larga que ancha.....*Fazia* Shannon  
 -Rostro, en vista lateral, no alargado hacia delante; ápice oral claramente menos prominente que la base de las antenas; apertura oral aproximadamente dos veces más larga que ancha.....23
- 23- Pleura con marcas amarillas; escudo (mesonoto) con márgenes laterales amarillos; abdomen sin surco premarginal (Fig. 9).....*Allograpta* Osten Sacken  
 -Pleura y escudo sin marcas amarillas, de color de fondo negro; abdomen con surco premarginal presente y distinto que se extiende desde la mitad del tergito II hasta el tergito V.....*Eupeodes* Osten Sacken
- 24- Rostro sin tubérculo facial y recto en vista lateral, con ápice oral y bases antenales en línea; genitalia del macho: falo simple, no segmentado.....*Leucopodella* Hull  
 -Rostro con tubérculo facial; genitalia del macho: falo sin segmentar segmentado, o dividido en basifalo y distifalo.....25
- 25- Anepisterno anterior glabro, sin pelos; metepisterno con algún pelo reclinado; rostro, pleuras, escudo y escutelo negros; fosas antenales confluentes; abdomen ligeramente ovalado, negro con manchas pálidas triangulares, o alargadas apuntando hacia atrás; genitalia del macho: falo simple, no segmentado.....*Xanthandrus* Verrall  
 -Anepisterno anterior generalmente con pelos; metepisterno glabro o piloso; rostro, pleuras, escudo y escutelo variables, generalmente con algunas áreas de color pálido; fosas antenales separadas o confluentes; abdomen diferente; genitalia del macho: falo segmentado en basifalo y distifalo.....26
- 26- Ojo con marcada emarginación triangular en margen posterior (Figs. 10, 21); triángulo ocelar distanciado de la contigüidad de los ojos en el macho; rostro convexo o alargado hacia adelante ventralmente (Fig. 21); abdomen generalmente ovalado o rectangular (con márgenes laterales paralelos), nunca muy peciolado, o muy largo y estrecho; patrón de manchas abdominales generalmente constituido por banda oscura apical con par de rayas oscuras, en un fondo amarillo, dirigidas hacia la base en la parte media, o un patrón derivado de este (Fig. 10) que incluye tergitos completamente oscuros (ver Mengual, 2011); genitalia del macho con proceso triangular esclerotizado, muy corto a largo, que surge de los apodemas de los surstilos fusionados y que se proyecta apicalmente entre las bases de surstilos.....*Toxomerus* Macquart  
 -Margen posterior del ojo con emarginación generalmente imperceptible o poco profunda y redondeada; ocelo anterior que toca la contigüidad de los ojos en el macho; rostro nunca alargado anteriormente; abdomen muy variable; patrón de manchas abdominales nunca par de rayas mediales como en el caso anterior; genitalia del macho sin proceso esclerotizado puntiagudo único, aunque puede presentar un proceso bilobulado.....27
- 27- Ala casi completamente glabra, con microtriquias en su cuarto apical (Fig. 8).....*Pseudoscaeva* Vockeroth  
 -Ala extensamente microtrúcica.....28
- 28- Pedicelo con proyección estrecha sobre el postpedicelo (basoflagelómero); postpedicelo subtriangular, generalmente grande en la hembra; escudo con fila distinta de pelos más largos en su parte anterior, llamada collar mesonotal; abdomen de lados paralelos a ligeramente ovalados.....*Ocyptamus* Macquart  
 -Margen apical del pedicelo recto, redondeado, sin extensión sobre el postpedicelo; postpedicelo ovalado a redondo; escudo generalmente sin fila anterior de pelos más largos; abdomen variable.....29
- 29- Metasterno con pelos; rostro ancho, más ancho que un tercio del ancho de la cabeza; abdomen ovalado, de lados paralelos o ligeramente peciolado; algunas especies con un patrón abdominal similar al patrón abdominal del género *Syrphus*.....*Orphnabaccha* Hull, en parte Nota: Hay especies con muy pocos pelos en el metasterno y no es raro que eventualmente se caigan, haciendo que el metasterno parezca glabro; p. ej., las especies del grupo de *Orphnabaccha coerulea*.  
 -Metasterno glabro, sin pelos; rostro más estrecho, por lo general alrededor de un tercio o menos del ancho de la cabeza; abdomen variable, nunca similar a *Syrphus*.....30
- 30- Vena  $M_1$  recta, uniéndose la vena  $R_{4+5}$  perpendicularmente; ala amarillo pardusca y casi completamente microtrúcica; moscas pequeñas, generalmente con abdomen corto, más corto que las alas.....*Nuntianus* Miranda en Miranda *et al.* 2020 (en parte)  
 -Vena  $M_1$  sinuosa; otros caracteres que no se encuentran en la misma combinación anterior.....31
- 31- Venas  $R_{4+5}$  y  $M_1$  claramente sinuosas:  $R_{4+5}$  con curvatura u ondulación que se extiende en la celda  $r_{4+5}$  y vena  $M_1$  fuertemente sigmoidea; área fronto-antenal sobresaliente, prominente; metacoxa y metatrocánter con mechón de pelos gruesos; abdomen fuertemente peciolado; genitalia del macho agrandada, muy desarrollada (Fig. 12).....*Mimocalla* Hull  
 -Vena  $R_{4+5}$  casi recta; vena  $M_1$  no fuertemente sigmoidea; metacoxa y metatrocánter sin mechón de pelos gruesos; genitalia del macho nunca agrandada; otros caracteres no se encuentran en la combinación anterior.....32
- 32- Triángulo ocelar con pruinosidad negra opaca, rodeado de pruinosidad densa de color pálido; occipucio con una sola fila de pelos en la parte dor-

- sal.....*Hybobathus* Enderlein  
 -Triángulo ocelar nunca con un contraste marcado como arriba, con pruinosidad completamente pálida o con escasa pruinosidad; pilosidad del occipucio en parte dorsal variable.....33
- 33- Abdomen largo, casi tan largo como el ala, lados paralelos y con banda amarilla sub-basal en tergitos III, IV y V; ala ennegrecida; álula estrecha y lineal (ancho casi uniforme) con relación longitud: anchura aproximada de 5:1.....*Hermesomyia* Vockeroth  
 -Abdomen variable, nunca con la combinación de caracteres anterior; álula variable.....34
- 34- Abdomen con lados paralelos o ligeramente peciolados, estrecho, pero no delicado (segundo segmento abdominal  $\leq 6$  veces más largo que ancho) y alargado, expandiéndose ligeramente apicalmente; tergito III con par de manchas sub-basales de forma cuadrangular/triangular que a veces forman banda completa; sin álula.....*Victoriana* Miranda en Miranda *et al.* 2020  
 -Abdomen generalmente peciolado con base estrecha y abruptamente ensanchado, o muy estrecho y muy largo, delicado (segundo segmento abdominal  $\geq 8$  veces más largo que ancho); si el abdomen tiene los lados paralelos y es estrecho y alargado, entonces tergito III nunca presenta par de manchas sub-basales de forma cuadrangular/triangular; álula ausente o presente.....35
- 35- Escudo de color amarillo lateralmente; escutelo generalmente amarillo, rara vez oscuro en su mayoría; ala suele ser de color amarillo claro; abdomen espatulado, de lados paralelos o peciolado, pero nunca estrecho y delicado; genitalia del macho: esclerito subepandrial se extiende más allá de la base de los surstilos con la forma de un par de lóbulos; si el esclerito subepandrial no se extiende más allá de la base de los surstilos, entonces la vena  $M_1$  une la vena  $R_{4+5}$  en ángulo recto (ver dicotomía 30)....  
 .....*Nuntianus* Miranda en Miranda *et al.* 2020 (en parte)  
 -Escudo y escutelo completamente negros generalmente; si el escutelo es mayormente amarillo o solo lateralmente, entonces el escudo tiene un patrón bien marcado de líneas pruinosas doradas sobre un fondo negro y los tergitos abdominales con un par de líneas pálidas de forma ovalada en su parte central, o bien el abdomen es muy estrecho y delicado (segundo segmento abdominal  $\geq 8$  veces más largo que ancho); ala hialina o de color castaño oscuro; abdomen peciolado, o muy estrecho, largo y delicado; genitalia del macho: esclerito subepandrial nunca extendido más allá de la base de los surstilos formando un par de lóbulos y vena  $M_1$  nunca recta.....36
- 36- Abdomen muy estrecho y delicado en toda su extensión (tergito II  $\geq 8$  veces más largo que ancho); frente (hembra) o triángulo frontal (macho) generalmente rugoso; álula ausente; genitalia del macho: surstilo cuadrangular, con ápice extendido o con proyección apical filiforme; hembra: tergito VII sin apodemas.....*Fragosa* Miranda en Miranda *et al.* 2020  
 -Abdomen generalmente peciolado; álula presente o ausente; si no hay álula y el abdomen es muy estrecho y delicado, frente y triángulo frontal rugosos, entonces el rostro es oscuro en su mayor parte, surstilo de genitalia del macho es subtriangular sin proyección apical, y/o el tergito VII en la hembra tiene apodemas baso-laterales largos.....37
- 37- Metabasitarsómero con al menos mitad basal de color oscuro, u oscuro en su mayor parte; abdomen nunca con pelos en forma de escamas; hembra: segmento abdominal VI de manera general modificado en un solo esclerito cónico sin distinción entre tergito y esternito.....*Pelecinobaccha* Shannon  
 -Metabasitarsómero completamente pálido, o pálido en su mayor parte; abdomen oscuro, con pelos planos y brillantes en forma de escamas; hembra: segmento abdominal VI dividido en tergito y esternito.....*Orphnabaccha* Hull (en parte)  
 Nota: Algunas especies, en su mayoría del grupo de *Orphnabaccha coerulea*, puede aparecer aquí si no se estudian los caracteres de los genitalia del macho o si se pasa por alto la pilosidad del metasterno, o si se ve glabro (ver dicotomía 29).
- 38- Vena  $R_{4+5}$  marcadamente sinuosa; metafémur con zona baso-ventral de sétulas negras.....62  
 -Vena  $R_{4+5}$  recta o ligeramente sinuosa; metafémur sin dichas sétulas.....39
- 39- Arista pubescente o sin pelos, nunca pelos más largos que doble del diámetro basal de arista (Figs. 20-21)...41  
 -Arista plumosa, pelos al menos tres veces más largos que diámetro basal de arista (Figs. 4, 19).....40
- 40- Rostro con tubérculo medial y dos tubérculos laterales (Fig. 19); anepimeron posterior piloso; notopleuron hinchado y ensanchado posteriormente.....  
 .....*Ornidia* Le Peletier & Audinet-Serville  
 -Rostro con un solo tubérculo medial; anepimeron posterior glabro, sin pelos; notopleuron normal, no ensanchado.....*Copestylum* Macquart
- 41- Fémures sin setas espinosas en parte ventral; si hay alguna seta espinosa presente, restringida al metafémur; pro y mesofémures nunca con setas espinosas.....43  
 -Todos los fémures con setas espinosas cortas y fuertes en parte ventral.....42
- 42- Rostro con tubérculo facial en ambos sexos; antena muy alargada: postpedicelo siempre más del doble de largo que ancho, y escapo y pedicelo frecuentemente alargados.....*Lepidomyia* Loew  
 -Rostro con tubérculo facial solo en el macho; hembra con rostro cóncavo; antena corta: postpedicelo ovalado o subcuadrado (siempre menos de dos veces más largo que ancho), y escapo y pedicelo nunca alargados.....*Myolepta* Newman
- 43- Vena  $M_1$  recurrente (dirigida hacia la base del ala) o perpendicular a la vena  $R_{4+5}$ ; celda  $r_{4+5}$  con ápice obtuso o rectangular (Fig. 25).....59  
 -Vena  $M_1$  dirigida hacia ápice del ala; celda  $r_{4+5}$  con el ápice agudo.....44
- 44- Anepisterno de relieve uniforme, no diferenciado en parte anterior aplanada y parte posterior convexa (Fig. 27); fosas de antenas ampliamente separadas; escudo con gran extensión en forma de solapa sobre la base del ala (escudo notal del ala); cuerpo densamente punteado, con grandes punturas (Fig. 27).....*Nausigaster* Williston  
 -Anepisterno claramente diferenciado en parte anterior plana y parte posterior convexa; escudo notal del ala ausente; fosas de antenas generalmente confluentes, rara vez muy separadas; cuerpo no suele estar punteado, pero si tiene punturas, entonces fosas antenales confluentes....45
- 45- Ojo glabro.....49  
 -Ojo con pelos.....46
- 46- Rostro amarillo, sin pelos; metafémur en su parte

- ventro-lateral con setas espinosas negras, fuertes y cortas; metatarsómeros (al menos los tres basales) con ctenidios (como peine formado por serie de espinas muy juntas) oblicuos en parte ventral.....*Chromocheilosia* Hull & Fluke  
-Rostro oscuro, azul metálico a negro, con pelos; metafémur sin o con pocas setas espinosas; metatarsómeros sin tales ctenidio.....47
- 47- Margen oral uniformemente redondeado, sin muescas en parte anterior; fosa anterior del tentorio pequeña, redonda (Fig. 20).....*Pipiza* Meigen  
-Margen oral con muesca en parte anterior; fosa anterior del tentorio alargada, sin formar pequeño hoyo.....48
- 48- Vena transversal r-m más allá de la mitad de la celda dm; celda  $r_{4+5}$  con peciolo apical (segmento apical de la vena  $R_{4+5}$ ) muy corto, más corto que vena transversal h; metasterno sin pelos; katepisterno con pelos divididos en dos mechones, uno ventral y uno dorsal.....*Macrometopia* Philippi  
-Vena transversal r-m situada basalmente con respecto al punto medio de la celda dm; celda  $r_{4+5}$  con peciolo apical largo, mucho más largo que vena transversal h; metasterno con pelos; katepisterno con mechón de pelos continuo, no dividido en un mechón ventral y otro dorsal.....*Notiocheilosia* Thompson
- 49- Antena alargada, mucho más larga que el rostro; escapo más de tres veces más largo que ancho.....*Chalcosyrphus* Curran  
-Antena corta, como mucho tan larga o más corta que el rostro; escapo nunca más del doble de largo que de ancho...50
- 50- Metasterno piloso, con pelos tan largos como los de la metacoxa.....55  
-Metasterno sin pelos.....51
- 51- Celda  $r_{4+5}$  no peciolada, cerrada en el mismo margen del ala; macho holóptico.....*Odyneromyia* Shannon & Aubertin  
-Celda  $r_{4+5}$  con peciolo apical largo, tan largo o más que la vena transversal h; macho holóptico o dicóptico.....52
- 52- Vena transversal r-m muy basal, situada en la octava parte más basal de la celda dm; rostro cóncavo; macho dicóptico.....*Chamaesphagina* Shannon & Aubertin  
-Vena transversal r-m situada sobre el tercio basal de la celda dm o en una posición más apical; rostro y ojos variables.....53
- 53- Vena transversal r-m situada más apicalmente que el punto medio de la celda dm (como en la Fig. 25); macho holóptico y con gran espina en metatrocánter.....*Sterphus* Philippi  
-Vena transversal r-m situada en la mitad de la celda dm o en una posición más basal (como en Fig. 24); macho dicóptico, sin espina grande en metatrocánter.....54
- 54- Escutelo con borde apical claramente emarginado; abdomen con lados paralelos; rostro cóncavo; ala nunca bicolor.....*Hemixylota* Shannon & Aubertin  
-Escutelo sin emarginación en borde apical; abdomen fuertemente constreñido en el macho; abdomen de la hembra variable, con lados paralelos a constreñido; rostro generalmente con tubérculo facial; si no tiene tubérculo facial, abdomen fuertemente constreñido o presenta ala bicolor, con margen anterior oscuro y parte posterior hialina.....*Valdiviomyia* Vockeroth
- 55- Anepisterno anterior con pelos; metafémur con pequeña espina ventro-apical.....*Spilomyia* Meigen  
-Anepisterno anterior sin pelos; metafémur simple sin espina ventro-apical, o con lámina lateral.....56
- 56- Vena transversal r-m con un apéndice largo en la celda  $r_{4+5}$ ; prominencia frontal notablemente desarrollada hacia adelante.....*Stilbosoma* Philippi  
-Vena transversal r-m sin apéndice; prominencia frontal no desarrollada hacia delante de manera notable.....57
- 57- Celda  $r_{4+5}$  con peciolo apical largo, más largo que vena transversal h; escudo y abdomen con pelos amarillos largos; mimético de abejorros.....*Aneriophora* Stuardo & Cortés  
-Celda  $r_{4+5}$  con peciolo apical muy corto, mucho más corto que vena transversal h; otro tipo de moscas...58
- 58- Metasterno sin dividir; metafémur con setas espinosas, cortas y fuertes en parte ventral.....*Myolepta* Newman  
Nota: Si las setas espinosas de los fémures se pasan por alto en la dicotomía 41, entonces *Myolepta* llega aquí. Ver dicotomía 42.  
-Metasterno dividido por franja membranosas; metafémur sin setas espinosas ventrales.....*Tropidia* Meigen
- 59- Ojo con escasa pilosidad o densamente piloso...61  
-Ojo sin pelos.....60
- 60- Rostro sin quilla en su mitad; antena generalmente alargada, tan larga o más larga que distancia entre fosa antenal y margen oral anterior; metafémur no hinchado o agrandado; ala con mayor superficie recubierta de microtriquias.....*Orthonevra* Macquart  
-Rostro con quilla medial; antena no alargada, más corta que distancia entre fosa antenal y margen oral anterior; metafémur hinchado, con tubérculo espinal baso-ventral; ala extensamente glabra, con microtriquias casi completamente ausentes en dos terceras partes basales o más, muy escasa y dispersamente microtrícica en tercio apical o incluso menos.....*Syritta* Le Peletier & Audinet-Serville
- 61- Vena transversal r-m situada en posición más basal que punto medio de celda dm (como en la figura 24); vena  $M_1$  con un ángulo; propleuron sin pelos; cabeza muy cerca del tórax, por lo que el occipucio se reduce lateralmente a una línea delgada, espiráculo mesotorácico oculto a la vista lateral y postpronoto muy reducido.....*Alipumilio* Shannon  
-Vena transversal r-m situada en posición más apical que punto medio de celda dm; vena  $M_1$  con dos ángulos (Fig. 25); propleuron con pelos; cabeza diferente a la combinación anterior: ocupación ancho en su tercio dorsal, espiráculo mesotorácico visible lateralmente y postpronoto normal.....*Eumerus* Meigen
- 62- Celda  $r_1$  cerrada y peciolada.....65  
-Celda  $r_1$  abierta (como en la Fig. 25).....63
- 63- Ojo con pelos.....*Quichuana* Knab  
-Ojo sin pelos.....64

- 64- Triángulo ocelar de tamaño normal, pequeño; frente no muy ancha; macho holóptico; rostro negro; ala con parte anterior ennegrecida.....*Lycopale* Hull  
-Triángulo ocelar extremadamente grande; frente muy ancha en ambos sexos; macho dicóptico; rostro amarillo o fuertemente alargado en parte antero-ventral; ala hialina, a lo sumo amarillenta.....*Dolichogyna* Macquart
- 65- Mechón de pelos postalar presente; ojo con patrón de bandas (Fig. 11); porción dorsomedial y triangular del anepimeron con pelos.....*Eristalinus* Mik  
-Mechón de pelos postalar ausente; ojo sin manchas ni bandas; porción dorsomedial y triangular del anepimeron glabra.....66
- 66- Katepimeron con pelos.....68  
-Katepimeron sin pelos.....67
- 67- Ojo glabro; tórax generalmente con áreas o manchas de pelos tomentosos (que cubren la superficie).....*Meromacrus* Rondani  
-Ojo con pelos; tórax sin pelos tomentosos.....*Eristalis* Latreille (en parte)
- 68- Meron y metepisterno con pelos en parte anterior y/o parte ventral al espiráculo metatorácico; ojo generalmente sin bandas o pelos que contrasten o muestren notable diferencia.....*Palpada* Macquart  
-Meron y metepisterno sin pelos alrededor del espiráculo metatorácico; ojo con bandas transversales de pelos claros y oscuros que contrastan notablemente (Fig. 3)..  
.....*Eristalis* Latreille (en parte)

## Agradecimientos

A Santos Rojo por la corrección del texto, a Jeffrey H. Skevington por compartir los datos de sírfidos argentinos en la Canadian National Collection (CNC) of Insects, Arachnids and Nematodes. A Menno Reemer por compartir datos sobre microdóntinos argentinos y por identificar la figura 5. A Lucía Claps, Sergio Roig-Juñent y Juan J. Morrone por la invitación a participar en el presente libro. Al personal del IFML, MACN y del Laboratorio de Entomología del IADIZA por permitirnos revisar las colecciones de Syrphidae. A Gastón E. Zubarán, A. Nelci T. Pascual y Juan P. Torretta por aportar información sobre el estado de las colecciones del MLP, ENTOCOR y FAUBA respectivamente. A Andrea Cocucci (Figs. 1-7), a Ricardo Palonsky (Figs. 8, 10 y 11) y a Lucas Rubio (Figs. 9, 12 y portada) por cedernos sus fotografías y darnos permiso para usarlas en el presente trabajo; y a Jeffrey H. Skevington, en nombre de Agriculture and Agri-Food Canada, por darnos permiso para reproducir las imágenes de Vockerth & Thompson (1987).

## Literatura citada

- AMORIM, D.S. 2009. Neotropical Diptera diversity: Richness, patterns, and perspectives. En: Pape, T., Bickel, D. & Meier, R. (eds.) *Diptera diversity: Status, challenges and tools*, páginas 71-97. Brill, Leiden.
- AMORÓS-JIMÉNEZ, R., PINEDA, A., FERERES, A. & MARCOS-GARCÍA, M.A. 2012. Prey availability and abiotic requirements of immature stages of the aphid predator *Sphaerophoria rüppellii*. *Biological Control* 63: 17-24.
- APPLIED BIO-NOMICS 2022. *Eupeodes americanus* - The American Hoverfly. Disponible en: <https://www.appliedbio-nomics.com/products/eupeodes-americanus-the-american-hoverfly/> [7 de septiembre de 2022]

- ARCAYA-SÁNCHEZ, E.A. 2012. Bionomía, diversidad y morfología preimaginal de sírfidos depredadores (Diptera: Syrphidae), en el Estado de Lara, Venezuela. Importancia en el control biológico de plagas. Tesis Doctoral. Universidad de Alicante, Alicante, 2012, 293 pp.
- ARCAYA-SÁNCHEZ, E.A., MENGUAL, X. & ROJO, S. 2017a. Especies de Syrphidae (Insecta: Diptera) del Parque Universitario de la UCLA, Estado Lara, Venezuela. *Investigación Agraria* 19: 112-119.
- ARCAYA-SÁNCHEZ, E., PÉREZ-BAÑÓN, C., MENGUAL, X., ZUBCOFF-VALLEJO, J.J. & ROJO, S. 2017b. Life table and predation rates of the syrphid fly *Allograpta exotica*, a control agent of the cowpea aphid *Aphis craccivora*. *Biological Control* 115: 74-84.
- ARCAYA-SÁNCHEZ, E.A., MENGUAL, X., PÉREZ-BAÑÓN, C. & ROJO, S. 2018. Aspectos biológicos de *Pseudodoros clavatus* (Fabricius) (Diptera: Syrphidae) alimentado con el áfido de las leguminosas *Aphis craccivora* Koch (Hemiptera: Aphididae). *IDESIA* (Arica) 36: 1-6.
- BACHMANN, A.O. 2012. A catalog of the types of Stratiomyidae, Tabanidae, Asilidae sensu lato, and Syrphidae (Insecta, Diptera) deposited in the Museo Argentino de Ciencias Naturales, Buenos Aires (MACN): with an appendix on types of Tabanidae deposited in the Instituto "Dr. Carlos G. Malbrán", Buenos Aires (ANLIS). *Revista del Museo Argentino de Ciencias Naturales* 14: 97-123.
- BAYLESS, K.M., TRAUTWEIN, M.D., MEUSEMANN, K., SHIN, S., PETERSEN, M., DONATH, A., PODSIADLOWSKI, L., MAYER, C., NIEHUIS, O., PETERS, R.S. et al. 2021. Beyond *Drosophila*: Resolving the rapid radiation of schizophoran flies with phylo-transcriptomics. *BMC Biology* 19: 23.
- BELLEFEUILLE, Y., FOURNIER, M. & LUCAS, E. 2019. Evaluation of two potential biological control agents against the foxglove aphid at low temperatures. *Journal of Insect Science* 19: 2.
- BELLEFEUILLE, Y., FOURNIER, M. & LUCAS, E. 2021. Biological control of the foxglove aphid using a banker plant with *Eupeodes americanus* (Diptera: Syrphidae) in experimental and commercial greenhouses. *Biological Control* 155: 104541.
- BERTOLACCINI, I., ANDRADA, P. & QUAINO, O. 2008. Efecto de franjas marginales en la atracción de Coccinellidae y Syrphidae, depredadores de áfidos en trigo, en la zona central de la provincia de Santa Fe, Argentina. *Agronomía Tropical* 58: 267-276.
- BIOBEST 2020. *Eupeodes*-System. *Eupeodes corollae*: voracious hoverfly larvae against aphids. Disponible en: <https://www.biobestgroup.com/en/biobest/products/biological-pest-control-4463/beneficial-insects-and-mites-4479/eupeodes-system-308229/> [21 de diciembre de 2020].
- BLANCHARD, E.E. 1938. Descripciones y anotaciones de dípteros argentinos. *Anales de la Sociedad Científica Argentina* 126: 345-386.
- BRESSÁN, E. 2021. Comportamiento alimentario de *Allograpta exotica* (Wiedeman) (Diptera: Syrphidae) sobre las principales plagas de cultivo de frutilla (*Fragaria x ananassa* Duch). Tesis de Grado. Facultad de Agronomía y Zootecnia. Universidad Nacional de Tucumán, Tucumán, 2021, 21 pp.
- BRESSÁN, E. & MAZA, N. 2020. Comportamiento alimentario de *Allograpta exotica* (Wiedemann) (Diptera: Syrphidae) ante trips (Thysanoptera: Thripidae) en laboratorio. En: *IV Reunión Conjunta de Sociedades de Biología de la República Argentina*, modalidad virtual, San Miguel de Tucumán, pag. 175.
- BRESSÁN, E., AGUILAR, R.A., MAZA, N., KIRSCHBAUM, D.S. & JAIMÉ, A.P. 2020. Fitness de *Allograpta exotica* (Wiedemann) (Diptera: Syrphidae) con *Tetranychus evansi* (Baker & Pritchard) (Acari: Tetranychidae) como recurso trófico. En: *XXI Jornadas Científicas y Encuentro de Jóvenes Investigadores "Augusto E. Palavecino"*, modalidad virtual, San Miguel de Tucumán.
- BRÉTHES, J. 1905. Insectos de Tucumán. *Anales del Museo Nacional de Buenos Aires* 3: 329-347.



- BRÈTHES, J. 1907. Catálogo de los dípteros de las Repúblicas del Plata. *Anales del Museo Nacional de Buenos Aires* 9: 277-305.
- BRÈTHES, J. 1914. Description d'un nouveau Syrphide de la République Argentine. *Anales del Museo Nacional de Buenos Aires* 26: 97-98.
- BRUCH, C. 1919. Observaciones biológicas sobre *Temnocera spinigera* Wied. (Diptera Syrphidae). *Revista del Museo de La Plata* 24: 176-181.
- BRUCH, C. 1923. Observaciones biológicas acerca de "*Salpingogaster nigriventris*" Bigot (Díptero-Sírfido). *Revista del Museo Argentino de Ciencias Naturales* 7: 1-6.
- BURGIO, G. & SOMMAGGIO, D. 2007. Syrphids as landscape bioindicators in Italian agroecosystems. *Agriculture, Ecosystems & Environment* 120: 416-422.
- COLLINS, K.P. & WIEGMANN, B.M. 2002. Phylogenetic relationships of the lower Cyclorrhapha (Diptera: Brachycera) based on 28S rDNA sequences. *Insect Systematics and Evolution* 33: 445-456.
- COOK, D.F., VOSS, S.C., FINCH, J.T.D., RADER, R.C., COOK, J.M. & SPURR, C.J. 2020. The role of flies as pollinators of horticultural crops: an Australian case study with worldwide relevance. *Insects* 11: 341.
- CUEZZO, F., LIZARRALDE DE GROSSO, M., NAVARRO, F. & SZUMIK, C. 2007. Endemic insects from the Yungas of Argentina. *Zootaxa* 1576: 63-67.
- CUMMING, J.M., SINCLAIR, B.J. & WOOD, D.M. 1995. Homology and phylogenetic implications of male genitalia in Diptera - Eremoneura. *Insect Systematics and Evolution* 26: 120-151.
- DÍAZ-LUCAS, M.F., PASSARELI, L.M., MAZA, N., AQUINO, D.A., GRECO, N.M. & ROCCA, M. 2020. Spatio-temporal variation of predatory hoverflies (Diptera: Syrphidae) and their relationship with aphids in organic horticultural crops in La Plata, Buenos Aires. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina* 79: 15-22.
- DÍAZ, B.M., MAZA, N. & CAVIGLIASSO, P. 2016. Aportes del aliso (*Lobularia Maritima*) al control biológico de plagas en la producción de lechuga agroecológica protegida en Concordia, Entre Ríos. *Horticultura Argentina*, 35(88), 75. [Resúmenes de Horticultura - XXXIX Congreso Argentino de Horticultura] <http://www.horticulturaar.com.ar/es/publicacion/88/>
- FIDELIS, E.G., SANTOS, A.A., SOUSA, F.F., DA SILVA, R.S., DANGELO, R.A.C. & PICANCO, M.C. 2018. Predation is the key mortality factor for *Brevicoryne brassicae* in cabbage crops. *Biocontrol Science and Technology* 28: 1164-1177.
- FIGUEROA, P.M. 2020. Bioecología de sírfidos (Diptera: Syrphidae) asociados al cultivo de frutilla (*Fragaria x ananassa* Duch.). Tesis de Grado. Facultad de Agronomía y Zootecnia. Universidad Nacional de Tucumán, Tucumán, 27 pp.
- FLEISCHMANN, A., RIVADAVIA, F., GONELLA, P.M., PÉREZ-BAÑÓN, C., MENGUAL, X. & ROJO, S. 2016. Where is my food? Brazilian flower fly steals prey from carnivorous sundews in a newly discovered plant-animal interaction. *Plos One* 11: e0153900.
- FLUKE, C.L. 1956. Catalogue of the family Syrphidae in the Neotropical Region. *Revista Brasileira de Entomologia* 6: 193-268.
- FLUKE, C.L. 1957. Catalogue of the family Syrphidae in the Neotropical Region. *Revista Brasileira de Entomologia* 7: 1-181.
- GARCETE-BARRETT, B.R., MORALES, M.N., HAUSER, M., SMIT, J.T., GONZÁLEZ, L., RAMÍREZ DE LÓPEZ, M.B., ARIAS, O., ADORNO, M., SORMANTI, G. & MERELLES, A. 2020. New geographical records and key to the species of *Eumerus* Meigen, 1823 (Diptera, Syrphidae) introduced into the Americas and Hawaii. *Revista Brasileira de Entomologia* 64: 1-6.
- GARRATT, M.P.D., BREEZE, T.D., JENNER, N., POLCE, C., BIESMEIJER, J.C. & POTTS, S.G. 2014. Avoiding a bad apple: Insect pollination enhances fruit quality and economic value. *Agriculture, Ecosystems & Environment* 184: 34-40.
- GRECO, C.F. 1995. Fenología y selección de hábitat de las especies de sírfidos afídófagos (Dipt.: Syrphidae) más frecuentes en cultivos cerealeros y forrajeros en la provincia de Buenos Aires, Argentina. *Entomophaga* 40: 317-320.
- GRECO, C.F. 1998. Sírfidos afídófagos (Diptera, Syrphidae): identificación rápida a campo de estados preimaginales y lista de enemigos naturales de las especies más frecuentes en cereales y forrajes en la provincia de Buenos Aires (Argentina). *Acta Entomológica Chilena* 22: 7-11.
- GRIFFITHS, G.C.D. 1972. *The Phylogenetic Classification of Diptera Cyclorrhapha with Special Reference to the Structure of the Male Postabdomen*. Series Entomologica 8. W. Junk Publishers, La Haya.
- GRIMALDI, D. & CUMMING, J. 1999. Brachyceran Diptera in Cretaceous ambers and Mesozoic diversification of the Eremoneura. *Bulletin of the American Museum of Natural History* 239: 1-124.
- GROSSKOPF, G., SMITH, L.A. & SYRETT, P. 2002. Host range of *Cheilosia urbana* (Meigen) and *Cheilosia psilophthalma* (Becker) (Diptera: Syrphidae), candidates for the biological control of invasive alien hawkweeds (*Hieracium* spp., Asteraceae) in New Zealand. *Biological Control* 24: 7-19.
- HEO, C.C., RAHIMI, R., MENGUAL, X., ISA, M.S., ZAINAL, S., KHOFAR, P.N. & NAZNI, W.A. 2020. *Eristalinus arvorum* (Fabricius, 1787) (Diptera: Syrphidae) in human skull: A new fly species of forensic importance. *Journal of Forensic Sciences* 65: 276-282.
- HIPPA, H. & STÅHL, G. 2005. Morphological characters of adult Syrphidae: descriptions and phylogenetic utility. *Acta Zoologica Fennica* 215: 1-72.
- HODGKISS, D., BROWN, M.J.F. & FOUNTAIN, M.T. 2018. Syrphine hoverflies are effective pollinators of commercial strawberry. *Journal of Pollination Ecology* 22: 55-66.
- HOPPER, J.V., NELSON, E.H., DAANE, K.M. & MILLS, N.J. 2011. Growth, development and consumption by four syrphid species associated with the lettuce aphid, *Nasonovia ribisnigri*, in California. *Biological Control* 58: 271-276.
- HOWLETT, B. & GEE, M. 2019. The potential management of the drone fly (*Eristalis tenax*) as a crop pollinator in New Zealand. *New Zealand Plant Protection* 72: 221-230.
- INOUE, D.W., LARSON, B.M.H., SSYMANK, A. & KEVAN, P.G. 2015. Flies and flowers III: Ecology of foraging and pollination. *Journal of Pollination Ecology* 16: 115-133.
- JAUKER, F. & WOLTERS, V. 2008. Hover flies are efficient pollinators of oilseed rape. *Oecologia* 156: 819-823.
- JARLAN, A., DE OLIVEIRA, D. & GINGRAS, J. 1997. Effects of *Eristalis tenax* (Diptera: Syrphidae) pollination on characteristics of greenhouse sweet pepper fruits. *Journal of Economic Entomology* 90: 1650-1654.
- JORDAENS, K., GOERGEN, G., KIRK-SPRIGGS, A.H., VOKAER, A., BACKELJAU, T. & DE MAYER M. 2015. A second New World hoverfly, *Toxomerus floralis* (Fabricius) (Diptera: Syrphidae), recorded from the Old World, with description of larval pollen-feeding ecology. *Zootaxa* 4044: 567-576.
- KASSEBEER, C.F. 1999. Die neotropischen Arten der Gattung *Scaeva* Fabricius, 1805 (Diptera, Syrphidae). *Dipteron* 2: 93-108.
- KERTÉSZ, K. 1910. *Catalogus dipterorum hucusque descriptorum*. Vol. 7. Museum Nationale Hungaricum, Budapest.
- KLEIN, A.M., VAISSIÈRE, B.E., CANE, J.H., STEFFAN-DEWENTER, I., CUNNINGHAM, S.A., KREMEN, C. & TSCHARNTKE, T. 2007. Importance of pollinators in changing landscapes for world crops. *Proceedings of the Royal Society B* 274: 303-313.
- KREMEN, C. 2018. The value of pollinator species diversity. *Science* 359: 741-742.
- LAGRANGE, E.B. 1987a. Notas sobre el género *Palpada* Macquart, 1834 (Diptera, Syrphidae). *Neotropica* 32: 97-103.
- LAGRANGE, E.B. 1987b. Una nueva especie del género *Palpada* Macquart, 1834 (Diptera, Syrphidae). *Neotropica* 33: 41-44.
- LAGRANGE, E.B. 1989. Revisión de las especies argentinas del grupo *scutellaris* del género *Palpada* Macquart, 1834 (Diptera, Syrphidae). *Neotropica* 35: 15-34.
- LAGRANGE, E.B. 1990a. Las especies argentinas del género *Meromacrus* Rondani (Diptera, Syrphidae). *Revista Brasileira de Entomologia* 34: 489-498.
- LAGRANGE, E.B. 1990b. Revisión de las especies argentinas del grupo *agrorum* del género *Palpada* Macquart, 1834 (Diptera, Syrphidae). *Revista de la Asociación de Ciencias Naturales del Litoral* 21: 3-40.

- LAGRANGE, E.B. 1992. Revisión de las especies argentinas del grupo *vinetorum* del género *Palpada* Macquart, 1834 (Diptera, Syrphidae). *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina* 50: 145-166.
- LANE, J. 1962. Insecta Patagonia (Diptera: Syrphidae). *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina* 25: 17-19.
- LARDÉ, G. 1989. Investigations on some factors affecting larval growth in a coffee-pulp bed. *Biological Wastes* 30: 11-19.
- LILLO, I., PÉREZ-BAÑÓN, C., ARCAJA, E., MENGUAL, X. & ROJO, S. 2021. First data about the preimaginal morphology of *Austroscaeva occidentalis* (Shannon, 1927) and re-description of larvae and pupae of *Dioprosopa clavata* (Fabricius, 1794) (Diptera: Syrphidae). *Austral Entomology* 60: 535-548.
- LÓPEZ-GARCÍA, G. & MAZA, N. 2013. Lista de sírfidos afídófagos y primeros registros de *Pseudodoros clavatus* y *Eupeodes rojasi* (Diptera: Syrphidae), potenciales agentes de control biológico en la provincia de Mendoza, Argentina. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina* 72: 237-240.
- LÓPEZ-GARCÍA, G., BARAHONA-SEGOVIA, R.M., MAZA, N., DOMÍNGUEZ, M.C. & MENGUAL, X. 2019a. Filling gaps in flower fly distributions: first record of *Aneriophora aureorufa* (Philippi, 1865) (Diptera, Syrphidae) from Argentina. *Check List* 15: 349-355.
- LÓPEZ-GARCÍA, G., REEMER, M., DEBANDI, G. & MENGUAL, X. 2019b. New information about the third stage larva and larval habitat of *Microdon (Chymophila) bruchi* Shannon, 1927 (Diptera, Syrphidae) from Argentina. *Journal of Natural History* 53: 2833-2853.
- LÓPEZ-GARCÍA, G.P., MAZZITELLI, M.E., FRUITOS, A., GONZÁLEZ, M., MARCUCCI, B., GUISTTI, R., ALEMANNI, V., DEL BARRIO, L., PORTELA, J. & DEBANDI, G. 2019c. Biodiversidad de insectos polinizadores y depredadores en agroecosistemas vitícolas de Mendoza, Argentina. Consideraciones para el manejo del hábitat. *Revista de la Facultad de Ciencias Agrarias* 51: 309-322.
- LÓPEZ-GARCÍA, G.P., ROIG-JUÑET, S.A., PÉREZ-BAÑÓN, C., MAZZITELLI, E., MONTOYA, A.L., ROJO, S. & MENGUAL, X. 2022. Description of the third-stage larva and puparium of *Platycheirus (Carposcalis) chalconota* (Philippi) (Diptera: Syrphidae) with new information about the trophic interactions and larval habitats. *Neotropical Entomology* 51: 81-98.
- LÓPEZ-MILLÁN, C.L., OLEA, M.S. & DANTUR-JURI, M.J. (2015). Unusual presence of *Ornidia robusta* (Diptera: Syrphidae) causing pig myiasis in Argentina. *Parasitology Research* 114: 4731-4735.
- LYNCH-ARRIBÁLZAGA, F. 1891-1892. Dipterología Argentina, Syrphidae. *Anales de la Sociedad Científica Argentina* 32: 194-202, 247-256.
- MAGNI, P.A., PÉREZ-BAÑÓN, C., BORRINI, M. & DADOUR, I.R. 2013. *Syrirta pipiens* (Diptera: Syrphidae), a new species associated with human cadavers. *Forensic Science International* 231: e19-e23.
- MARCOS-GARCÍA, M.Á., VUJIĆ, A. & MENGUAL, X. 2007. Revision of Iberian species of the genus *Merodon* (Diptera: Syrphidae). *European Journal of Entomology* 104: 531-572.
- MARCOS-GARCÍA, M.A., GARCÍA-LÓPEZ, A., ZUMBADO, M.A. & ROTHERAY, G.E. 2012. Sampling methods for assessing syrphid biodiversity (Diptera: Syrphidae) in tropical forests. *Environmental Entomology* 41: 1544-1552.
- MARTINS, E., NEVES, J.A., MORETTI, T.C., GODOY, W.A.C. & THYSEN, P.J. 2010. Breeding of *Ornidia obesa* (Diptera: Syrphidae: Eristalinae) on pig carcasses in Brazil. *Journal of Medical Entomology* 47: 690-694.
- MAZA, N. 2018. Potencialidad de sírfidos (Diptera: Syrphidae) como agentes de control biológico de plagas en cultivos de pimiento en invernadero. Tesis Doctoral. Facultad de Agronomía y Zootecnia, Universidad Nacional de Tucumán, Tucumán, 245 pp.
- MAZA, N. & DÍAZ, B.M. 2016. Sírfidos (Diptera: Syrphidae) asociados a la producción de lechuga agroecológica, nuevos registros para Entre Ríos, Argentina. *Horticultura Argentina* 35: 75. [Resúmenes de Horticultura - XXXIX Congreso Argentino de Horticultura] <http://www.horticulturaar.com.ar/es/publicacion/88/>
- MAZA, N., GHIGGIA, L.I., MACIÁN, A.J., PAZ, R.M., VILLAVARDE, J. & JAIME, A.P. 2019. Relaciones tritróficas de las moscas de las flores (Diptera: Syrphidae) y nuevos registros en naranjo dulce *Citrus sinensis* (L.) Osbeck. *En: IX Congreso Argentino de Citricultura, Tucumán*, p. 1761.
- MAZA, N., RUSSO, N.Y., REGUILÓN, C., NUÑEZ-CAMPERO, S. & JAIME, A.P. 2016. Los sírfidos (Diptera: Syrphidae) en un cultivo comercial de pimiento (*Capsicum annum*) en la Reducción, Lules, Tucumán. *En: Laspsus Calami, II° Jornadas de Investigación, docencias y Extensión en Ciencias Naturales, Tucumán*, p. 121.
- MAZA, N., SOPENA, Y.N., ASSAF, M.J.P., PAZ, M.R. & JAIME, A.P. 2014. Las "moscas de las flores" (Diptera: Syrphidae) en Lules, Tucumán. *Revista Agronómica del Noroeste Argentino* 34: 234-235.
- MAZA, N., KIRSCHBAUM, D.S., NÚÑEZ-CAMPERO, S.R., REGUILÓN, C. & JAIME, A.P. (2021a) Seasonality, richness and abundance of syrphid flies in greenhouse pepper agroecosystem. *International Journal of Tropical Insect Science* 42: 479-493.
- MAZA, N., RENGANESCHI, M.F., FUNES, C.F., ÁVILA, A.L., PAZ, R.M., CABRERA, C. & KIRSCHBAUM, D.S. 2021b. Vegetación espontánea como reservorio de sírfidos en agroecosistemas de frutilla, Tucumán, Argentina. *En: II Congreso Argentino de Agroecología, Chaco*. pp 1-5.
- MCALPINE, J.F. 1989. Phylogeny and classification of the Muscomorpha. *En: McAlpine, J.F. (ed.) Manual of Nearctic Diptera. Vol. 3, Agriculture Canada Monograph No. 32, páginas 1397-1505. Research Branch, Agriculture Canada, Ottawa.*
- MENGUAL, X. 2011. Black-tie dress code: two new species of the genus *Toxomerus* (Diptera, Syrphidae). *ZooKeys* 140: 1-26.
- MENGUAL, X. & LÓPEZ-GARCÍA, G.P. 2015. First records of *Nausigaster flukei* (Diptera: Syrphidae) from Argentina. *Check List* 11: 1-4.
- MENGUAL, X. & THOMPSON, F.C. 2011. Carmine cochineal killers: the flower fly genus *Eosalpingogaster* Hull (Diptera: Syrphidae) revised. *Systematic Entomology* 36: 713-731.
- MENGUAL, X., MIRANDA, G.F.G. & THOMPSON, F.C. 2018. Unraveling *Ocyptamus* and the *Baccha* legacy (Diptera: Syrphidae): redefinition of groups and new species descriptions. *Zootaxa* 4461: 1-44.
- MENGUAL, X., STÄHLS, G. & ROJO, S. 2015. Phylogenetic relationships and taxonomic ranking of pipizine flower flies (Diptera: Syrphidae) with implications for the evolution of aphidophagy. *Cladistics* 31: 408-491.
- MIRANDA, G.F.G. & MORAN, K. 2017. The female abdomen and genitalia of Syrphidae (Diptera). *Insect Systematics & Evolution* 48: 157-201.
- MIRANDA, G.F.G., SKEVINGTON, J.H. & MARSHALL, S.A. 2020. New generic concepts for orphaned lineages formerly treated as part of the genus *Ocyptamus* Macquart, 1834 (Diptera, Syrphidae). *Zootaxa* 4822: 151-174.
- MORALES, G.E. & WOLFF, M. 2010. Insects associated with the composting process of solid urban waste separated at the source. *Revista Brasileira de Entomologia* 54: 645-653.
- MORAN, K.M., SKEVINGTON, J.H., KELSO, S., MENGUAL, X., JORDAENS, K., YOUNG, A.D., STÄHLS, G., MUTIN, V., BOT, S., et al. 2021. A multigene phylogeny of the eristaline flower flies (Diptera: Syrphidae), with emphasis on the subtribe Criorhinina. *Zoological Journal of the Linnean Society*, zlab006, <https://doi.org/10.1093/zoolinnean/zlab006>.
- MOULTON, J.K. & WIEGMANN, B.M. 2004. Evolution and phylogenetic utility of CAD (rudimentary) among Mesozoic-aged Eremoneuran Diptera (Insecta). *Molecular Phylogenetics and Evolution* 31: 363-378.
- MUÑOZ, M.I. 2019. Relaciones tritróficas, planta - fitófago - enemigo natural presentes en agroecosistemas de frutilla (*Fragaria x ananassa* Duch.) en Tucumán. Tesis de Grado. Facultad de Agronomía y Zootecnia. Universidad Nacional de Tucumán, Tucumán, 19 pp.

- NAVARRO, F.R., CUEZZO, F., GOLOBOFF, P., SZUMIK, C., LIZARRAL-DE DE GROSSO, M. & QUINTANA, M.G. 2009. Can insect data be used to infer areas of endemism? An example from the Yungas of Argentina. *Revista Chilena de Historia Natural* 82: 507-522.
- NISHIDA, K., ROTHERAY, G. & THOMPSON, F.C. 2002. First non-predeaceous syrphine flower fly (Diptera: Syrphidae): a new leaf-mining *Allograpta* from Costa Rica. *Studia dipterologica* 9: 421-436.
- NUNES-SILVA, P., CORDEIRO, G.D., OBREGON, D., NETO, J.F.L., THOMPSON, F.C., VIANA, B.F., FREITAS, B.M. & KEVAN, P.G. 2010. Pollenivory in larval and adult flower flies: Pollen availability and visitation rate by *Toxomerus politus* Say (Diptera: Syrphidae) on sorghum *Sorghum bicolor* (L.) Moench (Poaceae). *Studia dipterologica* 17: 177-185.
- PAULI, T., BURT, T.O., MEUSEMANN, K., BAYLESS, K., DONATH, A., PODSIADLOWSKI, L., MAYER, C., KOZLOV, A., VASILIKOPOULOS, A., LIU, S., ZHOU, X., YEATES, D., MISOF, B., PETERS, R.S. & MENGUAL, X. 2018. New data, same story: phylogenomics does not support Syrphoidea (Diptera: Syrphidae, Pipunculidae). *Systematic Entomology* 43: 447-459.
- PEKAS, A., DE CRAECKER, I., BOONEN, S., WÄCKERS, F.L. & MOERKENS, R. 2020. One stone; two birds: concurrent pest control and pollination services provided by aphidophagous hoverflies. *Biological Control* 149: 104328.
- PÉREZ, D. & IANNACONE, J. 2009. Fluctuación y distribución espacio-temporal de *Tuthillia cognata* (Hemiptera, Psyllidae) y de *Ocyptamus persimilis* (Diptera, Syrphidae) en el cultivo de camu-camu *Myrciaria dubia* (Myrtaceae) en Ucayali, Perú. *Revista Brasileira de Entomologia* 53: 635-642.
- PÉREZ-BAÑÓN, C., ARCAYA, E., MENGUAL, X. & ROJO, S. 2013. Preimaginal morphology of the genera *Salpingogaster* Schiner, 1868 and *Eosalpingogaster* Hull, 1949 (Diptera: Syrphidae), with its systematic implications. *Zootaxa* 3599: 361-370.
- PÉREZ-BAÑÓN, C., ROJAS, C., VARGAS, M., MENGUAL, X. & ROJO, S. 2020. A world review of reported myiasis caused by flower flies (Diptera: Syrphidae), including the first case of human myiasis from *Palpada scutellaris* (Fabricius, 1805). *Parasitology Research* 119: 815-840.
- PÉREZ-BAÑÓN, C., ROTHERAY, G., HANCOCK, G., MARCOS-GARCÍA, M.A. & ZUMBADO M.A. 2003. Immature stages and breeding sites of some Neotropical saprophagous syrphids (Diptera: Syrphidae). *Annals of the Entomological Society of America* 96: 468-471.
- PÉREZ-LACHAUD, G., JERVIS, M.A., REEMER, M. & LACHAUD, J.P. 2014. An unusual, but not unexpected, evolutionary step taken by syrphid flies: The first record of true primary parasitoidism of ants by Microdontinae. *Biological Journal of the Linnean Society* 111: 462-472.
- PINEDA, A. & MARCOS-GARCÍA, M.A. 2008a. Seasonal abundance of aphidophagous hover flies (Diptera: Syrphidae) and their population levels in and outside Mediterranean sweet pepper greenhouses. *Annals of the Entomological Society of America* 101: 384-391.
- PINEDA, A. & MARCOS-GARCÍA, M.A. 2008b. Evaluation of several strategies to increase the residence time of *Episyrphus balteatus* (Diptera, Syrphidae) releases in sweet pepper greenhouses. *Annals of Applied Biology* 152: 271-276.
- PINEDA, A. & MARCOS-GARCÍA, M.A. 2008c. Introducing barley as aphid reservoir in sweet pepper greenhouses: effects on native and released hoverflies (Diptera, Syrphidae). *European Journal of Entomology* 105: 531-535.
- POPOV, S., MILIČIĆ, M., DITI, I., MARKO, O., SOMMAGGIO, D., MARKOV, Z. & VUJIĆ, A. 2017. Phytophagous hoverflies (Diptera: Syrphidae) as indicators of changing landscapes. *Community Ecology* 18: 287-294.
- REEMER, M. 2013a. Review and phylogenetic evaluation of associations between Microdontinae (Diptera: Syrphidae) and ants (Hymenoptera: Formicidae). *Psyche* 2013: 538316.
- REEMER, M. 2013b. Taxonomic exploration of Neotropical Microdontinae (Diptera: Syrphidae) mimicking stingless bees. *Zootaxa* 3697: 1-88.
- REEMER, M. 2014. A review of Microdontinae (Diptera: Syrphidae) of Surinam, with a key to the Neotropical genera. *Tijdschrift voor Entomologie* 157: 27-57.
- REEMER, M. & ROTHERAY, G.E. 2009. Pollen feeding larvae in the presumed predatory syrphine genus *Toxomerus* Macquart (Diptera, Syrphidae). *Journal of Natural History* 43: 939-949.
- REEMER, M. & STÄHLS, G. 2013. Generic revision and species classification of the Microdontinae (Diptera, Syrphidae). *ZooKeys* 288: 1-213.
- RENGANESCHI, M.F. 2021. Diversidad de sírfidos en agroecosistema de frutilla (*Fragaria x ananassa* Duch.) y ciclo de vida de *Allograpta exotica* (Wiedemann) (Diptera: Syrphidae) con trips y arañuelas como recurso trófico. Tesis de Grado. Facultad de Agronomía y Zootecnia. Universidad Nacional de Tucumán, Tucumán, 37 pp.
- RICARTE, A. 2010. Syrph the Net as a tool for assessing the conservation status of Mediterranean ecosystems. *Boletín de la Asociación española de Entomología* 33: 321-336.
- RICARTE, A., MARCOS-GARCÍA, M.A., PÉREZ-BAÑÓN, C. & ROTHERAY, G.E. 2007. The early stages and breeding sites of four rare saproxylic hoverflies (Diptera: Syrphidae) from Spain. *Journal of Natural History* 41: 1717-1730.
- RICARTE, A., MARCOS-GARCÍA, M.A., HANCOCK, E.G. & ROTHERAY, G.E. 2015. Neotropical *Copestylum* Macquart (Diptera: Syrphidae) breeding in fruits and flowers, including 7 new species. *Plos One* 10: e0142441.
- RICARTE, A., SOUBA-DOLS, G.J., HAUSER, M. & MARCOS-GARCÍA, M.A. 2017. A review of the early stages and host plants of the genera *Eumerus* and *Merodon* (Diptera: Syrphidae), with new data on four species. *Plos One* 12: e0189852.
- RIZZA, A., CAMPOBASSO, G., DUNN, P.H. & STAZI, M. 1988. *Cheilosia corydon* (Diptera: Syrphidae), a candidate for the biological control of musk thistle in North America. *Annals of the Entomological Society of America* 81: 225-232.
- ROJO, S. & MARCOS-GARCÍA, M.A. 1997. Syrphid predators (Dipt.: Syrphidae) of gall forming aphids (Hom.: Aphididae) in Mediterranean areas: Implications for biological control of fruit trees pests. *Entomophaga* 42: 269-276.
- ROJO, S., GILBERT, F., MARCOS-GARCÍA, M.A., NIETO, J.M. & MIER, M.P. 2003. *A world review of predatory hoverflies (Diptera, Syrphidae: Syrphinae) and their prey*. Ediciones CIBIO, Alicante.
- ROTHERAY, G.E. 1993. *Colour guide to hoverfly larvae (Diptera, Syrphidae) in Britain and Europe*. Dipterist Digest 9. Derek Whiteley, Sheffield.
- ROTHERAY, G.E. & GILBERT, F.S. 1999. Phylogeny of Palaearctic Syrphidae (Diptera): evidence from larval stages. *Zoological Journal of the Linnean Society* 127: 1-112.
- ROTHERAY, G.E. & GILBERT, F. 2008. Phylogenetic relationships and the larval head of the lower Cyclorhapha. *Zoological Journal of the Linnean Society* 153: 287-323.
- ROTHERAY, G.E. & GILBERT, F. 2011. *The natural history of hoverflies*. Forrest Text, Tresaith.
- ROTHERAY, G.E., HANCOCK, E.G. & MARCOS-GARCÍA, M.A. 2007. Neotropical *Copestylum* (Diptera, Syrphidae) breeding in bromeliads (Bromeliaceae) including 22 new species. *Zoological Journal of the Linnean Society* 150: 267-317.
- SHANNON, R.C. 1927a. A review of the South American two-winged flies of the family Syrphidae. *Proceedings of the United States National Museum* 70: 1-34.
- SHANNON, R.C. 1927b. Some new Diptera from Argentina. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina* 1: 31-42.
- SHANNON, R.C. & AUBERTIN, D. 1933. Syrphidae. *Diptera of Patagonia and South Chile*. British Museum (Natural History), Londres, Part VI, 3, pp. 120-170.
- SHORTHOUSE, D.P. 2010. SimpleMapp, an online tool to produce publication-quality point maps. Disponible en: <https://www.simplemapp.net> [21 de mayo de 2021].
- SKEVINGTON, J.H. & YEATES, D.K. 2000. Phylogeny of the Syrphoidea (Diptera) inferred from mtDNA sequences and morphology with particular reference to classification of the Pipunculidae (Diptera). *Molecular Phylogenetics and Evolution* 16: 212-224.

- SKEVINGTON, J., LOCKE, M., YOUNG, A., MORAN, K., CRINS, W. & MARSHALL, S. 2019. *Field Guide to the Flower Flies of Northeastern North America*. Princeton University Press, Princeton.
- SMITH-RAMIREZ, C., VIELI, L. & BARAHONA-SEGOVIA, R.M. 2021. *Aneriophora aureorufa* (Philippi, 1865) (Diptera: Syrphidae): a fly specialized in the pollination of *Eucryphia cordifolia*. *Journal of Pollination Ecology* 27: 28-35.
- SOMMAGGIO, D. 1999. Syrphidae: Can they be used as environmental bioindicators? *Agriculture, Ecosystems & Environment* 74: 343-356.
- SOMMAGGIO, D. & BURGIO, G. 2014. The use of Syrphidae (Diptera) as functional bioindicator to compare vineyards with different managements. *Bulletin of Insectology* 67: 147-156.
- SOUBA-DOLS, G.J., RICARTE, A., HAUSER, M., SPEIGHT, M. & MARCOS-GARCÍA, M.Á. 2020. What do *Eumerus* Meigen larvae feed on? New immature stages of three species (Diptera: Syrphidae) breeding in different plants. *Organisms Diversity & Evolution* 20: 267-284.
- SPEIGHT, M.C.D. 1987. External morphology of adult Syrphidae (Diptera). *Tijdschrift voor Entomologie* 130: 141-175.
- SPEIGHT, M.C.D. 2020. Species accounts of European Syrphidae, 2020. *Syrph the Net, the database of European Syrphidae (Diptera)*, vol. 104. Syrph the Net publications, Dublin.
- SSYMANK, A., KEARNS, C.A., PAPE, T. & THOMPSON, F.C. 2008. Pollinating flies (Diptera): a major contribution to plant diversity and agricultural production. *Biodiversity* 9: 86-89.
- STÄHLS, G., HIPPA, H., ROTHERAY, G., MUONA, J. & GILBERT, F. 2003. Phylogeny of Syrphidae (Diptera) inferred from combined analysis of molecular and morphological characters. *Systematic Entomology* 28: 433-450.
- TACHI, T. 2014. Homology of the metapleuron of Cyclorrhapha, with discussion of the paraphyly of Syrphoidea (Diptera: Aschiza). *Insect Systematics and Evolution* 45: 395-414.
- THOMPSON, F.C. 1969. A new genus of microdontine flies (Diptera: Syrphidae) with notes on the placement of the subfamily. *Psyche* 76: 74-85.
- THOMPSON, F.C. 1972. A contribution to a generic revision of the Neotropical Milesinae (Diptera: Syrphidae). *Arquivos de Zoologia* 23: 73-215.
- THOMPSON, F.C. 1997. Revision of the *Eristalis* flower fly (Diptera: Syrphidae) of the Americas south of the United States. *Proceedings of the Entomological Society of Washington* 99: 209-237.
- THOMPSON, F.C. 1999. A key to the genera of the flower flies of the Neotropical Region including the descriptions of genera and species and a glossary of taxonomic terms. *Contributions on Entomology International* 3: 319-378.
- THOMPSON, F.C. & ROTHERAY, G.E. 1998. Family Syrphidae. En: Papp, L. & Darvas, B. (eds.) *Manual of Palaearctic Diptera*, Vol. 3 páginas 81-139. Science Herald, Budapest.
- THOMPSON, F.C., ROTHERAY, G.E. & ZUMBADO, M. 2010. Family Syrphidae. En: Brown, B., Borkent, A., Cumming, J. M., Wood, D.M., Woodley, N.E. & Zumbado, M.A. (eds.) *Manual of Central American Diptera*, Vol. 2 páginas 763-792. NRC Press, Ottawa.
- THOMPSON, F.C., VOCKEROTH, J.R. & SEDMAN, Y.S. 1976. Family Syrphidae. En: Papavero, N. (ed.) *A catalogue of the Diptera of the Americas south of United States*, páginas 1-195. Museo de Zoología, Universidade de São Paulo, São Paulo.
- TORRETTA, J.P., LÓPEZ, M.C. & MARRERO, H.J. 2021a. Las moscas de las flores (Diptera: Syrphidae) en agroecosistemas pampeanos: un caso de estudio. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina* 80: 23-34.
- TORRETTA, J.P., HAEDO, J.P., ALLASINO, M.L. & MARRERO, H.J. 2021b. First records of the phytophagous *Eumerus strigatus* (Fallén) (Diptera: Syrphidae: Syrphinae: Merodontini) in Argentina. *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina* 80: 93-95.
- VAN LENTEREN, J.C. 2012. The state of commercial augmentative biological control: plenty of natural enemies, but a frustrating lack of uptake. *BioControl* 57: 1-20.
- VAN LENTEREN, J.C., BOLCKMANS, K., KÖHL, J., RAVENSBERG, W.J. & URBANEJA, A. 2018. Biological control using invertebrates and microorganisms: plenty of new opportunities. *BioControl* 63: 39-59.
- VAN ZUIJEN, M.P. & NISHIDA, K. 2011. Life history and immature stages of *Allograpta zumbadoi* Thompson, a phytophagous flower fly (Diptera: Syrphidae: Syrphinae). *Studia dipterologica* 17: 37-51.
- VILLAVERDE, J., MAZA, N. & GHIGGIA, L.I. 2020. Syrphids of the aphid complex present in the culture of alfalfa (*Medicago sativa* L.). *BIOCELL* 44: 8-9.
- VOCKEROTH, J.R. & THOMPSON, F.C. 1987. Family Syrphidae. En: Mc Alpine, J.F. (ed.) *Manual of Nearctic Diptera*, Vol. 2, pág. 713-743. Research Branch, Agriculture Canada, Ottawa.
- VUJIĆ, A., STÄHLS, G., AČANSKI, J., BARTSCH, H., BYGEBJERG, R. & STEFANOVIĆ, A. 2013. Systematics of Pipizini and taxonomy of European *Pipiza* Fallén: molecular and morphological evidence (Diptera, Syrphidae). *Zoologica Scripta* 42: 288-305.
- WAKEHAM-DAWSON, A., JONES, A.G. & THOMPSON, F.C. 2009. Falkland Islands Syrphidae (Diptera). *Dipterists Digest* 16: 65-71.
- WENG, J.L. & ROTHERAY, G.E. 2008. Another non-predaceous syrphine flower fly (Diptera: Syrphidae): pollen feeding in the larva of *Allograpta micrura*. *Studia dipterologica* 15: 245-258.
- WHITE, A.J., WRATTEN, S.D., BERRY, N.A. & WEIGMANN, U. 1995. Habitat manipulation to enhance biological control of Brassica pests by hover flies (Diptera: Syrphidae). *Journal of Economic Entomology* 88: 1171-1176.
- WIEGMANN, B.M., TRAUTWEIN, M.D., WINKLER, I.S., BARR, N.B., KIM, J.W., LAMBKIN, C., BERTONE, M.A., CASSEL, B.K., BAYLESS, K.M., et al. 2011. Episodic radiations in the Fly Tree of Life. *Proceedings of the National Academy of Sciences, Washington* 108: 5690-5695.
- WILLISTON, S.W. 1886. Catalogue of the described species of South American Syrphidae. *Transactions of the American Entomological Society* 14: 308-324.
- WILLISTON, S.W. 1887. Catalogue of the described species of South American Syrphidae. Additions and corrections. *Entomologica Americana* 3: 27-28.
- WOTTON, K.R., GAO, B., MENZ, M.H.M., MORRIS, R.K.A., BALL, S.G., LIM, K.S., REYNOLDS, D.R., HU, G. & CHAPMAN, J.W. 2019. Mass Seasonal Migrations of Hoverflies Provide Extensive Pollination and Crop Protection Services. *Current Biology* 29: 2167-2173.
- YEATES, D.K. & WIEGMANN, B.M. 1999. Congruence and controversy: Toward a higher level phylogeny of Diptera. *Annual Review of Entomology* 44: 397-428.
- YEATES, D.K., WIEGMANN, B.M., COURTNEY, G.W., MEIER, R., LAMBKIN, C. & PAPE, T. 2007. Phylogeny and systematics of Diptera: two decades of progress and prospects. *Zootaxa* 1668: 565-590.
- YOUNG, A.D., LEMMON, A.R., SKEVINGTON, J.H., MENGUAL, X., STÄHLS, G., REEMER, M., JORDAENS, K., KELSO, S., MORIARTY LEMMON, E., et al. 2016. Anchored enrichment dataset for true flies (order Diptera) reveals insights into the phylogeny of flower flies (family Syrphidae). *BMC Evolutionary Biology* 16: 1-13.
- ZATWARNICKI, T. 1996. A new reconstruction of the origin of the eremoneuran hypopygium and its implications for classification (Insecta: Diptera). *Genus* 7: 103-175.
- ZUBARÁN, G.E. 2018. Aporte al conocimiento de los Microdontinae (Diptera: Syrphidae) de Argentina: nuevas localidades y hormigas hospedadoras (Hymenoptera: Formicidae). *Historia Natural* 8: 77-86.

### Apéndice 1. Lista de especies de Syrphidae citadas para la Argentina y su distribución por provincias.

El asterisco señala a las especies que se han citado en el país sin especificar la provincia o localidad.



**Eristalinae**

- Alipumilio atesphatus* Thompson en Morales *et al.*, 2009. Cba., E.R.
- Aneriophora aureorufa* (Philippi, 1865). Nq.
- Chalcosyrphus willistoni* Hull, 1949. Tuc.
- Chamaesphagina argentifacies* Shannon & Aubertin, 1933. Bs.As.
- Chromocheilosia pubescens* (Shannon & Aubertin, 1933). Nq., R.N.
- Copestylum albitarse* (Lynch-Arribálzaga, 1892). Mnes.
- Copestylum ambrosettii* (Lynch-Arribálzaga, 1892). Mnes.
- Copestylum aricia* (Curran, 1930). Cm., L.R., Mza., Nq., R.N., S.J., Tuc.
- Copestylum azureum* (Philippi, 1865). \*
- Copestylum brevifacies* (Curran, 1926). Tuc.
- Copestylum brevittatum* (Curran, 1930). Mnes.
- Copestylum bulbosum* (Fluke, 1951). Cm., Tuc.
- Copestylum camposi* (Curran, 1939). Tuc.
- Copestylum chapadense* (Curran, 1930). Tuc.
- Copestylum circumdatum* (Walker, 1857). Cs., Fo., R.N., Tuc.
- Copestylum compactum* (Curran, 1925). S.Fe
- Copestylum dimorphium* (Curran, 1939). Tuc.
- Copestylum frauenfeldi* (Schiner, 1868). L.R., Mza., Tuc.
- Copestylum hirtipes* (Macquart, 1850). Mnes.
- Copestylum meretricias* (Williston, 1888). Mnes.
- Copestylum muscarium* (Thomson, 1869). Bs.As.
- Copestylum nitidigaster* (Hull, 1937). Tuc.
- Copestylum obscurior* (Curran, 1939). L.R., Tuc.
- Copestylum obscuripenne* (Lynch-Arribálzaga, 1892). Mnes.
- Copestylum osburni* (Hull, 1942). Tuc.
- Copestylum pallens* (Wiedemann, 1830). \*
- Copestylum peruvianum* (Vimmer & Soukup, 1938). Ju.
- Copestylum pictum* (Wiedemann, 1830). Tuc.
- Copestylum picturatum* (Lynch-Arribálzaga, 1892). Mnes.
- Copestylum plaumanni* (Curran, 1939). Sal.
- Copestylum prescutellare* (Williston, 1888). Mnes.
- Copestylum rectum* (Wulp, 1882). Sal., Tuc.
- Copestylum rufitarse* Thompson in Thompson *et al.*, 1976. Mnes.
- Copestylum scutellatum* (Macquart, 1842). Mza.
- Copestylum sexmaculatum* (Palisot de Beauvois 1819). Fo., S. Fe
- Copestylum smithae* (Thompson, 1965). Cba., L.R., Mza., Nq., S.J.
- Copestylum soror* (Bigot, 1883). Bs.As.
- Copestylum spinigerum* (Wiedemann, 1830). Bs.As., Cba., Cha., Cm., Fo., Sal., S.E., S. Fe, Tuc.
- Copestylum spinithorax* (Lynch-Arribálzaga, 1892). Cha.
- Copestylum tricinatum* (Bigot, 1875). Mnes., Sal., Tuc.
- Copestylum trituberculatum* Thompson in Thompson *et al.*, 1976. Mnes.
- Copestylum ventana* (Fluke, 1951). Bs.As.
- Copestylum vulta* (Fluke, 1951). Sal., Tuc.
- Copestylum willinki* (Fluke, 1951). Bs.As., Tuc.
- Dolichogyna chilensis* (Walker, 1836). Ju., Nq.
- Dolichogyna nigripes* Bigot, 1884. Tuc.
- Dolichogyna pictus* (Philippi, 1865). \*
- Dolichogyna reynoldsi* Shannon & Aubertin, 1933. T.F.
- Eristalinus taeniops* (Wiedemann, 1818). Bs.As., Cba., Cha., Cm., Cs., E.R., Fo., Ju., L.P., L.R., Mza., Mnes., Nq., R.N., Sal., S.E., S.Fe, S.J., S.L., Tuc.
- Eristalis bogotensis* Macquart, 1842. Mza., Tuc., T.F.
- Eristalis croceimaculata* Jacobs, 1900. Chu., Malv., R.N., T.F.
- Eristalis tenax* (Linnaeus, 1758). Bs.As., Cba., Cha., Chu., Cm., Cs., E.R., Fo., Ju., L.P., L.R., Malv., Mza., Mnes., Nq., R.N., Sal., S.C., S.E., S.Fe, S.J., S.L., T.F., Tuc.
- Eumerus strigatus* (Fallén, 1817). Bs.As., S.J.
- Hemixylota incerta* Shannon & Aubertin, 1933. R.N.
- Hemixylota varipes* Shannon & Aubertin, 1933. R.N.
- Lepidomyia ortalina* (Wulp, 1888). Bs.As., Cba., Tuc.
- Lepidomyia vulturella* (Hull, 1946). Tuc.
- Lycopale lizeri* (Brèthes, 1914). Cba., Tuc.
- Macrometopia atra* Philippi, 1865. Nq.
- Meromacrus basiger* (Walker, 1860). Tuc.
- Meromacrus laconicus* (Walker, 1852). \*
- Meromacrus nectarinoides* (Lynch-Arribálzaga, 1892). Bs.As., Cha., E.R., Mnes., Tuc.
- Meromacrus niger* Sack, 1920. Bs.As., Cs., E.R., Mnes., Tuc.
- Myolepta circularis* (Hull, 1941). Tuc.
- Myolepta greenei* Hull, 1941. Tuc.
- Myolepta haemorrhoidalis* (Philippi, 1865). Nq.
- Myolepta minuta* Fluke, 1956. Tuc.
- Myolepta nausicaa* (Hull, 1937). Cm., Fo., S.Fe
- Nausigaster bonariensis* Lynch-Arribálzaga, 1892. Bs.As.
- Nausigaster flukei* Curran, 1941. Ju., L.R., Mza.
- Notiocheilosia nitescens* (Shannon & Aubertin, 1933). Chu., Nq., R.N., S.C., T.F.
- Odyneromyia odyneroides* (Philippi, 1865). Nq.
- Odyneromyia valdiviformis* Shannon & Aubertin, 1933. Nq., R.N.
- Ornidia obesa* (Fabricius, 1775). Bs.As., Cha., E.R., Fo., Ju., L.R., Mnes., Sal., S.Fe, Tuc.
- Orthonevra argentina* (Brethes, 1922). Bs.As., Mza.
- Orthonevra quadristriata* (Shannon & Aubertin, 1933). Nq.
- Palpada agrorum* (Fabricius, 1787). Cba., E.R., Fo., Ju., S.Fe, Tuc.
- Palpada albiventris* (Bigot, 1880). Bs.As., Cs., E.R., Fo.
- Palpada bequaerti* (Hull, 1942). E.R.
- Palpada chilena* (Rondani, 1863). Chu., Nq., R.N., S.C., Tuc.
- Palpada cosmia* (Schiner, 1868). Tuc.
- Palpada distinguenda* (Wiedemann, 1830). Bs.As., Fo., Cba., Cha., Cs., E.R., S.Fe, Tuc.
- Palpada doris* (Curran, 1930). E.R.
- Palpada elegans* (Blanchard, 1852). Bs.As., Mza., Nq., S.Fe
- Palpada fasciculata* (Curran, 1938). Nq., Tuc.
- Palpada furcata* (Wiedemann, 1819). Bs.As., Cba., Cha., Cs., E.R., Fo., L.P., Sal., S.Fe, Tuc.
- Palpada geniculata* (Fabricius, 1805). Cs., E.R., Fo., Mnes., S.Fe
- Palpada lindneri* Thompson, 1999. Cha.
- Palpada meigenii* (Wiedemann, 1830). Bs.As., Cba., Mza., Nq., S.C.
- Palpada melanaspis* (Wiedemann, 1830). Fo., Ju.
- Palpada nigripes* (Wiedemann, 1830). Fo.
- Palpada precipua* (Williston, 1888). Cba., Cha., Cs., E.R., Fo., Mnes.
- Palpada pusilla* (Macquart, 1842). Fo., Tuc.
- Palpada pusio* (Wiedemann, 1830). Cha., Fo., Mnes., Sal., S.Fe, Tuc.
- Palpada pygolampa* (Wiedemann, 1830). Cm., Mnes., Tuc.
- Palpada rufiventris* (Macquart, 1846). Bs.As., Cba., Cha., Cs., E.R., Fo., Mza., S.Fe, Tuc.
- Palpada rufoscutellata* (Sack, 1921). Bs.As., Cs., E.R., Mnes., Sal., Tuc.
- Palpada scutellaris* (Fabricius, 1805). Cs.
- Palpada signata* Lagrange, 1987. Ju., Mnes.
- Palpada solennis* (Walker, 1852). Cha., Fo., R.N., S.E., Tuc.
- Palpada taenia* (Wiedemann, 1830). Cba., Cs., Fo., Mnes., S.Fe, Tuc.
- Palpada vinetorum* (Fabricius, 1799). Cm., Fo., L.R., Mnes., Sal.
- Polybiomyia lyncharribalzagai* Shannon, 1927. Tuc.
- Quichuana bezzii* Ceresa, 1934. Tuc.
- Quichuana rieseli* Shannon, 1927. Tuc.
- Sphiximorpha barbipes* (Loew, 1853). Bs.As., Cba., E.R., Ju.
- Sphiximorpha facialis* (Kertész, 1903). Mnes.
- Sphiximorpha sackenii* (Williston, 1888). Fo., Tuc.
- Spilomyia gratiosa* Wulp, 1888. Sal., Tuc.
- Sterphus coeruleus* (Rondani, 1863). Nq., R.N.
- Sterphus jamaicensis* (Gmelin, 1790). Tuc.
- Sterphus shannoni* Thompson 1973. Cba.
- Stilbosoma cyaneum* Philippi, 1865. Nq., R.N.
- Syrilla flaviventris* Macquart, 1842. Bs.As., E.R., L.P., Mza., Nq., S.Fe, Tuc.
- Tropidia flavimana* Philippi, 1865. Mza.
- Tropidia insularis* Lynch-Arribálzaga, 1892. Cha.
- Tropidia notata* (Bigot, 1882). \*
- Tropidia pulchra* Hull, 1944. Mza.
- Valdiviomyia edwardsi* (Shannon & Aubertin, 1933). R.N.
- Valdiviomyia shannoni* Thompson in Thompson & Thompson (2017). Nq.
- Microdontiinae**
- Ceratophya argentinensis* Reemer, 2013. Tuc.
- Masarygus planifrons* Brèthes, 1908. Bs.As., L.R.
- Mermerizon mesmerizus* Reemer, 2013. Cm.
- Microdon bonariensis* Lynch-Arribálzaga, 1891. Bs.As.
- Microdon bruchi* Shannon, 1927. Cba., Cm., E.R., Mza., L.R., S.J.
- Microdon instabilis* Wiedemann, 1830. \*
- Microdon rubriventris* Lynch-Arribálzaga, 1891. Bs.As.
- Microdon tigrinus* Curran, 1940. Bs.As., Cha., E.R., S.Fe
- Microdon violaceus* (Macquart, 1842). Chu., R.N.
- Microdon willistoni* Mik, 1899. E.R.
- Peradon aurifascia* (Hull, 1944). Mnes.
- Peradon ballux* Reemer, 2019. Mnes.
- Peradon bidens* (Fabricius, 1805). \*
- Peradon notialus* Reemer, 2019. Tuc.
- Peradon palpator* Reemer, 2019. Cm., Sal., Tuc.
- Pseudomicrodon auricinctus* (Sack, 1931). Cba.
- Pseudomicrodon rheochryssus* (Hull, 1944). Ju.
- Rhopalosyrphus guentherii* (Lynch-Arribálzaga, 1891). Bs.As.
- Rhopalosyrphus teskeyi* Thompson, 2012. Sal.
- Stipomorpha maculipennis* Reemer, 2013. Mnes.
- Pipizinae**
- Pipiza aurantipes* (Bigot, 1857). Nq., R.N.
- Pipiza claripennis* Shannon & Aubertin, 1933. Nq., R.N.
- Syrphinae**
- Allograpta exotica* (Wiedemann, 1830). Bs.As., Cba., Cha., Cm., Cs., E.R., Fo., Ju., L.P., L.R., Mza., Mnes., Nq., R.N., Sal., S.Fe, S.J., S.L., Tuc.
- Allograpta falcata* Fluke, 1942. Tuc.
- Allograpta hortensis* (Philippi, 1865). Nq., R.N.
- Allograpta neotropica* Curran, 1936. Bs.As., E.R., Ju., Mnes., Sal., Tuc.

- Allograpta obliqua* (Say, 1823). Bs.As., Cha., Cba., Cm., Ju., L.R., Mnes., Mza., Nq., Sal., Tuc.
- Argentinomyia fastigata* (Fluke, 1945). Fo., Sal., Tuc.
- Argentinomyia festiva* (Fluke, 1945). Bs.As.
- Argentinomyia lanei* (Fluke, 1936). Fo., Ju., Sal., Tuc.
- Argentinomyia limbatum* (Enderlein, 1938). Tuc.
- Argentinomyia longicornis* (Walker, 1836). Mnes.
- Argentinomyia maculata* (Walker, 1852). Cm., Ju., Sal., Tuc.
- Argentinomyia neotropica* (Curran, 1937). Cm., E.R., Ju., L.P., Mnes., Sal., Tuc.
- Argentinomyia nigrans* (Fluke, 1945). Mnes.
- Argentinomyia pollinosa* (Hull, 1942). Tuc.
- Argentinomyia testaceipes* Lynch-Arribáizaga, 1891. Bs.As., Cm.
- Argentinomyia tropica* (Curran, 1937). Tuc.
- Austroscaeva melanostoma* (Macquart, 1842). Mza., Nq., Sal., S.C., R.N., Tuc.
- Austroscaeva occidentalis* (Shannon, 1927). L.R., Mza., Nq., R.N., Tuc.
- Austroscaeva patagonensis* (Kassebeer, 1999). Chu.
- Austroscaeva penai* (Marnef in Dušek & Láska, 1985). Nq., S.C.
- Dioprosopa clavata* (Fabricius, 1794). Bs.As., Cba., Cha., Cm., Cs., E.R., Fo., Ju., Mnes., Mza., R.N., Sal., S.Fe, S.L., Tuc.
- Eosalpingogaster cochenillivora* (Guérin-Méneville, 1848). Sal., Tuc.
- Eosalpingogaster conopida* (Phillipi, 1865). Mza.
- Eosalpingogaster knutsoni* Mengual & Thompson, 2011. Mza., Sal., Tuc.
- Eosalpingogaster nigriventris* (Bigot, 1884). Cm., E.R., L.R., R.N., Tuc.
- Eupeodes rojasi* Marnef in Thompson, 1999. Cba., Cm., Mza.
- Fazia argentipila* (Fluke, 1942). L.R.
- Fazia colombia* (Curran, 1925). Mnes., Sal., Tuc.
- Fazia macquarti* (Blanchard, 1852). L.R., Mza., Tuc.
- Fazia rubroris* (Fluke, 1942). Tuc.
- Fazia similis* Curran, 1925. Tuc.
- Fragosa argentina* (Curran, 1939). Tuc.
- Fragosa harlequina* (Hull, 1948). \*
- Fragosa mara* (Curran, 1941). Tuc.
- Fragosa stenogaster* (Williston, 1888). Sal., Tuc.
- Fragosa titania* (Hull, 1943). Sal., Tuc.
- Hermesomyia wulpianus* (Lynch-Arribáizaga, 1891). Ju., Tuc.
- Hybobathus norina* (Curran, 1941). Fo., Ju., Mnes., Sal., Tuc.
- Hybobathus obsoletus* (Curran, 1941). Mnes.
- Leucopodella gracilis* (Williston, 1891). Ju., Tuc.
- Leucopodella incompta* (Austen, 1893). Ju., Tuc.
- Mimocalla bonariensis* (Brèthes, 1905). Bs.As., Mnes., S.C., Tuc.
- Notosyrphus goldbachii* (Fluke, 1950). L.R., Sal., Tuc.
- Nuntianus cecrops* (Hull, 1958). Fo.
- Nuntianus hyalipennis* (Curran, 1930). Ju., Tuc.
- Nuntianus panamensis* (Curran, 1930). Tuc.
- Nuntianus zenillia* (Curran, 1941). Tuc.
- Nuntianus zita* (Curran, 1941). Tuc.
- Nuntianus zoroaster* (Hull, 1943). Cs., Mza., Tuc.
- Ocyptamus antiphates* (Walker, 1849). Mnes., Tuc.
- Ocyptamus calla* (Curran, 1941). Tuc.
- Ocyptamus dimidiatus* (Fabricius, 1781). Tuc.
- Ocyptamus gastrostactus* (Wiedemann, 1830). Bs.As., Ju., Tuc.
- Orphnabaccha ampla* (Fluke, 1942). Tuc.
- Orphnabaccha calda* (Walker, 1852). Tuc.
- Orphnabaccha fuscicosta* (Lynch-Arribáizaga, 1891). Bs.As.
- Orphnabaccha golbachii* (Fluke, 1950). Tuc.
- Orphnabaccha priscilla* (Hull, 1943). Mza., Sal.
- Orphnabaccha trabis* (Fluke, 1942). Tuc.
- Pelecinobaccha beatricea* (Hull, 1942). Bs.As., Cs., Mnes.
- Pelecinobaccha clarapex* (Wiedemann, 1830). Mnes., Sal., Tuc.
- Pelecinobaccha ida* (Curran, 1941). Ju., Tuc.
- Platycheirus bertrandii* (Austen, 1913). Malv., T.F.
- Platycheirus chalconota* (Philippi, 1865). Mza., Nq., R.N., T.F.
- Platycheirus edwardsi* (Shannon & Aubertin, 1933). R.N.
- Platycheirus fenestrata* (Macquart, 1842). Bs.As., Chu., Mza., Nq., R.N., T.F., Tuc.
- Platycheirus longigena* (Enderlein, 1912). Malv., T.F.
- Platycheirus punctulata* (Wulp, 1888). Bs.As., Cm., Ju., L.R., Mza., Nq., R.N., Tuc.
- Platycheirus saltana* (Enderlein, 1938). Bs.As., R.N., Sal.
- Pseudoscaeva meridionalis* (Fluke, 1950). Bs.As., Mza., Sal., Tuc.
- Salpingogaster cothurnata* Bigot, 1884. Fo., S.Fe
- Salpingogaster nigra* Schiner, 1868. Ju., Tuc.
- Syrphus octomaculatus* Walker, 1836. Chu., Malv., R.N., S.C., T.F.
- Syrphus pallipes* Bigot, 1884. \*
- Syrphus phaestigma* Wiedemann, 1830. Bs.As., E.R., Tuc.
- Syrphus reedi* Shannon, 1927. Bs.As., Mza., S.J., S.L., R.N., Tuc.
- Syrphus shorae* Fluke, 1950. Cm., Fo., Ju., Tuc.
- Toxomerus aquilinus* Sack, 1941. \*
- Toxomerus calceolatus* (Macquart, 1842). Nq.
- Toxomerus dispar* (Fabricius, 1794). Chu., Nq., R.N., S.C., T.F., Tuc.
- Toxomerus duplicatus* (Wiedemann, 1830). Bs.As., Cba., Cm., Cs., E.R., Fo., Ju., L.R., Mnes., Mza., Nq., R.N., Sal., S.Fe, Tuc.
- Toxomerus floralis* (Fabricius, 1798). Cha., Cm., Cs., Fo., Ju., Mnes., Sal., Tuc.
- Toxomerus mosaicus* Borges & Couri, 2009. Bs.As.
- Toxomerus musicus* (Fabricius, 1805). Cm., Fo., Ju., Mnes., S.Fe, Tuc.
- Toxomerus norma* (Curran, 1930). \*
- Toxomerus papaveroi* Borges & Couri, 2009. Cm.
- Toxomerus paraduplicatus* Borges & Couri, 2009. Tuc.
- Toxomerus pictus* (Macquart, 1842). \*
- Toxomerus politus* (Say, 1823). Bs.As., Cba., E.R., Ju., Mnes., Sal., S.Fe, Tuc.
- Toxomerus procrastinatus* Metz, 2001. Mnes.
- Toxomerus productus* (Curran, 1930). \*
- Toxomerus pulchellus* (Macquart, 1846). Fo.
- Toxomerus saphiridiceps* (Bigot, 1884). Sal.
- Toxomerus taenius* (Curran, 1930). Ju., Sal., Tuc.
- Toxomerus tibicen* (Wiedemann, 1830). E.R., Mnes.
- Toxomerus undecimpunctatus* (Enderlein, 1938). E.R.
- Toxomerus vertebratus* (Rondani, 1863). R.N.
- Toxomerus virgulatus* (Macquart, 1850). Cs., Fo., Mnes., Sal., Tuc.
- Toxomerus watsoni* (Curran, 1930). Cha., Fo., Ju., E.R., Tuc.
- Toxomerus willistonii* Lynch-Arribáizaga, 1892). Mnes.
- Victoriana duida* (Hull, 1947). Sal., Tuc.
- Xanthandrus nitidulus* Fluke, 1937. Ju., Sal.

#### Especies eliminadas para la Argentina

*Platycheirus walkeri* (Lynch-Arribáizaga, 1892) - Esta especie fue descrita de "Port Famine, in the Straits of Magellan", localidad también conocida como Puerto del Hambre o Ciudad del Rey Felipe en Chile. Autores anteriores citaban esta especie para la Argentina basándose en la localidad tipo.

*Mixogaster lanei* Carrera & Lenko, 1958 - La especie aparece listada en la Argentina por Reemer (2013), que se basó en la publicación de Carrera y Lenko (1958). En ese artículo, Carrera y Lenko (1958) solo mencionan material recolectado en Brasil.

#### Especies no reconocidas

*Pterallastes nubeculosus* Wulp, 1888 - Especie descrita de material proveniente de Tucumán. El material tipo está perdido y el género *Pterallastes* no se halla en la región Neotropical.

*Polybiomyia* 76-30 Thompson in Thompson and Wyatt, 2015 - Nueva especie sin describir. El material tipo proviene de la Argentina.

**Apéndice 2.** Número de especies y géneros de Syrphidae en cada provincia de la Argentina. El asterisco señala a las especies que se han citado sin especificar la provincia o localidad.

Provincia	N° de especies (N° de géneros)
Bs.As.	48 (27)
Cba.	24 (15)
Cha.	20 (11)
Chu.	9 (8)
Cm.	25 (16)
Cs.	20 (10)
E.R.	32 (15)
Fo.	36 (15)
Ju.	35 (23)
L.P.	6 (6)
L.R.	20 (15)
Malv.	5 (3)
Mnes.	50 (18)
Mza.	33 (21)
Nq.	35 (21)
R.N.	34 (20)
Sal.	43 (24)
S.C.	9 (7)
S.E.	4 (4)
S.Fe.	23 (12)
S.J.	8 (7)
S.L.	5 (5)
T.F.	11 (6)
Tuc.	118 (41)
*	13 (9)