

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

SUBDIRECCIÓN DE POSTGRADO



ENTOMOFAUNA ASOCIADA AL PULGÓN AMARILLO DEL SORGO *Melanaphis
sacchari* ZEHNTNER EN ALTAMIRA, TAMAULIPAS

Tesis

Que presenta NAYELY YOLANDA CÁZARES CRUZ

Como requisito parcial para obtener el Grado de
MAESTRO EN CIENCIAS EN PARASITOLOGÍA AGRÍCOLA

Saltillo, Coahuila

Junio 2020

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

SUBDIRECCIÓN DE POSTGRADO



ENTOMOFAUNA ASOCIADA AL PULGÓN AMARILLO DEL SORGO *Melanaphis
sacchari* ZEHNTNER EN ALTAMIRA, TAMAULIPAS

Tesis

Que presenta NAYELY YOLANDA CÁZARES CRUZ

Como requisito parcial para obtener el Grado de

MAESTRO EN CIENCIAS EN PARASITOLOGÍA AGRÍCOLA

Dr. Agustín Hernández Juárez
Director UAAAN

Dr. Daniel Alfonso García Guerrero
Director Externo

Saltillo, Coahuila

Junio 2020

ENTOMOFAUNA ASOCIADA AL PULGÓN AMARILLO DEL SORGO

Melanaphis sacchari ZEHNTNER EN ALTAMIRA, TAMAULIPAS

Tesis

Elaborada por NAYELY YOLANDA CÁZARES CRUZ como requisito parcial para obtener el grado de Maestro en Ciencias en Parasitología con la supervisión y aprobación del Comité de Asesoría



Dr. Agustín Hernández Juárez

Asesor Principal



M.C. Victor Manuel Sánchez Valdez

Asesor



Dr. Ernesto Cerna Chávez

Asesor



M.C. Gerardo Arriaga Cavazos

Asesor



Dr. Daniel Alfonso García Guerrero

Asesor



Dr. Marcelino Cabrera de la Fuente

Subdirector de Postgrado

UAAAN

Saltillo, Coahuila

Junio 2020

AGRADECIMIENTOS

Al Consejo Nacional de Ciencia Y Tecnología (CONACYT) por el apoyo brindado, parte esencial para la realización de este postgrado.

A la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, por recibirme nuevamente en sus instalaciones y, en esta ocasión por más tiempo que un semestre.

Doctores del Departamento de Parasitología: muchas gracias por haberme dado la oportunidad de pertenecer a su postgrado, por sus enseñanzas en las diferentes materias que tomé y por los consejos fuera del aula que se tomaron el tiempo de brindarme.

Al Dr. Agustín Hernández Juárez, por permitirme trabajar junto a usted y por apoyarme en cada paso de la investigación, en la redacción de los artículos, de la tesis, por sus conocimientos compartidos en clases y durante el desarrollo de este trabajo.

Al Dr. D. Alfonso García Guerrero, por su corroboración de la identificación de las avispas parasitoides, así como por las recomendaciones de mantenimiento en laboratorio y de la preservación de estos insectos.

Al Dr. Ernesto Cerna Chávez y al M.C. Víctor M. Valdez Sánchez por las valiosas opiniones brindadas respecto a la investigación y las asignaturas que imparten, que me permitieron forjar un punto de vista amplio dentro de esta investigación, así como en las diferentes aplicaciones de la Entomología.

Al M.C. Gerardo Arcos Cavazos por sus consejos y las facilidades brindadas durante los muestreos en el INIFAP y al Técnico de Campo Jonathan Franco, por su apoyo en ellos.

Al Dr. Luis A. Aguirre Uribe por sus valiosas aportaciones realizadas a mi investigación, a los manuscritos, por su ayuda, sus recomendaciones y el interesante curso de Control Biológico.

Dr. Juan Mayo: agradezco su apoyo, su gran amistad, las anécdotas y su preocupación. Ita, Marisol, Tere: les agradezco por estar conmigo en momentos difíciles, por su confianza y por permitirme apoyarlas en lo que pueda. José Ontiveros, muchas gracias por tu ayuda.

DEDICATORIA

A mi madre, *Dalila Cruz Sequera*, por nunca dudar de mí, por siempre apoyarme en cada idea que tengo aun cuando no sean por completo de tu agrado, por motivarme siempre a ser independiente y a ser fuerte.

A mi hermana, *Onathia*, igual que mi mamá, por apoyarme siempre a seguir mis sueños aunque sean poco probables y por enseñarme a ser valiente, por tu sentido del humor.

A *Néstor*, por tu gran apoyo, tu apreciable confianza y tu valiosa amistad.

A *Karen Valverde*, por nuestra amistad de algunos años y por permitirme formar parte de tu familia, por escucharme tantas veces.

A *Mitsuko*, porque a pesar de ser muy diferentes, sé que tenemos una amistad genuina y que me apoyas.

Igualmente, a *Nico*, por tu invaluable amistad de muchos años, las gratas conversaciones, los consejos tan útiles.

A mi amor platónico, por ser el arcoíris que ilumina cada uno de mis días desde que la tormenta cesó...

ÍNDICE GENERAL

AGRADECIMIENTOS	i
DEDICATORIA	ii
ÍNDICE GENERAL	iii
LISTA DE FIGURAS	iv
RESUMEN	1
ABSTRACT	2
INTRODUCCIÓN	3
REVISIÓN DE LITERATURA	5
Sorgo <i>Sorghum bicolor</i> (L.) Moench. (Poales: Poaceae)	5
Pulgón amarillo del sorgo <i>Melanaphis sacchari</i>	6
Control biológico	7
Enemigos naturales de <i>Melanaphis sacchari</i>	9
MATERIALES Y MÉTODOS	10
Área de estudio	10
Muestreo de insectos	11
Identificación de entomofauna	12
Cálculos	14
RESULTADOS Y DISCUSIÓN	16
Pulgón amarillo del sorgo <i>Melanaphis sacchari</i>	16
Enemigos naturales de <i>Melanaphis sacchari</i> en Altamira, Tamaulipas	19
Avispas parasitoides de los enemigos naturales de <i>Melanaphis sacchari</i>	42
Atributos ecológicos del cultivo del sorgo en Altamira, Tamaulipas	49
Exclusión competitiva	50
CONCLUSIÓN	53
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	54
APÉNDICES	63
Apéndice I <i>Melanaphis sacchari</i>	63
Apéndice II Parasitoides de <i>Melanaphis sacchari</i>	65
Apéndice III Parasitoides de los enemigos naturales de <i>Melanaphis sacchari</i>	73

LISTA DE FIGURAS

Figura		Página
1	Ubicación de los sitios de muestreo.....	10
2	Pulgón <i>Melanaphis sacchari</i>	17
3	Dinámica poblacional de <i>Melanaphis sacchari</i>	18
4	Fluctuación poblacional de los depredadores de <i>Melanaphis sacchari</i> ..	20
5	Espécimen de <i>Orius</i> sp.....	21
6	Adulto de <i>Cycloneda sanguinea</i>	22
7	Adulto de <i>Hippodamia convergens</i>	23
8	<i>Scymnus</i> sp. a) Adulto, b) larvas en una colonia de pulgones.....	24
9	Adulto de <i>Chrysoperla</i> sp.	25
10	Adulto de <i>Eosalpingogaster</i> sp.	26
11	Adulto de <i>Eupeodes</i> sp.	27
12	<i>Lysiphlebus testaceipes</i> a) hembra, b) pulgón parasitado por este parasitoide, c) fluctuación poblacional de <i>Lysiphlebus testaceipes</i> y su hospedero <i>Melanaphis sacchari</i>	29
13	<i>Pachyneuron aphidis</i> a) hábito, b) momia disectada.....	32
14	<i>Pachyneuron muscarum</i> , a) adulto, b) disección de un áfido parasitado por <i>Pachyneuron muscarum</i> , c) momia, d) fluctuación poblacional de <i>Pachyneuron</i> spp. en relación a la fluctuación de <i>Melanaphis sacchari</i>	35
15	<i>Aphelinus mali</i> a) hábito, b) montaje (Langlois, 2020), c) momias de <i>A. mali</i> , d) fluctuación poblacional de <i>Melanaphis sacchari</i> y su parasitoide <i>Aphelinus mali</i>	37
16	<i>Aphelinus varipes</i> a) hábito b) pulgón momificado, c) fluctuación poblacional de <i>Aphelinus varipes</i> y su hospedero <i>Melanaphis sacchari</i>	39
17	<i>Carlyleia</i> sp. a) hábito, b) montaje permanente.....	40
18	<i>Eriastichus</i> sp.	41
19	<i>Diplazon laetatorius</i>	43

20	<i>Alloxysta</i> sp. a) hábito, b) momia de <i>Alloxysta</i> sp., c) disección del áfido momificado, la flecha señala la exuvia de la larva de <i>Lysiphlebus testaceipes</i>	45
21	Hábito de <i>Homalotylus albitarsus</i>	46
22	<i>Homalotylus eytelweinii</i> a) larva de <i>Hippodamia convergens</i> mostrando algunos orificios de salida del parasitoide, b) hábito del adulto.....	47
23	<i>Eprhopalotus</i> sp. a) montaje permanente, b) véspido en el sorgo.....	49
24	<i>Lysiphlebus testaceipes</i> a) antena, se aprecia la coloración más clara del aparato bucal, b) mandíbulas bidentadas, c) ala anterior.....	66
25	<i>Pachyneuron aphidis</i> a) antena, b) peciolo y metasoma.....	67
26	<i>Pachyneuron muscarum</i> a) antena, b) par anterior de alas señalando el especulo (línea azul) y par posterior de alas, c) peciolo y metasoma....	68
27	<i>Aphelinus varipes</i> a) antena, b) ala anterior.....	69
28	<i>Carlyleia</i> sp. a) antena con escapo blanco, b) cabeza de un espécimen con la antena completamente café.....	71
29	<i>Eriastichus</i> sp. a) Unión de las venas marginal, submarginal y postmarginal (el final de esta última, se señala con la flecha verde) b) cara de una hembra, en el círculo azul, se señala el clípeo bilobulado.....	72
30	<i>Diplazon laetatorius</i> a) vista de la cara y la región de las tegulas, b) tercer par de patas, c) abdomen, d) vista ventral de un pupario de <i>Eupeodes</i> sp. parasitado.....	74
31	Alas anteriores de <i>Alloxysta</i> sp., las flechas señalan las celdas radiales.....	75
32	Aspectos generales de <i>Homalotylus</i> grupo <i>flaminius</i> : a) cabeza subhemisférica con ojos reniformes (<i>Homalotylus albitarsus</i>), b) ovipositor ligeramente visible (<i>Homalotylus eytelweinii</i>).....	76
33	<i>Homalotylus albitarsus</i> a) ala anterior, b) tarsos del último par de patas.....	77
34	<i>Homalotylus eytelweinii</i> a) antena, b) vista del pronoto, mesoscudo y tegulas, c) ala anterior.....	78
35	<i>Eprhopalotus</i> sp. a) propodeo, b) notauli y pronoto poco visible, c) pata del tercer par, el círculo rojo señala la espina de la tibia.....	79

RESUMEN

Tamaulipas, México es el primer productor de sorgo a nivel nacional, aportando aproximadamente el 42 % de la producción total. Sin embargo, este cultivo tiene diferentes plagas, entre ellas, el pulgón amarillo *Melanaphis sacchari* Zehntner (Hemiptera: Aphididae), que es capaz de reducir el rendimiento de la producción en su totalidad. En cultivos de sorgo libres de aplicación de insecticidas en Altamira, Tamaulipas, se realizaron 10 muestreos al azar del pulgón amarillo y sus enemigos naturales, con una frecuencia aproximada de 35 días. Se identificaron a ocho especies de depredadores y siete de avispas parasitoides asociadas a *M. sacchari*: los pteromálidos *Pachyneuron aphidis* Bouché y *Pachyneuron muscarum* L., *Lysiphlebus testaceipes* Cresson (Hymenoptera: Braconidae), los afelínidos *Aphelinus mali* Haldeman y *Aphelinus varipes* Förster y los eulófidos *Carlyleia* sp. Girault y *Eriastichus* sp. La Salle. También, se identificaron cuatro parasitoides de enemigos naturales: *Diplazon laetatorius* Fabricius (Hymenoptera: Ichneumonidae), los encírtidos *Homalotylus albitarsus* Gahan y *Homalotylus eytelweinii* Ratzeburg y *Alloxysta* sp. Förster (Hymenoptera: Figitidae). De todas estas especies, se indica el porcentaje de parasitismo natural sobre sus respectivos hospederos. Se tienen nuevos registros para *P. muscarum*, y *Homalotylus* spp. en Altamira Tamaulipas, así como de *A. mali* como parasitoide de *M. sacchari*. Esta investigación enriquece el conocimiento de especies benéficas que pueden ser utilizados como agentes de control, además aporta información de organismos que influyen negativamente en un programa de control biológico y se hace una breve contribución a la historia natural de los eulófidos *Carlyleia* sp. y *Eriastichus* sp.

Palabras clave: *Melanaphis sacchari*, parasitismo natural, depredadores, nuevos registros, parasitoides, Altamira.

ABSTRACT

Tamaulipas, Mexico is the leading producer of sorghum nationwide, contributing approximately 42% of total production. However, this crop has different pests, among them, the sugarcane aphid *Melanaphis sacchari* Zehntner (Hemiptera: Aphididae), which is able to reduce the production yield in its entirety. In sorghum crops free of insecticide application in Altamira, Tamaulipas, 10 samples were randomly sampled of sugarcane aphid and its natural enemies, with a frequency of approximately 35 days. Eight species of predators and seven species of parasitoid wasps associated with *M. sacchari* were identified: the pteromalids *Pachyneuron aphidis* Bouché and *Pachyneuron muscarum* L., *Lysiphlebus testaceipes* Cresson (Hymenoptera: Braconidae), aphelinids *Aphelinus mali* Haldeman and *Aphelinus varipes* and eulophids *Carlyleia* sp. Girault and *Eriastichus* sp. La Salle. Also, four parasitoids of natural enemies were identified: *Diplazon laetatorius* Fabricius (Hymenoptera: Ichneumonidae), encyrtids *Homalotylus albitarsus* Gahan and *Homalotylus eytelweinii* Ratzeburg and *Alloxysta* sp. Förster (Hymenoptera: Figitidae). Percentage of natural parasitism of these species is indicated on their respective hosts. There are new records for *P. muscarum* and *Homalotylus* spp. in Altamira Tamaulipas, as well as *A. mali* as a parasitoid of *M. sacchari*. This research enriches knowledge of beneficial species that can be used as control agents, also provides information on organisms that negatively influence a biological control program and we made a brief contribution to natural history of eulophids *Carlyleia* sp. and *Eriastichus* sp.

Key words: *Melanaphis sacchari*, natural parasitism, predators, new records, parasitoids, Altamira

INTRODUCCIÓN

El sorgo *Sorghum bicolor* (L.) Moench (Poaceae) constituye más del 40 % de la producción nacional en el estado de Tamaulipas, sin embargo, en 2013, la introducción del pulgón amarillo del sorgo *Melanaphis sacchari* Zehntner (Hemiptera: Aphididae), el rendimiento de este cultivo se ha visto afectado, debido a que origina pérdidas del cultivo del 30 a 100 % y lo afecta en todas sus etapas de desarrollo: cuyo periodo crítico de daño abarca desde la emergencia de la planta hasta que el grano que se encuentra en estado masoso (INTAGRI, 2015).

M. sacchari es una plaga común de sorgo en África tropical, Asia y del extremo oriente de América. Zhang y Zhong (1983 citados por SENASICA, 2014) mencionan la ocurrencia de infestaciones severas de *M. sacchari* en el norte de China, el noroeste de Mongolia y la provincia de Shandong y Hebei, causan reducciones en el rendimiento y calidad del sorgo. En Japón se han registrado daños por el pulgón, ocasionando reducciones en rendimiento (Setokuchi, 1979 citado por SENASICA, 2014). En Sudáfrica, las poblaciones de este pulgón donde no se realiza control causaron pérdidas de hasta el 77 % en rendimiento de grano (Rensburg y Hamburgo, 1975 citado por SENASICA, 2014).

A finales de 2013, se detectó la presencia de *M. sacchari* en Tamaulipas, México, provocando daños severos, cuyas pérdidas se estimaron entre 30 y 100 % (Maya-Hernández y Rodríguez-Del-Bosque, 2014). Actualmente, este pulgón se encuentra en los estados de Coahuila, Guanajuato, Jalisco, Michoacán, Nayarit, Nuevo León, San Luis Potosí, Sinaloa y Tamaulipas (Bowling *et al.*, 2016; Peña-Martínez *et al.*, 2018). En el país, se han realizado estrategias de control para el pulgón amarillo del sorgo: eliminación de hospederos alternos, conservación de enemigos naturales, así como planeación de siembras de híbridos de sorgo *S. bicolor* resistentes o tolerantes a *M. sacchari* (Quijano-Carranza *et al.*, 2017).

Justificación

Debido a que los pulgones generan resistencia a los insecticidas químicos en pocas generaciones, es necesario encontrar alternativas para el control de las poblaciones de estos insectos que no se relacionen al uso de sustancias químicas, como el uso de bioinsecticidas (extractos vegetales). También es importante identificar a los enemigos naturales (depredadores, parasitoides y microorganismos entomopatógenos) de *M. sacchari* presentes de manera natural en las zonas productoras de sorgo. Además, es imprescindible conocer a las especies que afectan a los enemigos naturales de una plaga por ejemplo: bacterias simbióticas de las plagas que detienen el desarrollo de algunos parasitoides, presencia de parasitoides asociados a depredadores y la existencia de hiperparasitoides en la región, ya que estos organismos afectan la efectividad de un enemigo natural o un programa de control biológico.

Objetivo General

Identificar a los enemigos naturales que afectan a las poblaciones del pulgón amarillo *Melanaphis sacchari*, además de registrar la presencia de parasitoides asociados a los enemigos naturales.

Objetivos específicos

1. Identificar taxonómicamente la entomofauna de depredadores y parasitoides asociada al pulgón amarillo *M. sacchari*
2. Evaluar el parasitismo natural de las especies de avispas parasitoides sobre poblaciones de pulgón amarillo *M. sacchari*.
3. Identificar los parasitoides de los enemigos naturales asociados al pulgón *M. sacchari* en el cultivo de sorgo.
4. Determinar la abundancia, diversidad y riqueza de las especies de depredadores y parasitoides asociada al pulgón amarillo *M. sacchari*.

REVISIÓN DE LITERATURA

Sorgo *Sorghum bicolor* (L.) Moench. (Poales: Poaceae)

El sorgo es una especie originaria posiblemente de África Central (SIANEC, 2018). El cultivo de esta planta tolera la sequía y el exceso de humedad, así como temperaturas mínimas de 18 °C, teniendo el crecimiento óptimo a los 32 °C (SIANEC, 2018). De acuerdo con Carrasco *et al.* (2011), el sorgo se utiliza para alimentación humana (principalmente en forma de harinas), alimentación animal (pastoreo directo, sorgo en grano o ensilaje) y producción de biocombustibles.

De acuerdo con el SIAP (2018), en México, se produjeron 4, 853,110 t de sorgo, de las cuales, el estado de Tamaulipas, produjo 2, 205,889 t, siendo el mayor productor de este cultivo a nivel nacional, aportando el 41.6 % de la producción nacional, seguido por los Estados de Guanajuato y Sinaloa con el 20.1 y 6.8 % respectivamente.

SIANEC (2018) indica que las plagas principales del sorgo se dividen en plagas del suelo y del follaje. Las plagas del suelo dañan la semilla en la etapa de germinación y la plántula, afectando el crecimiento inicial del cultivo, algunos de estos insectos pertenecen a los géneros *Melanotus* Erichson (Coleoptera: Elateridae), *Agriotes* Eschscholtz (Coleoptera: Elateridae), *Dalopius* Eschscholtz (Coleoptera: Elateridae), *Agrotis* Ochsenheimer (Lepidoptera: Noctuidae) y *Tipula* L. (Diptera: Tipulidae).

Las plagas del follaje dañan las láminas foliares, pueden dañar la panícula antes de que emerja o succionan savia y segregan sustancias dulces que favorecen el desarrollo de hongos que afectan directamente la fotosíntesis de la planta, siendo respectivamente algunas de estas plagas, *Spodoptera exigua* Hübner (Lepidoptera: Noctuidae), *Spodoptera frugiperda* Walker (Lepidoptera: Noctuidae) y pulgones como *Rhopalosiphum maidis* Fitch (Hemiptera: Aphididae) o *M. sacchari* (SIANEC, 2018), especie introducida en 2013 a México (Maya-Hernández y Rodríguez-Del-Bosque, 2014).

Pulgón amarillo del sorgo *Melanaphis sacchari*

El pulgón *M. sacchari* está relacionado, principalmente, a los géneros de poáceas *Saccharum* L., *Sorghum* Moench, *Oryza* L., *Panicum* L., *Pennisetum* Rich. (Singh *et al.*, 2004). En el sorgo, el pulgón infesta el envés de las hojas, que presentan manchas o rayas rojas, posteriormente, las hojas se tornan de un color marrón rojizo. El insecto segrega sustancias azucaradas sobre la superficie de la hoja, lo que lleva al desarrollo de la fumagina. El resultado final de la invasión es reducción de la calidad del producto y pérdida de rendimiento a la cosecha (SENASICA, 2014).

Para el control químico de las poblaciones de este pulgón se recomienda hacer aplicaciones dirigidas al estrato de la planta con mayores poblaciones y localizado en las áreas críticas para un combate eficiente. Algunos productos recomendados para el control de áfidos son pirimicarb (en cultivos de maíz y trigo), malathion (en arroz, avena, cebada, maíz, pastizales, pastos, sorgo y trigo), imidacloprid (en caña de azúcar, cebada, cártamo, maíz, sorgo y trigo), y thiametoxam (en maíz, y trigo) (Gómez y Lastra, 1995 citado en SENASICA, 2014). En el caso del sorgo en México, se recomienda utilizar flupyradifurone, sulfoxaflor, imidacloprid, thiametoxam y spirotetramat (CESAVEG, s.f.).

En cuanto al control cultural, se recomiendan mejorar el suelo, el riego, la plantación cerrada, aplicación del fertilizante y el manejo de la parcela y sus alrededores dando un corte de la maleza en otoño, cuando las plagas migran de sorgo a la maleza para pasar el invierno (CABI, 2014 citado en SENASICA, 2014). La siembra temprana es una medida de control cultural que puede ocasionar que el cultivo escape al ataque de la plaga. El corte de sorgo forrajero antes de la primera semana de abundancia de este afidido previene no solo el daño, sino que también regula subsecuentes incrementos en la población de la plaga en las socas de sorgo. Dado que los pulgones hibernan en las socas de sorgo y malezas se recomienda su destrucción antes de que el cultivo de sorgo sea plantado reduciendo las poblaciones de la plaga. Asimismo, se pueden utilizar trampas amarillas con agua para capturar áfidos migrantes en campos de sorgo para predecir su patrón migratorio y dinámica poblacional (Singh *et al.*, 2004).

Control biológico

Nicholls-Estrada (2008) señala que hay dos acepciones para el control biológico (CB): a) el control espontáneo de la naturaleza sin intervención del hombre (CB natural): fenómeno ecológico en el cual, las poblaciones son reguladas por sus *agentes bióticos de mortalidad* (enemigos naturales) y b) introducción de enemigos naturales por el hombre (CB aplicado).

En el CB natural intervienen factores independientes de la densidad de la población, siendo en su mayoría, abióticos, como el clima que por sus variaciones, provoca un cambio inmediato en la abundancia de especies; los otros factores son los dependientes de la densidad (los enemigos naturales o agentes bióticos de mortalidad), cuyos efectos resultan fuertes en poblaciones altas y, relativamente débiles en poblaciones bajas, es decir, que el porcentaje de mortalidad es mayor cuando la población de la presa es alto y menor cuando hay pocas presas o son muy dispersas. Estos factores son los depredadores y parasitoides que ejercen presión de regulación sobre poblaciones de insectos presa (Nicholls-Estrada, 2008). El potencial del CB de depredadores y parasitoides ha sido subexplotado, subestimado y, en ocasiones, no comprobado, de hecho, el uso de depredadores y parasitoides debe ser una consideración primordial en cualquier programa de manejo de plagas (Koul y Dhaliwal, 2004).

El hábito de entomofagia se encuentra en la mayoría de los órdenes de insectos y varía desde la alimentación incidental hasta el parasitismo obligado (Clausen, 1972). De Bach (1964) indica que la clasificación de especies entomófagas se basa en las relaciones funcionales con los suplementos alimenticios causando una dicotomía inicial: *parasitoides*, si solo requieren consumir un individuo para alcanzar el estado adulto y *depredadores*, si requieren más de un individuo para alcanzar la madurez.

Por un lado, los parasitoides están sujetos a una clasificación amplia (De Bach, 1964), dependiendo del modo de ataque y tipo de hospedero: si se desarrolla dentro del cuerpo del hospedero es un *endoparasitoide*, si se alimenta en el exterior, es un *ectoparasitoide*; se denomina *solitario* si solo un individuo se desarrolla en el hospedero y *gregario* si se desarrollan varios descendientes en el mismo individuo, asimismo, hay parasitoides de huevos, larvas, pupas y, ocasionalmente, adultos, aunque hay categorías intermedias:

huevo-larva y larva-pupa. Además, estos parasitoides se diferencian de los parásitos verdaderos porque: el desarrollo de un individuo destruye al hospedero, el hospedero es usualmente, de la misma clase taxonómica, el parasitoide es de menor tamaño al hospedero y solo es en estado larval donde se da esta asociación y su dinámica poblacional es parecida a la de un depredador en lugar de un parásito. Un parasitoide se denomina *primario* si su hospedero es un fitófago, si a este entomófago lo ataca otro parasitoide, estos se denominan *parasitoides secundarios* o *hiperparasitoides*. Nicholls-Estrada (2008) menciona que los parasitoides son específicos en cuanto a su hospedero y, generalmente, son de tamaño menor a este; diversas especies de parasitoides pueden afectar a un mismo hospedero, pero en etapas diferentes del ciclo biológico, los adultos son de vida libre, pueden tener hábitos depredadores o alimentarse de polen y néctar.

De Bach (1964) señala que los depredadores son las especies entomófagas cuyas larvas se desarrollan consumiendo más de un individuo de la población de la presa; el estado larval o adulto debe encontrar varias presas, por lo tanto, es importante el comportamiento de búsqueda tanto de la larva como del adulto, siendo la selección generalista o específica. En ocasiones, los depredadores adultos se alimentan de la misma presa que la descendencia como los coccinélidos, en otros casos, como neurópteros y dípteros, los adultos tienen recursos alimenticios diferentes. Nicholls-Estrada (2008) indica, además de las características anteriores, que los depredadores generalmente son de mayor tamaño que la presa y que pueden atacar a estados inmaduros y adultos de esta población. Algunos depredadores resultan eficaces en el momento de controlar plagas.

Además, hay organismos capaces de causar enfermedades en insectos, se denominan entomopatógenos (Vega y Kaya, 2012). Estos agentes pueden ser virus, bacterias, hongos, protistas, nematodos y se dividen en cuatro categorías, dependiendo de su patogenicidad: oportunistas, potenciales, facultativos y obligados. El uso de hongos entomopatógenos se inició en 1835, cuando A. Bassi sugirió que *Beauveria bassiana* (Bals.-Criv.) Vuill. (Hypocreales: Cordycipitaceae), el hongo causante del “*calcinaccio*” del gusano de seda, pudiera ser utilizado para controlar insectos plaga. En 1888 se dio la primera producción masiva de un hongo entomopatógeno: *Metharizium anisopliae* (Metschnikoff) Sorokin (Hypocreales: Clavicipitaceae) en Kiev, actualmente, Ucrania y, en ese mismo año, *B. bassiana* fue diseminado en Minnesota y Kansas, Estados Unidos.

Enemigos naturales de *Melanaphis sacchari*

De acuerdo con Singh *et al.* (2004), este afidido tiene más de 47 especies de enemigos naturales pertenecientes a cinco órdenes de la clase Insecta: Coleoptera, Neuroptera, Diptera, Hemiptera e Hymenoptera, así como el hongo entomopatógeno *Lecanicillium lecanii* (Zimm.) Zare y Gams (Hypocreales: Hypocreaceae).

Singh *et al.* (2004) registran a los coccinélidos *Cycloneda sanguinea* L., *H. convergens* y *Lioadalia flavomaculata* De Geer, como depredadores de *M. sacchari*; las primeras dos especies fueron reportadas por Provisor-Bermúdez y López-Martínez (2016) como depredadores del áfido en el estado de Morelos, México. Asimismo, Rodríguez-Palomera *et al.* (2016) en dos municipios de Nayarit, reportan además de *C. sanguinea* e *H. convergens*, a los coccinélidos *Coleomegilla maculata* De Geer, *Diomus roseicollis* Mulsant y *Harmonia axyridis* Pallas. Rodríguez-Vélez *et al.* (2016) registran 11 especies de Coccinellidae asociadas a *M. sacchari* pertenecientes a los géneros *Brachiacantha*, *Coccinella*, *Coleomegilla*, *Cycloneda*, *Diomus*, *Hippodamia*, *Hyperaspis*, *Olla* y *Scymnus* en cultivo de sorgo de Tamaulipas, sin embargo, no se indica en qué municipios se realizó la investigación.

Como expresan Singh *et al.* (2004), los organismos parasitoides del pulgón amarillo *M. sacchari* pertenecen al orden Hymenoptera en las familias Aphelinidae (*Aphelinus maidis* Timberlake y *Encarsia transvena* Timberlake) y Braconidae (*Bracon* sp. F., *Lysiphlebus dehliensis* Zehntner y *L. testaceipes* Cresson). Para México, en el estado de Guanajuato, López-Gutiérrez, *et al.* (2016) reportaron parasitoides pertenecientes a los géneros *Aphidius* Nees, *Binodoxys* (Mackauer), *Diaeretiella* Stary, *Lysiphlebus* Förster y *Praon* Haliday (Hymenoptera: Braconidae) que afectan al pulgón amarillo del sorgo y García-González *et al.* (2018) reportaron en Matamoros, Coahuila a *Aphelinus varipes* Förster y a *L. testaceipes* parasitando a *M. sacchari*.

En Texas y Georgia, Estados Unidos, Haar *et al.* (2018) identificaron a *L. lecanii* causando epizootias en poblaciones de *M. sacchari*. En Colima, México, en cambio, el hongo *Lecanicillium longisporum* Zare y Gams (Hypocreales: Hypocreaceae) fue reportado por Berlanga-Padilla *et al.* (2016) causando epizootias en *M. sacchari*.

MATERIALES Y MÉTODOS

Área de estudio

Sitio de muestreo:

Los muestreos se realizaron en los cultivos de sorgo *Sorghum bicolor* (L.) Moench var. DOW 1445 en el Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias, campo experimental Las Huastecas, así como dos ranchos vecinos ubicados en Estación Cuauhtémoc, Altamira, en el sur del estado de Tamaulipas. Las coordenadas geográficas de los muestreos fueron: a) 22°34'26.6"N 98°10'12.4"W, b) 22°34'08.4"N, 98°10'04.2"W c) 22°34'06.3"N, 98°10'29.7"W, d) 22°33'56.3"N, 98°10'15.8"W y e) 22°33'17.7"N 98°09'40.8"W y se muestra la ubicación en la figura 1. Todas las parcelas estuvieron libres de aplicación de insecticidas.

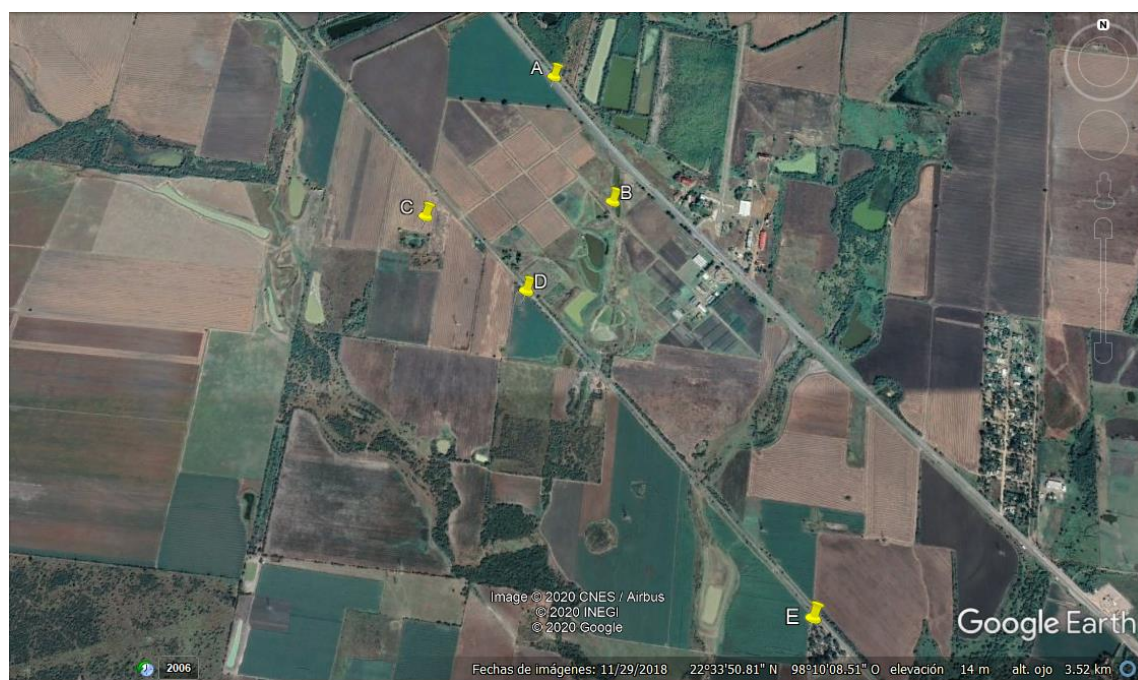


Figura 1. Ubicación de los sitios de muestreo

Identificación y cálculos:

El presente trabajo se desarrolló en la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro (UAAAN): En las cámaras bioclimáticas así como en el Laboratorio de Entomología Molecular y Alternativas de Control de Plagas (LEMyACP), del Departamento de Parasitología (DP).

Muestreo de insectos:

Para la obtención de los enemigos naturales y con la finalidad de obtener la mayor cantidad de insectos en todos los estratos de la planta, se realizaron dos tipos de muestreo. Los muestreos iniciaron 15 días después de la siembra y finalizaron 15 antes de la cosecha. Estas actividades se llevaron a cabo cada 35 días, aproximadamente, en cinco puntos elegidos al azar del cultivo de sorgo y los insectos capturados se colocaron y preservaron de diferentes maneras dependiendo de la finalidad del muestreo.

Muestreo directo.

Este muestreo se utilizó para entomofauna que no es muy móvil o que se encuentre en reposo (pulgones y algunos depredadores) ubicada en los estratos inferior y medio de la planta y consistió en sujetar al insecto con ayuda de fórceps, aspiradores o, incluso, directamente con recipientes plásticos con etanol al 75 % (Gibb y Oseto, 2006). Se tomaron al azar 5 puntos entre el cultivo de sorgo. Los recipientes con los insectos capturados se etiquetaron con la ubicación y la fecha, además, se registraron para su posterior análisis.

Inspecciones visuales.

Este tipo de muestreo se dirigió hacia las especies abundantes e importantes en el cultivo (principalmente depredadores) asociados con el pulgón amarillo. Se realizaron tomando al azar 10 plantas en 5 puntos entre el cultivo de sorgo y examinándolas minuciosamente

desde la base de la planta hasta la hoja más joven o panoja. Las especies observadas fueron contabilizadas y registradas para su posterior análisis.

Recolecta de pulgones parasitados.

Este tipo de muestreo se realizó tomando al azar 5 puntos entre el cultivo de sorgo. Se recolectaron hojas infestadas de pulgones con síntomas de parasitismo y se trasladaron al área de cámaras bioclimáticas del DP. Las hojas se conservaron usando la metodología de Bodlah *et al* (2012): que consisto en colocar las hojas infestadas en recipientes de plástico transparente, con una torunda de algodón humedecido en agua destilada para mantener la humedad y recubierto con una pieza de organza con la finalidad de permitir el intercambio de aire. Se dio seguimiento a la plaga y emergencia de parasitoides, y estos últimos se depositaron, con ayuda de un pincel, en etanol al 75 % en viales de cierre hermético de 2 mm para su conteo, preservación y posterior identificación taxonómica.

Identificación de entomofauna:

Los insectos recolectados se trasladaron al LEMyACP del DP de la UAAAN. Todas las especies fueron fotografiadas usando el microscopio estereoscópico Carl Zeiss Stemi DV4 y las cámaras de los teléfonos celulares Motorola X(4) y Samsung SM-A207m. Algunas especies fueron identificadas y fotografiadas usando los microscopios estereoscópico y óptico del Laboratorio de Entomología del Centro de Investigación para los Recursos Naturales (CIRENA), la cámara asociada al microscopio estereoscópico y la cámara del teléfono celular Motorola X(4).

Pulgones:

Los pulgones adultos sanos se sometieron a un proceso de aclareo con una solución de hidróxido de potasio (KOH) al 40 % siguiendo la técnica descrita por Peña-Martínez *et al.* (2000). Para la identificación de los áfidos se utilizaron las claves de Blackman y Eastop (2006).

Depredadores:

Los depredadores se contaron e identificaron utilizando como apoyo un microscopio estereoscopio binocular Carl Zeiss Stemi DV4, así como claves taxonómicas y publicaciones. Las claves propuestas por Triplehorn y Johnson (2005) se usaron para determinar órdenes y familias, posteriormente, se utilizaron las claves de Herring (1976) para la familia Anthocoridae, Vockeroth y Thompson, (1987) y Thompson (1999) para sírfidos, Valencia-Luna *et al.* (2006) para Chrysopidae y Larson (2013) para coccinélidos.

Parasitoides de M. sacchari y de los enemigos naturales:

Los parasitoides se observaron al microscopio de disección en húmedo en caja Petri. Fueron montados siguiendo el procedimiento de Noyes (1982) con modificaciones: que consistió en aclarar el espécimen en una solución de KOH al 10 % durante 24 horas a temperatura ambiente, posteriormente, se realizó un lavado con etanol al 75 % y se procedió a realizar el montaje en portaobjeto con bálsamo de Canadá.

Posteriormente, con los montajes secos, se procedió a la identificación por medio de las claves correspondientes a la familia emergida (Gibson *et al.*, 1997; Triplehorn y Johnson, 2005; Fernández y Sharkey, 2006; Noyes, 2020). Consecuentemente, se utilizarán las claves correspondientes para géneros y especies de cada familia (Timberlake, 1919; Graham, 1969; Wharton *et al.*, 1998; Trjapitzin y Triapitsyn, 2003; Narendran *et al.*, 2007; Myartseva *et al.*, 2012; Klopstein, 2014; Tomanović *et al.*, 2018; Ferrer-Suay *et al.*, 2019).

Cálculos

Porcentaje de parasitismo:

Se determinó el porcentaje de parasitismo mediante la fórmula de Hunsberger y Peña (1997):

$$\text{Parasitismo (\%)} = \left[\frac{\text{Número de parasitoides emergidos}}{\text{Número de parasitoides emergidos} + \text{Número de hospederos adultos}} \right] * 100$$

Se utilizó para calcular el porcentaje del parasitismo natural de las avispas parasitoides de *M. sacchari*, así como de los parasitoides de los enemigos naturales del áfido.

Índices ecológicos

Con el registro de especies se determinaron los atributos de la comunidad: número de especies de la clase Insecta asociadas a *M. sacchari*, abundancia y frecuencias de insectos y con estos últimos se estimó la diversidad, riqueza y uniformidad de la diversidad.

Se determinó la riqueza de insectos mediante el índice de diversidad de Margalef (D_{mg}) (Moreno, 2001; Magurran, 2004), mediante la fórmula:

$$D_{mg} = S - 1 / \ln N$$

Donde **S** es el número de especies encontradas y **N** es el número de individuos observados. Este índice mide la riqueza de manera independiente al tamaño de la muestra, se basan en la relación entre el número de especies y el número total de individuos observados, que se incrementa con el tamaño de la muestra.

La heterogeneidad de la comunidad se calculó con el índice de Shannon-Wiener que de acuerdo a Moreno (2001) y Magurran (2004), es un índice que representa el valor de la diversidad en una población y es calculado con la fórmula:

$$H' = - \sum p_i \ln p_i$$

Donde: H' = Índice de Heterogenidad de Shannon-Wiener; p_i es la proporción de cada especie en el total de la población del sitio de muestreo, calculado como una media de la comunidad n_i/N es decir que p_i es la densidad relativa de la especie i y se calcula dividiendo n_i (total de individuos de la especie i) entre N (número de individuos observados); $\sum p_i$ es la sumatoria de todas las densidades de todas las especies observadas.

Asimismo, se calculó el Índice de uniformidad del Pielou (J'), también llamado índice de equidad, mediante la fórmula:

$$J' = H' / \ln S$$

Donde: H' es el índice de Shannon-Wiener obtenido y $\ln S$ es la máxima heterogeneidad posible, la cual ocurre cuando todas las especies tienen el mismo peso específico.

Este índice representa la uniformidad de una comunidad, con valores de J' que oscilan entre 0 y 1; valores altos indican baja variación entre las especies dentro de una población dada (Magurran, 2004).

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Pulgón amarillo del sorgo *Melanaphis sacchari*

El pulgón identificado es *Melanaphis sacchari* (Fig. 2). Se incluye una descripción amplia de la especie en el Apéndice I. De acuerdo con Rodríguez-del-Bosque y Terán-Vargas (2018), *M. sacchari* se puede distinguir de otras especies de pulgones que afectan al sorgo: *R. maidis*, *Schizaphis graminum* Rondani y *Sipha flava* Forbes (Hemiptera: Aphididae) por las siguientes características morfológicas: color amarillo con tonos grisáceos o pardos, tarsos y sifúnculos oscuros (Fig. 2). Por su parte, *R. maidis* es verde azulado, con patas y sifúnculos oscuros, *S. graminum* es verde limón con una línea oscura en el dorso, tarsos oscuros y sifúnculos claros, *S. flava* es amarillo brillante, con setas pequeñas en el dorso, patas claras y sifúnculos imperceptibles (Rodríguez-del-Bosque y Terán-Vargas, 2018).

La correcta identificación de *M. sacchari* es importante debido al complejo de especies dentro del género *Melanaphis* asociados al sorgo: *Melanaphis sacchari*, *Melanaphis sorghi* Theobald y *Melanaphis miscanthi* Takahashi (Peña-Martínez *et al.* 2016). Nibouche *et al.* (2015) indican que tras unas horas de alimentación de *M. sacchari* en sorgo o en caña de azúcar *Saccharum officinarum* L. (Poaceae), se activan genes diferentes que permiten la adaptación del pulgón al hospedero, esta especialización se observa también en otros pulgones, por ejemplo *Aphis gossypii* Glover (Hemiptera: Aphididae) en malváceas, solanáceas y cucurbitáceas y el complejo de *Acyrtosiphon pisum* Harris (Hemiptera: Aphididae) en fabáceas de diferentes especies.

Sin embargo, Medina *et al.* (2017) sugieren una variante genotípica de *M. sacchari* cuya alimentación se basa mayoritariamente en el sorgo en Texas. Para el continente americano, Nibouche *et al.* (2018) señalan una posible evolución de *M. sorghi* con parecido fenotípico a *M. sacchari* para zonas productoras de *S. bicolor* (variedades dulces, forrajeras y de grano) y de *S. officinarum*, así como zonas con zacate Johnson *Sorghum halepense* (L.) Pers. (Poaceae) de Estados Unidos, México, Honduras y Puerto Rico.

Durante el periodo muestreado, las poblaciones del pulgón se encontraron sobre el umbral económico que es de 50 pulgones por hoja (INIFAP, 2015), exceptuado el mes de octubre

2018, donde la población total reunida en los puntos del sitio de muestreo fue de 50 individuos y el mes de julio 2019, donde no se localizó en las parcelas muestreadas. En la figura 3, se muestra la dinámica poblacional de *M. sacchari* para la región bajo estudio. De acuerdo con Rodríguez-del-Bosque y Terán-Vargas (2018), el pulgón tiene mayor actividad a un rango de temperaturas de 11 a 35 °C, esto coincide con el crecimiento poblacional presentado por *M. sacchari* en los meses de otoño y de invierno, donde el cultivo de sorgo fue muestreado. En el mes de diciembre 2018 no se realizó el muestreo debido a que la fecha programada del muestreo coincidió con la cosecha del sorgo y en enero 2019, no se muestreó debido a que el sorgo comenzaba su desarrollo fenológico y la plaga no se había presentado.



Figura 2. Pulgón *Melanaphis sacchari*

Las temperaturas de abril 2018 favorecieron el desarrollo de los pulgones (Fig. 3), así como el crecimiento poblacional de diferentes especies de depredadores asociados (Fig. 4), sin embargo, el pulgón se reprodujo mejor en el mes de febrero 2019, cuando la temperatura inferior fue de 12 °C y la máxima, de 28 °C (Fig. 3), asimismo, los diferentes parasitoides asociados se reprodujeron en mayor proporción a otros meses asociados (se incluyen gráficas de fluctuación poblacional de cada parasitoide con respecto a la fluctuación de *M. sacchari*).

En noviembre 2018, al igual que en marzo 2019, las temperaturas mínimas fueron menores a 10 °C, lo que provocó un menor desarrollo poblacional de *M. sacchari* y favoreció el desarrollo de las poblaciones de los diferentes parasitoides. En noviembre, el parasitismo encontrado en la población fue del 100 %, sin embargo, la mayoría de los parasitoides ya habían emergido de las momias, por lo que solo una baja cantidad de individuos pudo recuperarse

En mayo 2019, a diferencia de los otros meses, se registraron temperaturas muy altas, debido a esto, *M. sacchari* se reprodujo menos. Este hecho afectó a las poblaciones de los depredadores asociados (Fig. 4) y a la mayoría de los parasitoides.

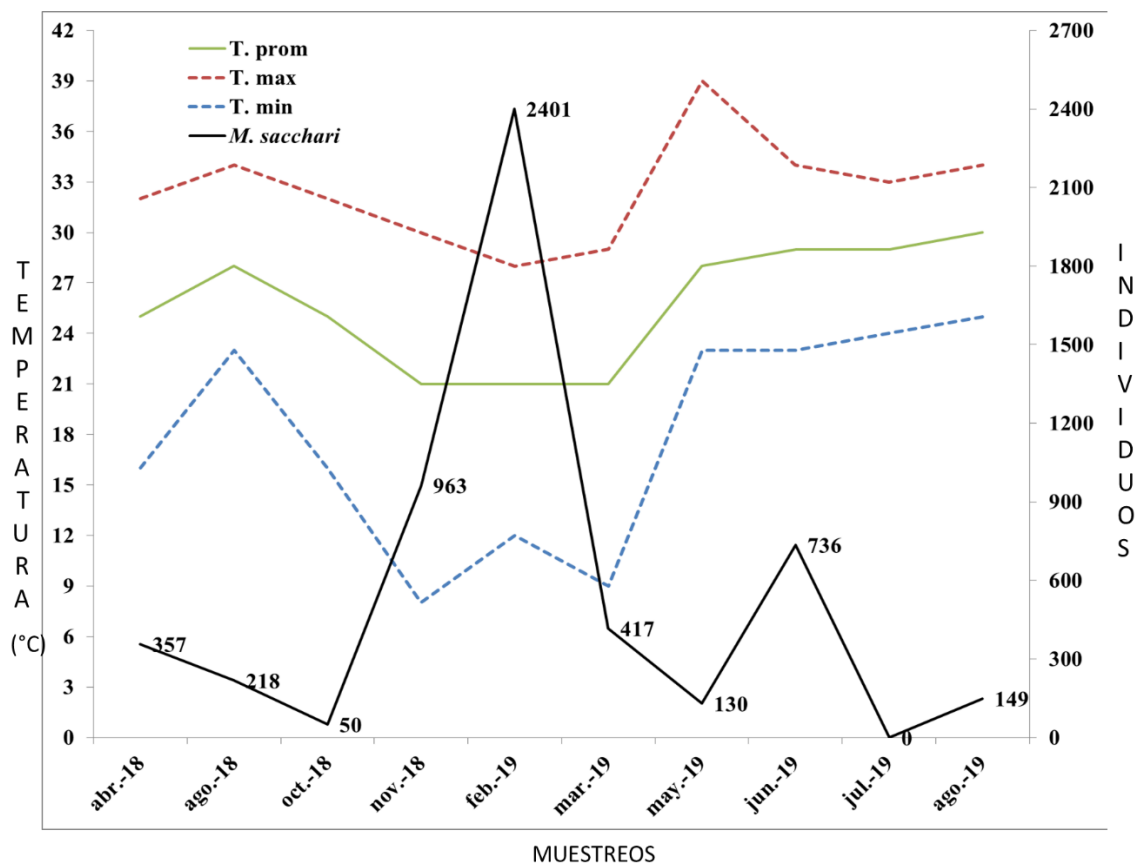


Figura 3. Dinámica poblacional de *Melanaphis sacchari*

Enemigos naturales de *Melanaphis sacchari* en Altamira, Tamaulipas

Se identificaron 15 especies de enemigos naturales asociados a *M. sacchari*. Se presentan en las categorías: Depredadores y Parasitoides por sus hábitos entomófagos y dentro de cada categoría, se presentan las especies identificadas en orden filogenético.

Depredadores

Se identificaron ocho especies de depredadores asociados a *M. sacchari* pertenecientes a los órdenes Hemiptera, Coleoptera, Neuroptera y Diptera, se incluye una gráfica con la fluctuación poblacional de los depredadores (Fig. 4).

Durante el mes de abril 2018, la temperatura promedio fue de 25 °C, la abundancia de especies depredadoras del áfido fue mayor que en otros muestreos, asimismo, hubo un nivel menor de *M. sacchari* en comparación a los meses de noviembre 2018, febrero y marzo 2019, con temperatura promedio de 21 °C, sin embargo, en el primer mes, la ausencia de áfidos sanos provocó un decrecimiento en la densidad de depredadores; en el segundo mes, se presentaron tres especies de depredadores y las poblaciones de *M. sacchari* (Fig. 3) y de sus parasitoides fueron altas. Asimismo, las temperaturas de marzo favorecieron el desarrollo de cuatro especies depredadoras. En cambio, en el mes de junio 2019, la población de pulgones sanos afectó la presencia de los depredadores, por lo que únicamente se encontró a una especie asociada al pulgón.

Algunas especies únicamente se presentaron cuando las densidades de población sana de *M. sacchari* fueron altas, sin embargo, la única especie que se presentó durante el 70 % de los muestreos fue *Scymnus* sp. Kugelann (Coleoptera: Coccinellidae) cuya ausencia se relacionó a la breve presencia de individuos no parasitados de *M. sacchari*, así como la posterior ausencia de *M. sacchari* en el sorgo durante julio 2019.

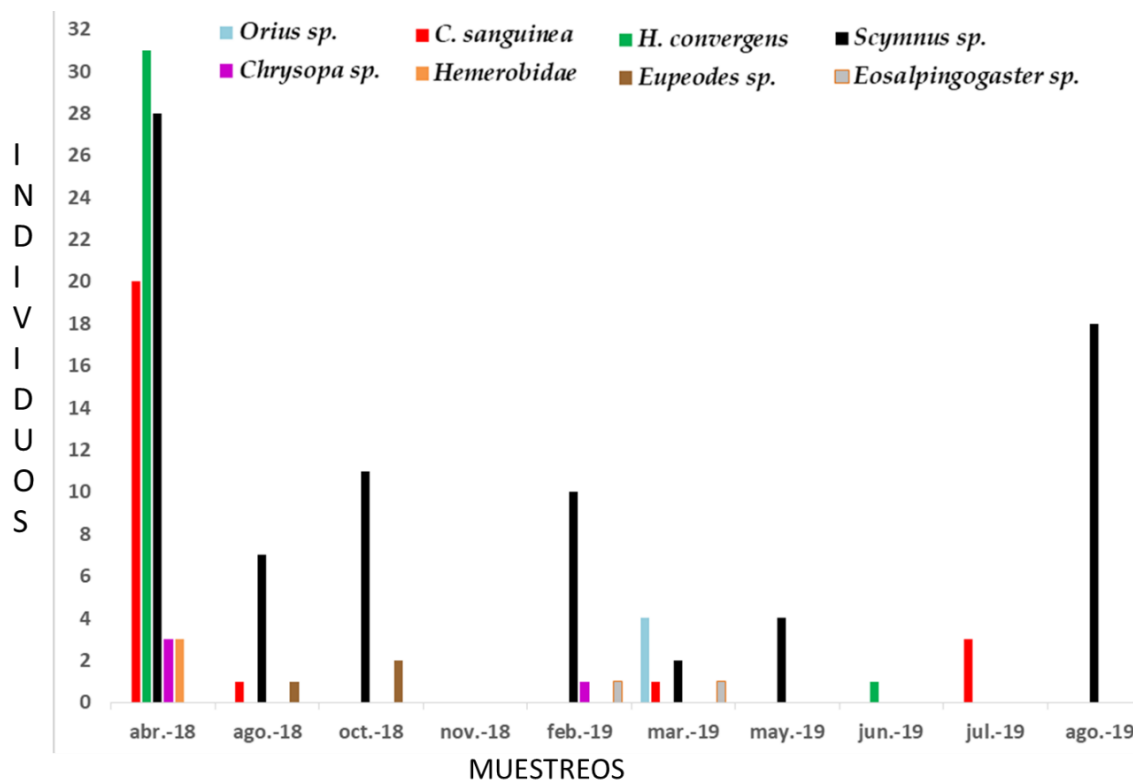


Figura 4. Fluctuación poblacional de los depredadores de *Melanaphis sacchari*

***Orius sp.* Wolff (Hemiptera: Anthocoridae)**

Singh *et al.* (2004) mencionan al antocórido *Scoloposcelis parallelus* Mostch. y a una especie del género *Geocoris* Fallén (Hemiptera: Geocoridae) como depredadores del pulgón; no obstante, en Texas, Bowling *et al.* (2016) reportaron asociada al afidido a la especie *Orius insidiosus* Say.

En el muestreo del mes de marzo se recolectaron cuatro individuos adultos del género *Orius* (Fig. 5) identificados con las claves de Herring (1976). Fue el único representante del orden Hemiptera asociado a *M. sacchari* en la zona muestreada. La baja incidencia de este antocórido podría deberse a la reducida tasa reproductiva que presenta la especie al alimentarse de una sola presa, como indica Colares *et al.* (2015), ya que únicamente se presentó en el mes de marzo (Fig. 4) y con una población muy baja.



Figura 5. Especímen de *Orius* sp.

Del orden Coleoptera, se asocian las especies *C. sanguinea* (Fig. 6), *H. convergens* (Fig. 7), *Scymnus* sp. (Fig. 8a); especies pertenecientes a la familia Coccinellidae. Fueron identificados con las claves de Larson (2013). Las tres especies de coccinélidos han sido reportadas como depredador de *M. sacchari* por Singh *et al.* (2004) a nivel internacional, en Texas por Bowling *et al.* (2016), no obstante, a nivel nacional, varían los reportes.

Cycloneda sanguinea

Se recolectaron únicamente especímenes adultos de esta especie: 20 en el mes de abril y uno en el mes de agosto de 2018; se recolectó un adulto en el muestreo correspondiente a marzo 2019 y se observaron tres individuos adultos durante el muestreo de julio 2019, sin embargo, en ese mes, el cultivo de sorgo no fue infestado por *M. sacchari*.

En el país, Provisor-Bermúdez y López-Martínez (2016); Rodríguez-Palomera *et al.* (2016) y Rodríguez-Vélez *et al.* (2016) encontraron a *C. sanguinea* asociada a *M. sacchari*.



Figura 6. Adulto de *Cycloneda sanguinea*

Hippodamia convergens

Se recolectaron 33 larvas de esta especie en abril 2018 y un adulto en junio 2019.

H. convergens ha sido reportado como depredador de *M. sacchari* por los mismos autores que *C. sanguinea*, asimismo, Delgado-Ramírez *et al.* (2016) realizaron respuestas funcionales con larvas de *Chrysoperla carnea* Stephens (Neuroptera: Chrysopidae), larvas y adultos de *H. convergens*, el estadio inmaduro de esta especie, ingirió el 87 % de la población ofrecida de *M. sacchari*, mientras que los adultos consumieron un promedio de 45 %, ambos en un periodo de tiempo de 30 minutos.



Figura 7. Adulto de *Hippodamia convergens*

***Scymnus* sp.**

Este coccinélido se presentó en siete de los 10 muestreos efectuados. Debido al tamaño pequeño y la coloración del adulto (Fig. 8a), no se detectó en campo, pero, sí se observaron las larvas asociadas a las colonias de pulgones (Fig. 8b) y, en condiciones de laboratorio, pudieron completar su ciclo de vida. Se recuperaron 80 larvas, de las cuales, 73 pudieron completar su ciclo de vida.

Al igual que *C. sanguinea* y *H. convergens*, especies del género *Scymnus* han sido reportadas a nivel internacional por Singh *et al.* (2004) como depredadoras de *M. sacchari*, en el estado de Texas, Estados Unidos, fue reportado por Bowling *et al.* (2016) y a nivel nacional por Rodríguez-Palomera *et al.* (2016) y Rodríguez-Vélez *et al.* (2016).

De las ocho especies de depredadores asociados a *M. sacchari*, *Scymnus* sp. fue la especie más frecuente y de mayor abundancia.

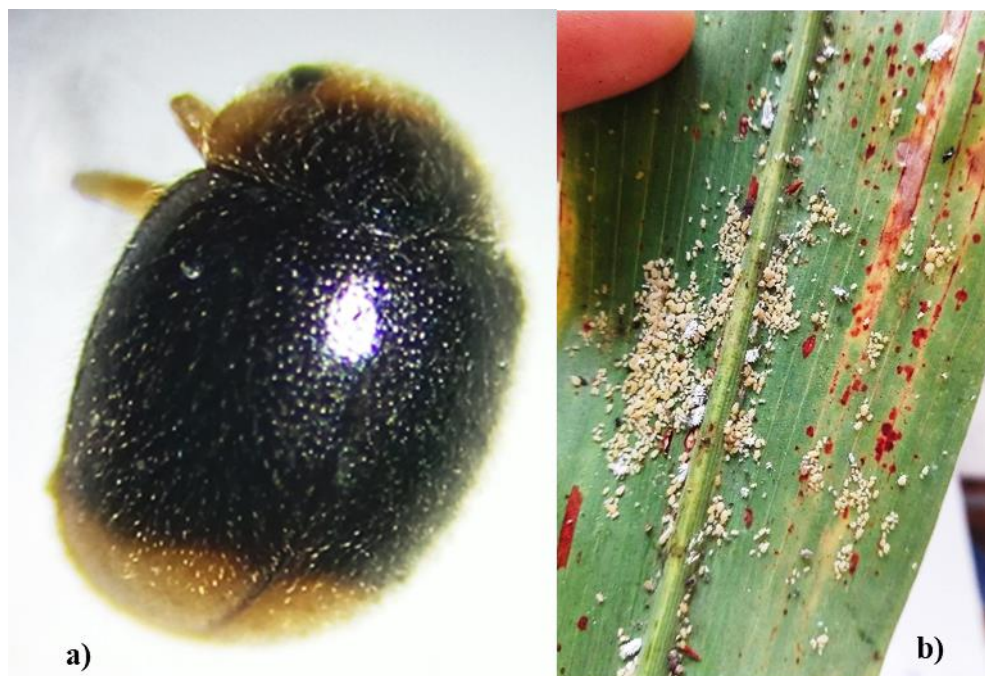


Figura 8. *Scymnus* sp. a) Adulto, b) larvas en una colonia de pulgones

Del orden Neuroptera se asoció a *M. sacchari*, un crisópido (Fig. 9), además, durante las inspecciones visuales se observaron tres especímenes de la familia Hemerobiidae.

***Chrysopa* (= *Chrysoperla*) sp. L. (Neuroptera: Chrysopidae)**

Se recolectaron tres especímenes adultos en el mes de abril de 2018 y uno en febrero 2019. Cortez-Mondaca *et al.* (2016) reportaron en el norte del estado de Sinaloa a ocho especies asociadas a *M. sacchari*: *Ceraeochrysa caligata* Banks, *Ceraeochrysa cubana* Hagen, *Ceraeochrysa* sp. nr *cincta* Schneider, *Ceraeochrysa valida* Banks, *Chrysoperla carnea*, Stephens, *Chrysoperla comanche* Banks, *Chrysoperla rufilabris* Burmeister y *Chrysoperla externa* Hagen, esta última fue la más abundante.

En las respuestas funcionales de larvas y adultos de *H. convergens* y larvas de *C. carnea* realizadas por Delgado-Ramírez *et al.* (2016), las larvas del crisópido mostraron una tendencia de aumentar el consumo de *M. sacchari* conforme se incrementó la cantidad de presas ofrecidas sin encontrar un punto en el cual, el apetito de las larvas disminuyera, por lo cual, se obtuvo una respuesta funcional del tipo I de Holling.



Figura 9. Adulto de *Chrysoperla* sp.

Crisopa café (Neuroptera: Hemerobiidae)

Se observaron tres individuos adultos pertenecientes a esta familia en el muestreo de abril, 2018, sin embargo, no fue posible recolectarlos para su identificación taxonómica.

Bautista-Bautista *et al.* (2019) realizaron la respuesta funcional del hemeróbido *Nusalala ghioi* Monserrat sobre *M. sacchari* obteniendo una respuesta tipo II de Holling. Yayla y Satar (2012) indican que los hemeróbidos son depredadores en su fase larvaria y también como adultos, esto concuerda con Almaraz-Valle *et al.* (2019) para el estado adulto, *Hemerobius jucundus* Navás y *N. ghioi* se alimentan respectivamente de 2471 ± 169 ninfas y 2734.8 ± 164.6 ninfas de *M. sacchari* en condiciones de laboratorio.

Durante los 10 muestreos realizados, se recolectaron 12 larvas de la familia Syrphidae, de las cuales, cinco completaron su ciclo biológico. Dos individuos fueron identificados como *Eosalpingogaster* sp. Hull (Fig. 10), los otros tres especímenes como *Eupeodes* sp. Osten-Sacken (Fig. 11). Del orden Diptera, Singh *et al.* (2004) reportaron a sírfidos del género *Allograpta* Osten-Sacken, *Syrphus* Fabricius y *Xanthogramma* Schiner asociados

a *M. sacchari*, así como *Aphidoletes aphidimyza* Rondani (Cecidomyiidae) y *Leucopis* sp. Meigen (Chamaemyiidae).

***Eosalpingogaster* sp.**

De las cinco larvas que completaron su ciclo, dos adultos fueron identificados para este género, uno emergió en febrero y otro en marzo de 2019.

De acuerdo con Mengual y Thompson (2011), el género *Eosalpingogaster* solo se encuentra en la región biogeográfica Neotropical. Los adultos son visitantes florales, probablemente, polinizadores igual que los demás adultos de la subfamilia Syrphinae. Los estadios larvales son predadores de hemípteros esternorrincos, incluyendo algunas plagas, principalmente cóccidos y hay dos especies del género: *Eosalpingogaster cochinelivora* Guérin-Méneville y *Eosalpingogaster nigriventris* Bigot que han sido reportados como depredadores de la grana cochinilla *Dactilopius coccus* Costa, respectivamente en México y Argentina (Esparza *et al.*, 2008).



Figura 10. Adulto de *Eosalpingogaster* sp.

***Eupeodes* sp.**

Eupeodes sp., se presentó en abril, agosto y octubre de 2018 y febrero y marzo de 2019, sin embargo, solo en agosto y octubre de 2018, las larvas pudieron completar su ciclo biológico, debido a que de los otros siete puparios restantes de las larvas recolectadas en los demás muestreos, emergieron parasitoides, posteriormente se indica su identificación. Turk *et al.* (2015) indican que el género *Eupeodes* contiene especies que juegan un rol muy importante en los ecosistemas: como adultos facilitan la polinización cruzada de las plantas y como larvas, son agentes de CB reduciendo las poblaciones, principalmente, de áfidos en diferentes cultivos. El género es de distribución cosmopolita.

Putra y Yasuda (2006) indican que los sírfidos son candidatos a controlar poblaciones debido a que los adultos tienden a ovipositar cuando las colonias de áfidos comienzan su desarrollo, asimismo demostraron que *Eupeodes corollae* F. muestra una respuesta funcional de tipo II de Holling (1959) sobre los áfidos *A. pisum* y *Aphis craccivora* Koch., por este motivo, se puede estudiar para determinar qué especie es, asimismo, conocer su respuesta funcional sobre *M. sacchari*.



Figura 11. Adulto de *Eupeodes* sp.

Parasitoides

El 76.33 % de la población de *M. sacchari* conformada por 5421 pulgones obtenidos durante los 10 muestreos fue atacada por siete especies de avispa parasitoides: *Lysiphlebus testaceipes* (Fig. 12a), *Pachyneuron aphidis* (Fig. 13), *Pachyneuron muscarum* (Fig. 14a), los afelínidos *Aphelinus mali* (Fig. 15a, por ser de tamaño pequeño, se incluye la Fig. 15b) y *A. varipes* (Fig. 16a), así como los eulófidos *Carlyleia* sp. Girault (Figs. 17a y 17b) y *Eriastichus* sp. La Salle (Fig. 18). Las descripciones de las especies se encuentran en el Apéndice II.

***Lysiphlebus testaceipes* (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae)**

L. testaceipes es originaria de la región Neártica (Tomanović *et al.*, 2018), de acuerdo con Chen *et al.* (2006), es el parasitoide predominante de áfidos de poáceas y es un éxito general como parasitoide primario. No obstante, Hofsvang *et al.* (2014) señalan que *L. testaceipes* es una especie invasora de dispersión rápida en la península ibérica y que actualmente, se encuentra en diferentes regiones del mundo por introducción accidental o por ser transportada y liberada como agente de control.

López-Gutiérrez *et al.* (2016) indican que el 24 % de los parasitoides que recolectaron en Irapuato, Guanajuato, pertenecen al género *Lysiphlebus*, sin embargo, la asociación de este parasitoide con cuatro géneros de braconidos no son suficientes para disminuir la población de *M. sacchari* por debajo del umbral económico. Asimismo, señalan que el desarrollo de las larvas de *L. testaceipes*, se ve afectado por la bacteria *Hamiltonella defensa* Moran *et al.* (Enterobacterales: Enterobacteriaceae), que es simbiote de varias especies de pulgones y los protege contra el parasitismo de braconidos de la subfamilia Aphidiinae; sin embargo, García-González *et al.* (2018), indican que no todas las poblaciones de áfidos presentan la simbiosis con *H. defensa* y que, algunas razas de *L. testaceipes* tienen resistencia a la bacteria.

Todos los pulgones parasitados por *L. testaceipes* presentaron una coloración café y exhibieron el orificio de salida en la región dorsoposterior con bordes uniformes (Fig.

12b). Este parasitoide se presentó en los meses abril y octubre de 2018 y de febrero a mayo de 2019 y se reprodujo mejor cuando las temperaturas oscilaron entre 12 y 28 °C, en el mes de febrero (Fig. 12c). Se recuperaron 329 ejemplares en total, con un porcentaje de parasitismo de esta especie sobre *M. sacchari* es de 6.068 %.

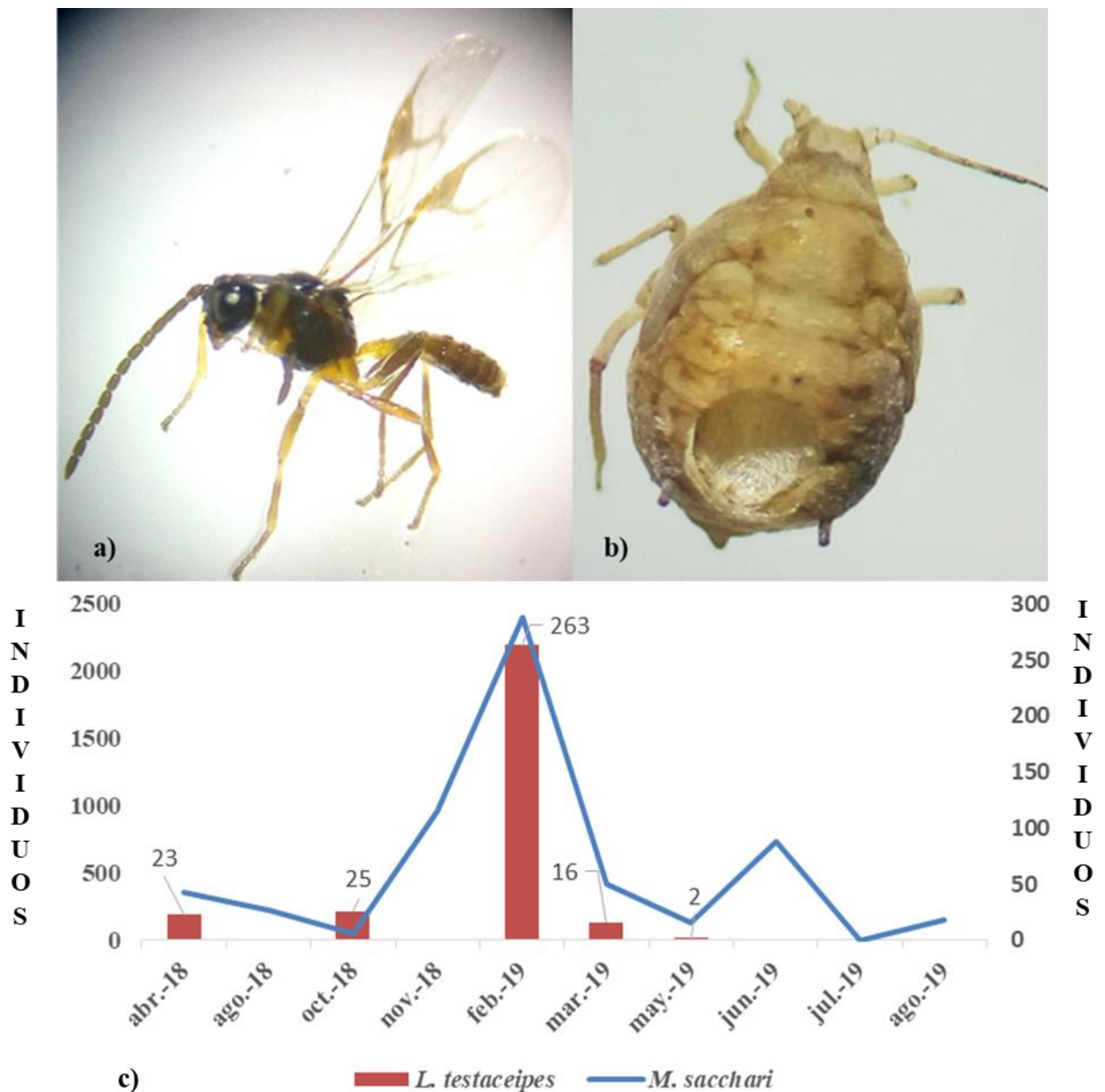


Figura 12. *Lysiphlebus testaceipes* a) hembra, b) pulgón parasitado por este parasitoide, c) fluctuación poblacional de *Lysiphlebus testaceipes* y su hospedero *Melanaphis sacchari*

Jones *et al.* (2007), indican que este braconido en campos de trigo, es capaz de parasitar al afidido *S. graminum* a una temperatura de 4 °C, mientras que el pulgón es incapaz de reproducirse, por lo que el crecimiento poblacional del parasitoide crece mientras que la población del hospedero se mantiene causando un buen control de la población de *S. graminum*. Por otra parte, Hughes *et al.* (2011), calcularon el tiempo que tarda *L. testaceipes* en completar su ciclo biológico a diferentes temperaturas desde que el hospedero es parasitado hasta la emergencia del braconido, de acuerdo con ellos, *L. testaceipes* tiene un ciclo de vida más corto entre los 20 y 28 °C, con un umbral mínimo de desarrollo para la larva a la temperatura de 5.8 °C y requiriendo 184 grados día para completar el ciclo biológico. A pesar de lo anterior, Jones *et al.* (2007), determinaron que no es posible obtener el tipo de respuesta funcional con el modelo de Holling (1959) para el parasitoide *L. testaceipes*, debido a que las temperaturas inferiores a 14 °C, afectan variablemente el rango de ataque del braconido, sin embargo, se observó una supresión de la población de *S. graminum*, debido al incremento de ataque de los parasitoides en meses de temperaturas > 14 °C, así como a la esterilidad de los áfidos parasitados y al desalojo de pulgones de la planta.

Royer *et al.* (2001), mencionan que el braconido está adaptado a climas templados y que no puede hibernar en estado adulto, no obstante, se tienen variaciones en cuanto a la “tolerancia al frío” dentro de las poblaciones ubicadas en diferentes localidades; esto concuerda con Hughes *et al.* (2010) que indican que *L. testaceipes* no tiene un rasgo de diapausa, sin embargo, su desarrollo se ralentiza a temperaturas bajas y se puede reproducir a las 24 h de emerger como adulto.

Chen *et al.* (2006) mencionan que *L. testaceipes* puede ser parasitado por himenópteros de los géneros *Asaphes* Walker, *Coruna* Walker y *Pachyneuron* Walker (Pteromalidae), *Dendrocerus* Ratzeburg (Megaspilidae), *Alloxysta* Förster, *Lytoxysta* Kieffer y *Phaenoglyphis* Förster (Figitidae) y *Syrphophagus* Ashmead (Encyrtidae). En esta investigación, la población de *L. testaceipes* se vio afectada por *Alloxysta* sp.

***Pachyneuron aphidis* y *Pachyneuron muscarum* (Hymenoptera: Pteromalidae)**

La familia Pteromalidae tiene comportamiento variado (Nicholls-Estrada, 2008): la subfamilia Spalangiinae tiene parasitoides de pupas de moscas y algunas especies se reproducen en programas de CB, la subfamilia Cleonyminae tiene especies parasitoides de coleópteros barrenadores de tallos y de himenópteros plaga; la subfamilia Microgasterinae es parasitoide de dípteros de las familias Agromyzidae, Cecidomyiidae, Tephritidae y Anthomyiidae, en cambio, la subfamilia Pteromalinae tiene especies parasitoides de Lepidoptera.

El género *Pachyneuron* tiene distribución cosmopolita, muchas de las especies que contiene el género son parasitoides primarios de pupas de dípteros, aunque también, hay especies hiperparasitoides de hemípteros esternorrincos (Kfir y Rosen, 1981).

Pachyneuron aphidis Bouché (Fig. 13) se desarrolla como parasitoide primario y como hiperparasitoide de áfidos vía Aphidiinae (Narendran *et al.*, 2007), mientras que Graham (1969) menciona que ocasionalmente parasita al afelínido *A. mali* y que con la sinonimia de *Pachyneuron minutissimum* Förster, se ha reportado asociado a los áfidos *Brevicoryne brassicae* L. y *Toxoptera aurantii* Fonsc. Noyes (2020) señala a *P. aphidis* como parasitoide primario de *Hippodamia* spp. (Coleoptera: Coccinellidae), de dípteros de las familias Agromyzidae, Cecidomyiidae y Syrphidae, tres lepidópteros y dentro del orden Hemiptera, tres especies de cóccidos, un kermésido, dos pseudocóccidos y cuatro psílidos, además de pulgones de 43 géneros distintos, siendo uno de sus hospederos, *M. sacchari*. Además de estos organismos, Noyes (2020) menciona que *P. aphidis* es hiperparasitoide por tener como hospederos a algunas especies del género *Aphelinus* Dalman (Hymenoptera: Aphelinidae), *Telenomus* Haliday (Hymenoptera: Scelionidae), encírtidos de cuatro géneros diferentes y bracónidos de 14 géneros incluyendo a cinco especies del género *Lysiphlebus* Förster. Asimismo, *P. aphidis* tiene por hospederos a hiperparasitoides figítidos pertenecientes a los géneros *Alloxysta*, *Charips* Marshall, y *Phaenoglyphis* (Noyes, 2020), en este caso, se denomina híper-hiperparasitoide (Graham, 1969). En Coahuila, García-González *et al.* (2018) reportan a *P. aphidis* como hiperparasitoide de *M. sacchari*, sin embargo, no indican cuál de los parasitoides primarios *L. testaceipes* o *A. varipes* es el hospedero de esta especie.

Se recolectaron 2269 especímenes pertenecientes a esta especie, parasitando al 41.85 % de las poblaciones de *M. sacchari*. De acuerdo con De Bach (1964), si se tiene un hiperparasitoide, al disectar al hospedero momificado, se encuentra el meconio y la exuvia del parasitoide primario. Se pudo determinar qué pulgones momificados estaban parasitados por la especie *P. aphidis* (Fig. 13b), y se realizaron disecciones (Fig. 13c). Debido a estas disecciones, esta especie se descarta como hiperparasitoide de *M. sacchari* vía *L. testaceipes*, además la cantidad de momias hiperparasitadas únicamente correspondió a la cantidad de especímenes pertenecientes al género *Alloxysta* y no se encontraron momias donde el hiperparasitoide fuera parasitado, esto debido al registro de hiper-hiperparasitoide de *P. aphidis* (Graham, 1969; Noyes, 2020).

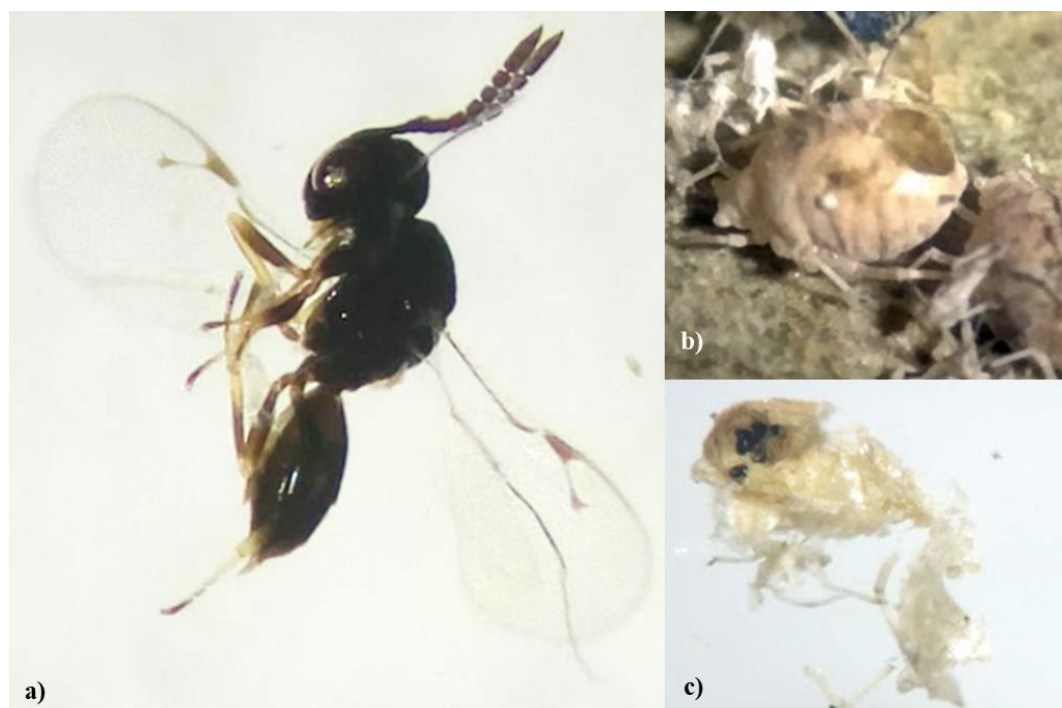


Figura 13. *Pachyneuron aphidis*, a) hábito, b) pulgón momificado, c) momia disectada

En esta investigación, se observó que *P. aphidis* actúa como parasitoide primario. Sin embargo, hace falta información sobre las condiciones en que afecta a las poblaciones de otros parasitoides primarios como *L. testaceipes* o *Aphelinus* spp., para determinar si es factible el uso de este pteromárido como agente de control biológico sin afectar a parasitoides de otras especies que se presenten de manera natural en un agroecosistema.

P. muscarum (Fig. 14a) se desarrolla como hiperparasitoide de Coccidae vía Encyrtidae, es parasitoide primario de ninfas de Psyllidae (Dzhanokmen, 2009), asimismo, Noyes (2020) indica que esta especie parasita a coleópteros de las familias Coccinellidae y Curculionidae, dípteros de las familias Agromyzidae y Chloropidae; hemípteros de las familias Aphididae, Coccidae, Eriococcidae, Kermesidae y Pseudococcidae; himenópteros de las familias Pamphilidae, Aphelinidae, Braconidae, Eulophidae y Trichogrammatidae y lepidópteros de las familias Lasiocampidae, Tortricidae e Yponomeutidae.

En el caso de *P. muscarum*, se recolectaron 1431 individuos y de ellos, también se pudo determinar las momias de donde emergieron los parasitoides, por lo que se disectaron siguiendo el criterio mencionado por De Bach (1964): si se tiene un hiperparasitoide, se encuentra el meconio y la exuvia del parasitoide primario. En la disección se encontró únicamente el meconio (Fig. 14b). Las momias son de color café, ligeramente más oscuras que las de *P. aphidis* y al igual que las de esta especie, presentaron el orificio de salida en la región dorsal del tórax, con bordes irregulares (Fig. 14c) por lo tanto, esta especie también se descarta como hiperparasitoides de *M. sacchari*. El 26.39 % de la población del afidido fue parasitado por *P. muscarum*.

P. aphidis y *P. muscarum* se diferencian en las antenas y el metasoma: Dzhanokmen (2009), señala que la antena de la hembra de *P. aphidis* tiene una fórmula 11353, es decir, un escapo, un pedicelo, tres segmentos anulares, cinco segmentos funiculares y tres segmentos en la clava, el metasoma es corto, ancho, con el peciolo más ancho que largo y, prácticamente liso, no obstante, la antena de la hembra de *P. muscarum* es 11263, es decir, hay dos segmentos anulares y seis segmentos funiculares, asimismo, el metasoma es largo con el peciolo más largo que ancho, con su superficie dorsal aciculada-reticulada. Estas especies del género *Pachyneuron* se presentaron durante casi todos los muestreos, excepto en julio 2019 por la ausencia de pulgones, asimismo, en el mes de octubre 2018, su población fue más baja que la de *L. testaceipes*. En el mes de noviembre, se encontraron 963 pulgones momificados, de los cuales, 57 aún contenían al parasitoide en su interior y únicamente emergieron especímenes de *Pachyneuron* spp. Estas especies afectaron al

68.24 % de la población total de *M. sacchari* demostrando siempre una dependencia con el afidido aun cuando la población de *M. sacchari* fue baja (Fig. 14d).

No se encontró información acerca del porcentaje de parasitismo alcanzado por *P. aphidis* o *P. muscarum* en sus diferentes hospederos, sin embargo, al tener reportes de parasitismo en diferentes especies (Dzhanokmen, 2009; Noyes, 2020) es recomendable realizar pruebas de preferencia de estos parasitoides sobre *M. sacchari* y otras plagas agrícolas de importancia, además de observar si es de fácil reproducción en condiciones de laboratorio. Únicamente *P. aphidis* se ha encontrado como parasitoide (Noyes, 2020) y como hiperparasitoide (García-González *et al.*, 2018) de *M. sacchari*. En cambio, para *P. muscarum* no hay reportes en México ni en el continente americano, asociado a alguna especie, por lo tanto, constituye este el primer registro de *P. muscarum* en el país asociado como parasitoide primario a *M. sacchari*.

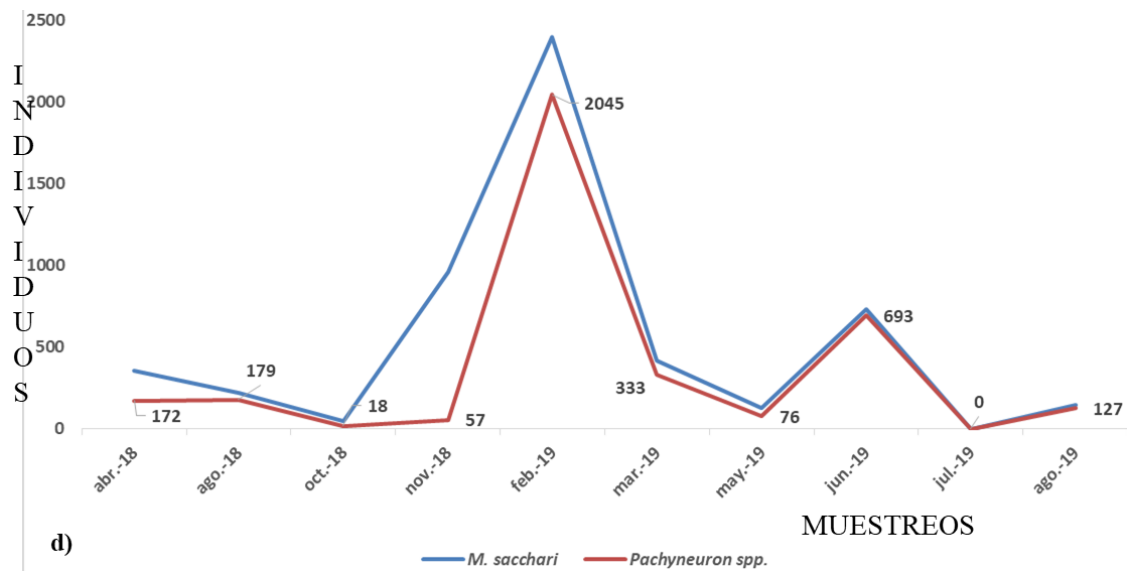
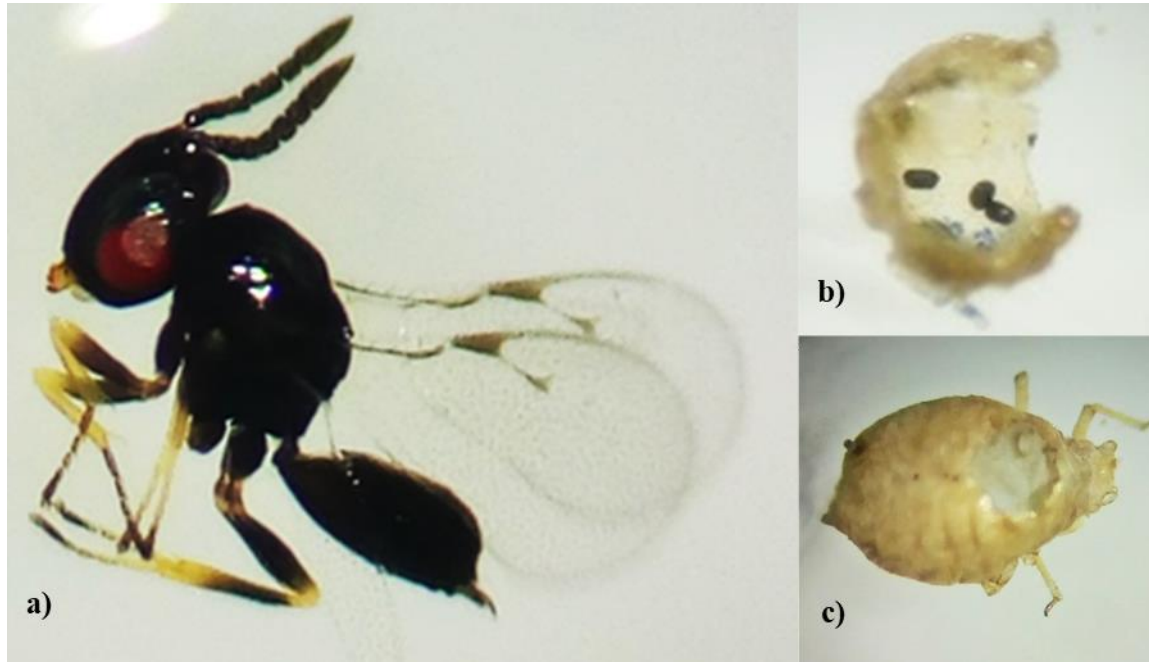


Figura 14. *Pachyneuron muscarum*, a) adulto, b) disección de un áfido parasitado por *Pachyneuron muscarum*, c) momia, d) fluctuación poblacional de *Pachyneuron spp.* en relación a la fluctuación de *Melanaphis sacchari*

***Aphelinus mali* (Hymenoptera: Aphelinidae)**

Myartseva *et al.* (2012) indican que la familia Aphelinidae contiene especies que son parasitoides primarios o hiperparasitoides de hemípteros de las familias Aleyrodidae, Aphididae, Diaspididae y Coccidae, principalmente. Muchos afelínidos tienen gran importancia como enemigos naturales de insectos fitófagos en la agricultura. De acuerdo con Noyes (2020), *A. mali* tiene aproximadamente a 28 especies de áfidos como hospederos, tres especies de diaspídidos, una de pseudocócido y dos especies de lepidópteros.

Al igual que *L. testaceipes*, *A. mali* es originario de Norteamérica y ha sido introducido a diferentes países para el control del pulgón lanígero de la manzana *Eriosoma lanigerum* Hausmann (Hemiptera: Aphididae: Eriosomatinae) (Asante y Danthanarayana, 1992), en huertas de manzana sin uso de insecticidas en Chihuahua, México, el parasitismo de *A. mali* sobre *E. lanigerum* fue de 42 % (Myartseva *et al.*, 2012), no obstante, Ordoñez-Beltrán *et al.* (2017) indican una reducción en el parasitismo realizado por esta avispa sobre el áfido en huertas de manzana de Cuauhtémoc, Chihuahua.

Singh *et al.* (2004) reportan al afelínido *A. maidis* asociado a *M. sacchari*. A nivel global, la especie *A. mali* no ha sido reportada asociada a este pulgón, por lo que este hallazgo constituye el primer reporte de este afelínido como parasitoide de *M. sacchari*.

Los pulgones parasitados por *A. mali* adquirieron un color gris al momificarse y el orificio de salida del parasitoide presentó bordes irregulares (Fig. 15c). Emergieron tres especímenes en abril 2018 y cinco individuos en el mes de mayo 2019 (Fig. 15d), con un porcentaje de parasitismo de *A. mali* sobre *M. sacchari* de 0.147 %.

Asante y Danthanarayana (1992) señalan que *A. mali* necesita 254.74 grados día para completar su ciclo biológico, tardando aproximadamente 54.35 días a una temperatura de 13 °C y 11.78 días a 30 °C. Ordoñez-Beltrán *et al.* (2017), señalan que el uso de insecticidas de amplio espectro para control de *E. lanigerum* afecta las poblaciones del parasitoide, sin embargo, en el periodo muestreado en Altamira, Tamaulipas, no se hizo ninguna aplicación de insecticida al cultivo de sorgo, por lo que la reducida presencia de *A. mali* pudiera deberse al amplio parasitismo de *Pachyneuron* spp. o por las altas temperaturas registradas en el lugar.

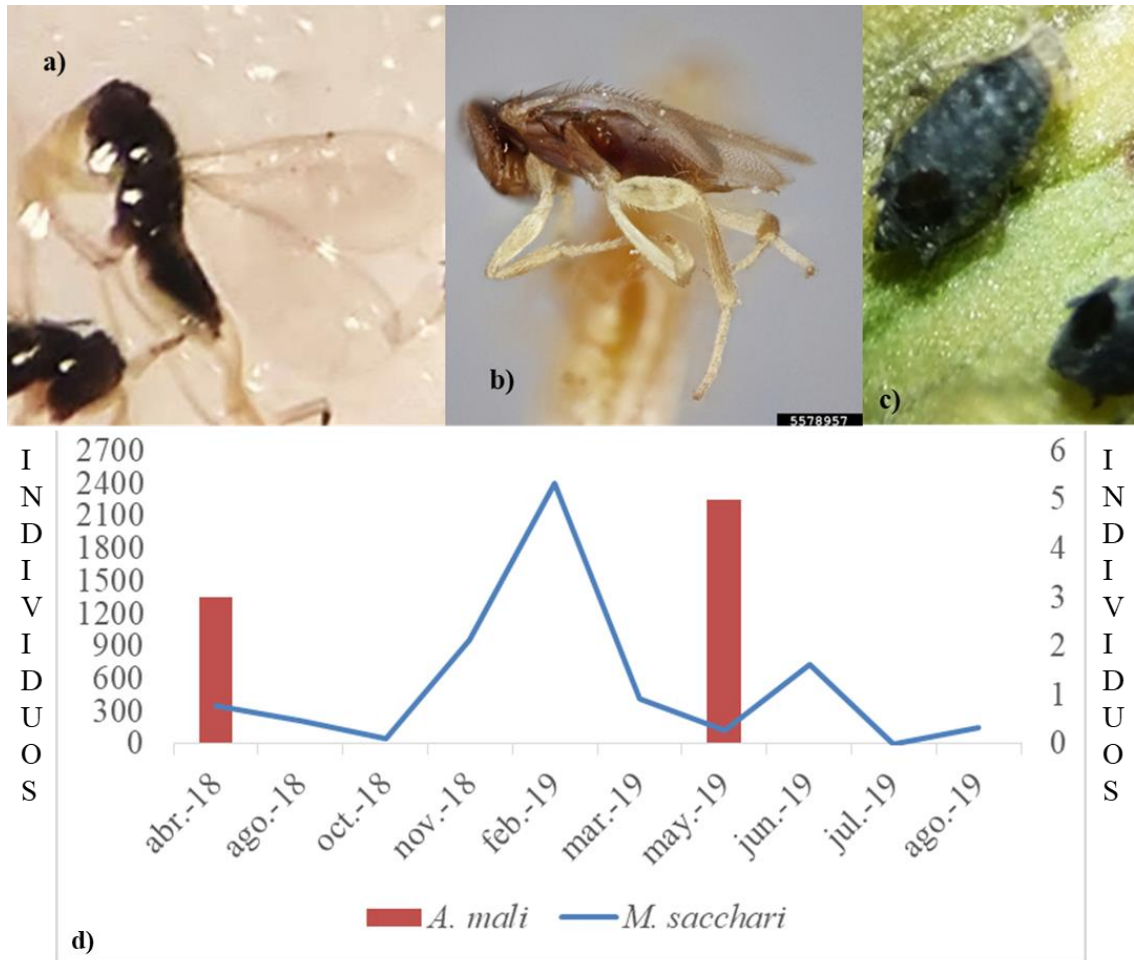


Figura 15 *Aphelinus mali* a) hábito, b) montaje (Langlois, 2020), c) momias de *A. mali*, d) fluctuación poblacional de *Melanaphis sacchari* y su parasitoide *Aphelinus mali*

***Aphelinus varipes* (Hymenoptera: Aphelinidae)**

A. varipes ha sido introducido a varios países para el control de pulgones en cereales, incluyendo *Diuraphis noxia* Kurdjumov y *S. graminum* (Myartseva *et al.*, 2012).

Röhne (2002) indica que *A. varipes* completa su ciclo de vida sobre *A. gossypii* en 17.5 días cuando la temperatura es de 20 °C y a temperaturas de 30 °C, el periodo disminuye a 9.8 días. Este autor y García-González *et al.* (2018) mencionan que las temperaturas superiores a 30 °C afectan severamente las larvas de *A. varipes* y es probable que por este motivo, se haya observado una incidencia baja de esta especie así como de *A. mali* sobre *M. sacchari*, además del alto porcentaje de parasitismo de *Pachyneuron* spp. durante todos los muestreos realizados.

A. maidis es el único parasitoide de la familia Aphelinidae asociado a *M. sacchari* reportado por Singh *et al.* (2004), sin embargo, en Texas, Bowling *et al.* (2016) mencionan a una especie de *Aphelinus* grupo *varipes* parasitando al pulgón, Maxson *et al.* (2019) identificaron a *L. testaceipes* y a *Aphelinus nigritus* Howard, que es sinonimia de *A. varipes* parasitando a *M. sacchari*. En Coahuila, México, García-González *et al.* (2018) reportan a este parasitoide junto con *L. testaceipes* asociados a *M. sacchari* y con *P. aphidis* y un encírtido como hiperparasitoides.

Al igual que en el caso de *A. mali*, el áfido parasitado por *A. varipes*, adquirió un color gris, el orificio realizado por el parasitoide es irregular y se ubica en la región dorsoposterior del hospedero (Fig. 16b). Se encontró un espécimen de esta especie en abril 2018 y 15 individuos en agosto de 2019 (Fig. 16c), con un parasitismo total de 0.295 % sobre *M. sacchari*.

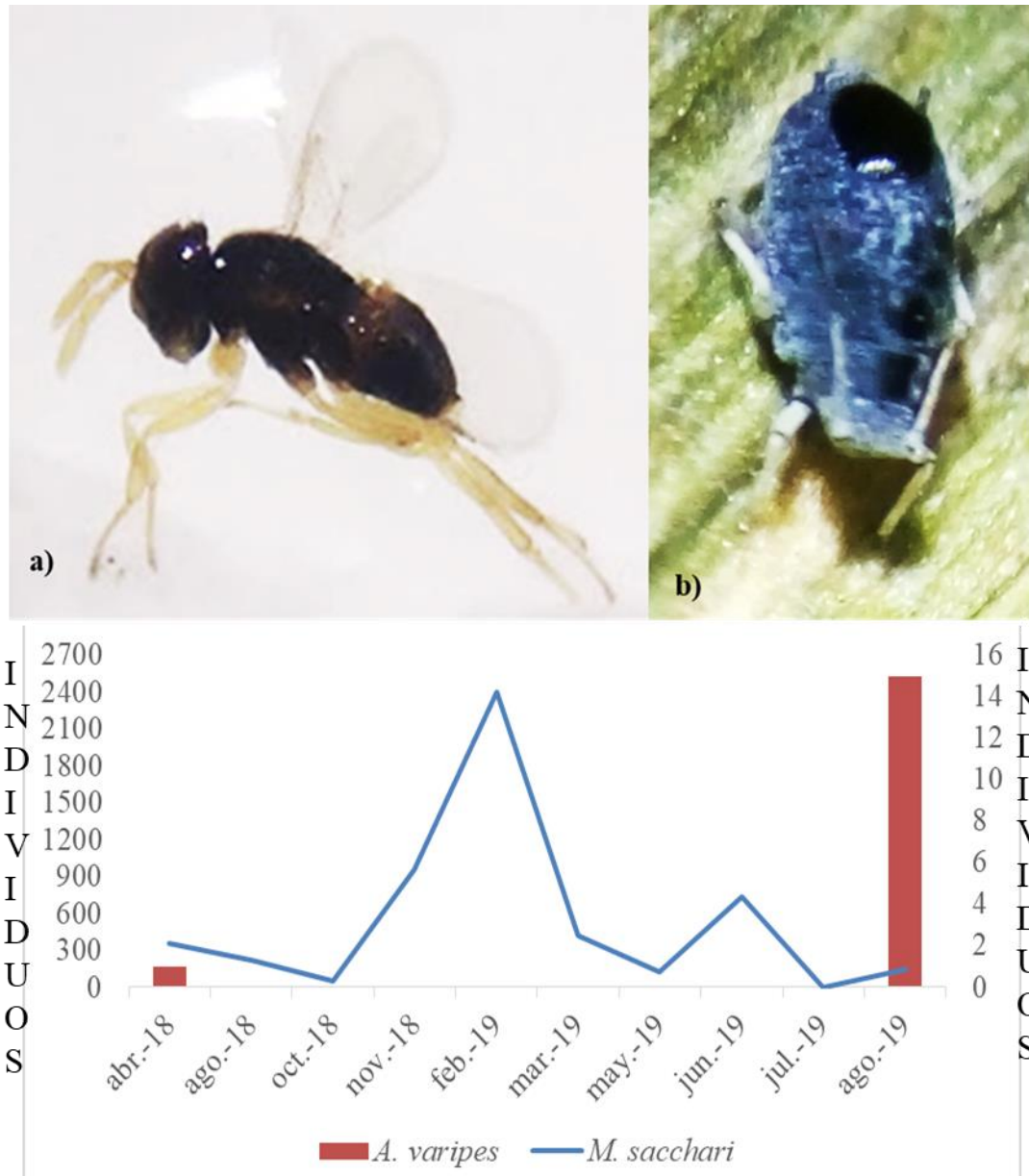


Figura 16 *Aphelinus varipes* a) hábito b) pulgón momificado, c) fluctuación poblacional de *Aphelinus varipes* y su hospedero *Melanaphis sacchari*

***Carlyleia* sp. (Hymenoptera: Eulophidae: Euderinae)**

De acuerdo con Burks *et al.* (2011), la familia Eulophidae es una de las más grandes de la superfamilia Chalcidoidea y tiene muchas especies de importancia en el control biológico de plagas agrícolas, especialmente, dípteros minadores de hojas, aunque hay especies formadoras de agallas en diferentes plantas. Los hospederos de los eulófidos pertenecen a la mayoría de los órdenes de insectos, asimismo, arácnidos y nematodos.

Gibson *et al.* (1997) indican que la subfamilia Euderinae (Hymenoptera: Eulophidae) en la región Neártica, contiene especies parasitoides primarios de lepidópteros minadores de hojas, barrenadores de brotes y frutos, coleópteros barrenadores de tallos e himenópteros formadores de agallas, también hay especies hiperparasitoides de Lepidoptera.

De acuerdo con Coote (1994), se desconoce la historia natural de este género monotípico. Se encontraron 53 especímenes pertenecientes a este género, sin embargo, no todos corresponden a la descripción dada por Coote (1994) de *Carlyleia marilandica* Girault 1917 por lo que podría tenerse otra especie además de *C. marilandica*.

Este género emergió en los meses de abril 2018, febrero y mayo 2019, sin embargo, no se pudo establecer su fluctuación poblacional. El parasitismo de *Carlyleia* sp. sobre *M. sacchari* fue de 0.977 %.

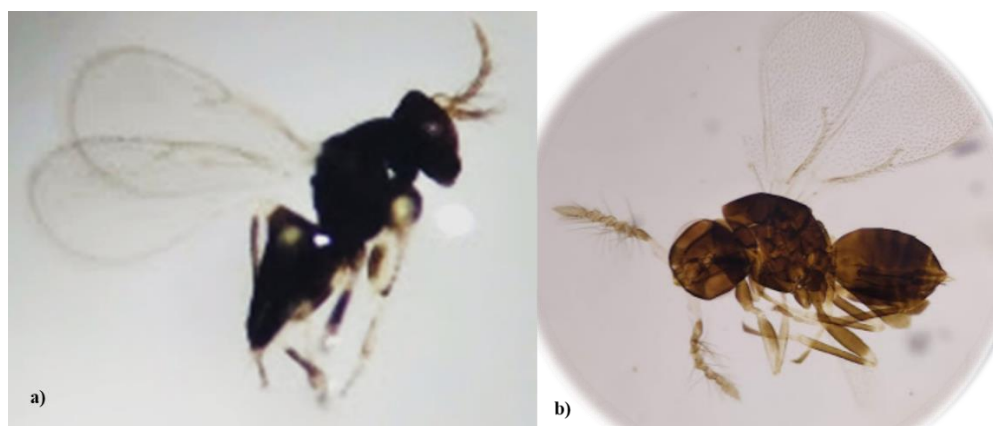


Figura 17 *Carlyleia* sp. a) hábito, b) montaje permanente

***Eriastichus* sp. La Salle (Hymenoptera: Eulophidae: Tetrastichinae)**

Los miembros de la subfamilia Tetrastichinae (Hymenoptera: Eulophidae) tienen por hospederos a unas 100 familias dentro de 10 órdenes de insectos, además de ácaros, arañas y nematodos. Además, hay especies dentro de esta subfamilia que son fitófagos o formadores de agallas e hiperparasitoides (Gibson *et al.*, 1997).

Al igual que con *Carlyleia*, no se dispone de información sobre los hospederos del género *Eriastichus* (La Salle, 1993). Se recolectaron 36 especímenes pertenecientes a este género en los meses de abril 2018, febrero y mayo 2019, pero, al igual que con *Carlyleia* sp., no se pudo establecer su fluctuación poblacional. Su porcentaje de parasitismo sobre *M. sacchari* fue de 0.645 %.



Figura 18 *Eriastichus* sp.

Avispas parasitoides de los enemigos naturales de *Melanaphis sacchari*

Nicholls-Estrada (2008) señala que los depredadores no tienen defensas contra enemigos naturales porque resultaría en una reducción en el tiempo o en la eficiencia en la búsqueda, el ataque, el consumo y el metabolismo de la presa, debido a esto, es importante identificar a las especies de avispas parasitoides que afectan a los enemigos naturales de *M. sacchari* reduciendo el impacto que tienen estos individuos sobre las poblaciones del afido, además, si se desea implementar algún programa de CB, los parasitoides de los enemigos naturales son especies no deseadas por alterar el efecto de los depredadores y parasitoides del pulgón.

Se observó la emergencia de tres especies de avispas parasitoides a partir de larvas y pupas de depredadores y de un hiperparasitoide a partir de pulgones parasitados ya momificados. Se presentan en orden filogenético y en el Apéndice III se describen ampliamente las especies.

***Diplazon laetatorius* Fabricius (Hymenoptera: Ichneumonidae: Diplazontinae)**

Los individuos de esta especie (Fig. 19) emergieron de siete pupas de sírfidos *Eupeodes* sp., de las cuales, cinco avispas emergieron en abril 2018, una en febrero y otra en marzo 2019.

De acuerdo con Cassar (2013), las hembras de *D. laetatorius* ovipositan en el huevo o el primer estadio larval del sírfido hospedero y emerge del pupario. Este icneumónido es de reproducción partenogénica, los machos se han encontrado de manera poco frecuente en India y Norteamérica (Cassar, 2013; Klopstein, 2014). Rouse y Villemant (2012) indican que este parasitoide tiene un amplio rango de hospederos dentro del orden Diptera, reportando más de 50 especies de sírfidos afidófagos, al respecto; Cassar (2013), menciona que los más frecuentes son *Episyrphus* Matsumura y Adachi, *Metasyrphus* (= *Eupeodes*) Matsumura y *Sphaerophoria* Le Peletier y Serville.

Jankowska (2004) señala que el parasitismo por *D. laetatorius* en una asociación de ocho especies de sírfidos afidófagos de *B. brassicae* que alcanza el 21.7 %, mientras que en el presente estudio se observó un parasitismo de 70 % de este icneumónido sobre los sírfidos

del género *Eupeodes* asociados a *M. sacchari*, sin embargo, en este caso, *D. laetatorius* no compete con otros parasitoides por los hospederos, mientras que en la asociación de *B. brassicae*, Jankowska (2004) reporta a otra especie del género *Diplazon* Nees (Hymenoptera: Ichneumonidae), *Pachyneuron grande* Thomson (Hymenoptera: Pteromalidae) y *Syrphophagus aeruginosus* Dalman (Hymenoptera: Encyrtidae) como parasitoides de los sírfidos afidófagos aumentando el parasitismo hasta 46.4 %.



Figura 19. *Diplazon laetatorius*

***Alloxysta* sp. (Hymenoptera: Figitidae: Charipinae)**

Koul y Dhaliwal (2004) indican que tomando a una planta como el nivel trófico primario, un insecto fitófago constituye el segundo nivel trófico y el tercero, la avispa parasitoide de este organismo, sin embargo, existe un cuarto nivel que es el hiperparasitoide. Este organismo tiene una influencia sobre los parasitoides minimizando su control respecto a los insectos fitófagos, asimismo, la presencia de hiperparasitoides puede modificar el CB de tres maneras: a) incrementando la mortalidad de parasitoides primarios, b) ampliando el rango de crecimiento de la población de áfidos de manera indirecta y c) aumentando la tendencia de dispersión de los parasitoides primarios (Ferrer-Suay *et al.*, 2016).

Los figítidos de la subfamilia Charipinae se encuentran asociados a parasitoides himenópteros en comunidades de afididos y psílidos (Fernández y Sharkey, 2006), encontrando en la tribu Alloxystini hiperparasitoides de áfidos por vía Aphidiinae (Hymenoptera: Braconidae) y Aphelininae (Hymenoptera: Aphelinidae) (Ferrer-Suay *et al.*, 2014).

Alloxysta spp. han sido reportadas como parasitoides de diferentes especies del género *Lysiphlebus* en el noroeste de la península balcánica (Ferrer-Suay *et al.*, 2013a) y Algeria (Labdaoui *et al.*, 2018), en México, Ferrer-Suay *et al.* (2013b) han informado sobre estos figítidos en los estados de Chihuahua, Coahuila, Nuevo León, Durango, Estado de México, Ciudad de México y Morelos. Asimismo, fue reportada una especie del género como hiperparasitoide de *M. sacchari* en Coahuila por García-González *et al.* (2018), sin embargo, no señalan si *L. testaceipes* o *A. varipes* fueron sus hospederos, por lo tanto, se considera este el primer registro de *Alloxysta* sp. como hiperparasitoide del áfido en Altamira, Tamaulipas por medio del parasitoide primario *L. testaceipes*.

De los 377 pulgones parasitados por *L. testaceipes* en todos los muestreos, se obtuvieron 48 individuos hiperparasitoides identificados como *Alloxysta* sp. (Fig. 20a) de los cuales, 24 individuos emergieron en abril 2018 y el resto, se obtuvo en marzo 2019, por lo tanto, *Alloxysta* sp. afectó la población de parasitoides primarios de *M. sacchari* en un 12.73 % vía *L. testaceipes*.

A diferencia de los afididos momificados parasitados por parasitoides primarios como *L. testaceipes* o *P. muscarum*, las momias con hiperparasitismo presentaron una coloración

blanquecina o una tonalidad café más clara respecto a los pulgones parasitados por las especies mencionadas (Figs. 12b y 14b), asimismo, se apreció una mancha oscura en el dorso (Fig. 20b). Al realizar la disección, se obtuvo la exuvia de la larva de *L. testaceipes* (Fig. 20c); concordando con la descripción dada por De Bach (1964) de disecciones de un organismo parasitado y uno hiperparasitado.

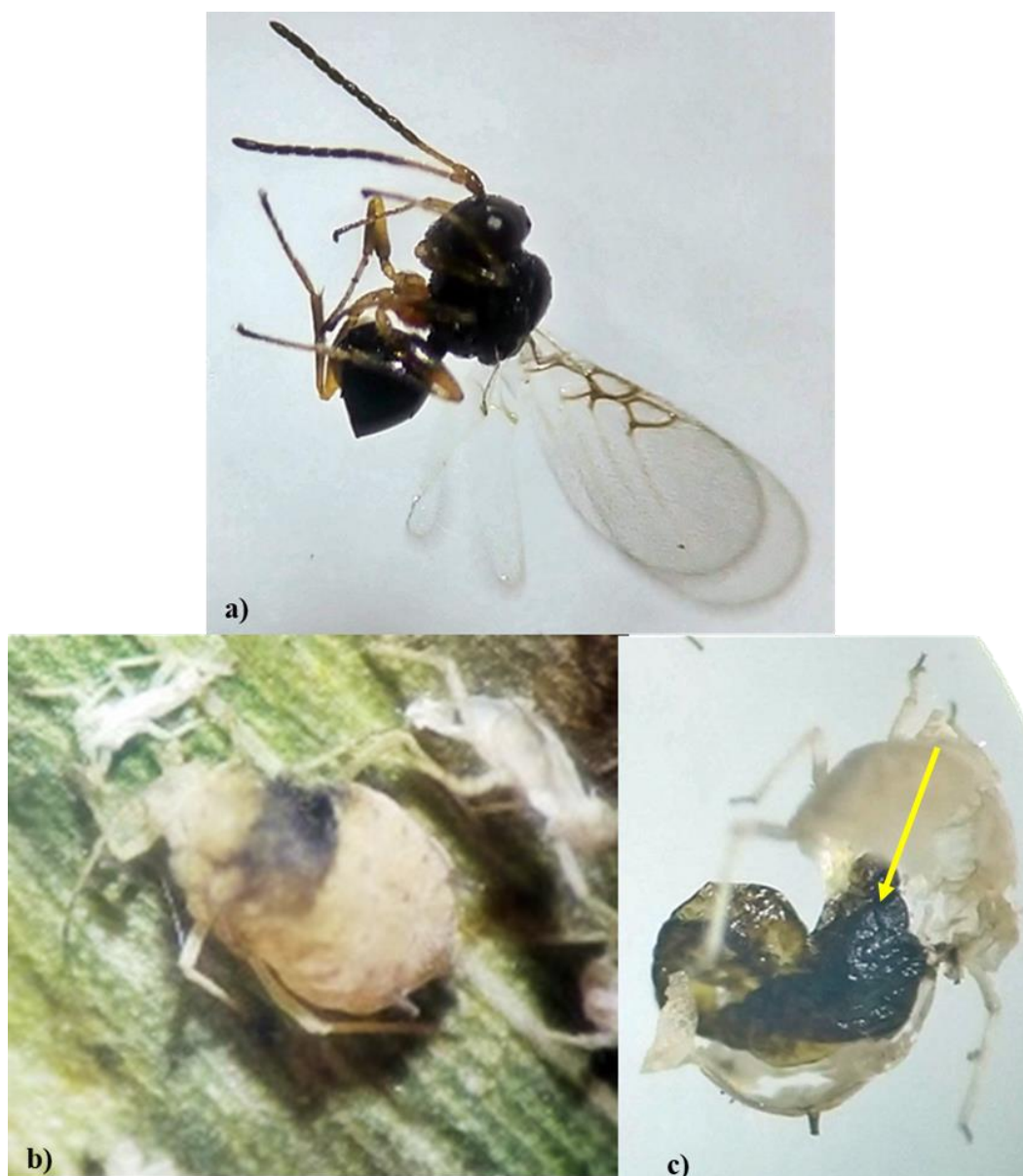


Figura 20. *Alloxysta* sp. a) hábito, b) momia de *Alloxysta* sp., c) disección del áfido momificado, la flecha señala la exuvia de la larva de *Lysiphlebus testaceipes*.

***Homalotylus albitarsus* Gahan (Hymenoptera: Encyrtidae)**

A partir de las 80 larvas de *Scymnus* sp. reunidas en 10 muestreos, se observó la emergencia de siete parasitoides de esta especie (Fig. 21) en los meses de marzo y agosto, con un porcentaje de parasitismo de 8.75 %.

Los coccinélidos pueden ser parasitados por Phoridae y Tachinidae del orden Diptera y Braconidae, Chalcididae, Encyrtidae, Eulophidae, Eupelmidae, Proctotrupidae y Pteromalidae del orden Hymenoptera (Ceryngier *et al.*, 2012). El género *Homalotylus* Mayr (Hymenoptera: Encyrtidae) tiene especies que son parasitoides primarios de larvas y pupas de varias especies de Coccinellidae (Trjapitzin y Triapitsyn, 2003), aunque también se conocen especies que atacan larvas de Chrysomelidae (Timberlake, 1919).

En México, Trjapitzin *et al.* (2008) mencionan a seis especies del género *Homalotylus*: *Homalotylus brevicauda* Timberlake, *Homalotylus cockerelli* Timberlake, *Homalotylus mexicanus* Timberlake, *Homalotylus mirabilis* Brethes, *Homalotylus shuvakhinae* Trjapitzin y Triapitsyn y *Homalotylus terminalis* Say. Para el estado de Tamaulipas, solo existen dos especies del género reportadas: *H. cockerelli* parasitando coccinélidos asociados a *Dactylopius* sp. (Hemiptera: Dactylopiidae), en la localidad La Puerta, se desconoce el municipio (Trjapitzin y Ruíz-Cancino, 2001) y *H. shuvakhinae* emergiendo de *Azya orbiger orbiger* Mulsant (Coleoptera: Coccinellidae) en el municipio de Hidalgo (Trjapitzin y Triapitsyn, 2003).



Figura 21. Hábito de *Homalotylus albitarsus*

***Homalotylus eytelweinii* Ratzeburg (Hymenoptera: Encyrtidae)**

De 33 larvas de *H. convergens* recolectadas durante los muestreos, solo una fue parasitada (Fig. 22a) en el mes de abril 2018, de la cual emergieron seis avispas identificadas como *H. eytelweinii* (Figura 22b).

De acuerdo con Noyes (2020), este encártido parasita a los dípteros *Phora fasciata* Fallen y *Phalacratophora fasciata* Fallen, los hemípteros *Nipaecoccus viridis* Nesstead, *Phenacoccus manihoti* Matile-Ferrero y *Pseudococcus* sp., los coccinélidos *Adonia variegata* Goeze, *Anatis ocellata* L., *Brumoides suturalis* L., *Cheilomenes sexmaculata* F., *Chilocorus* spp. Leach, *Coccinella septempunctata* L., *Menochilus sexmaculatus* F. y *Rodolia* spp. Mulsant, aunque en India, Srinivasan y Ravishankar (2011), reportaron a la especie parasitando a *Epilachna* sp. Chevrolat in Dejean.

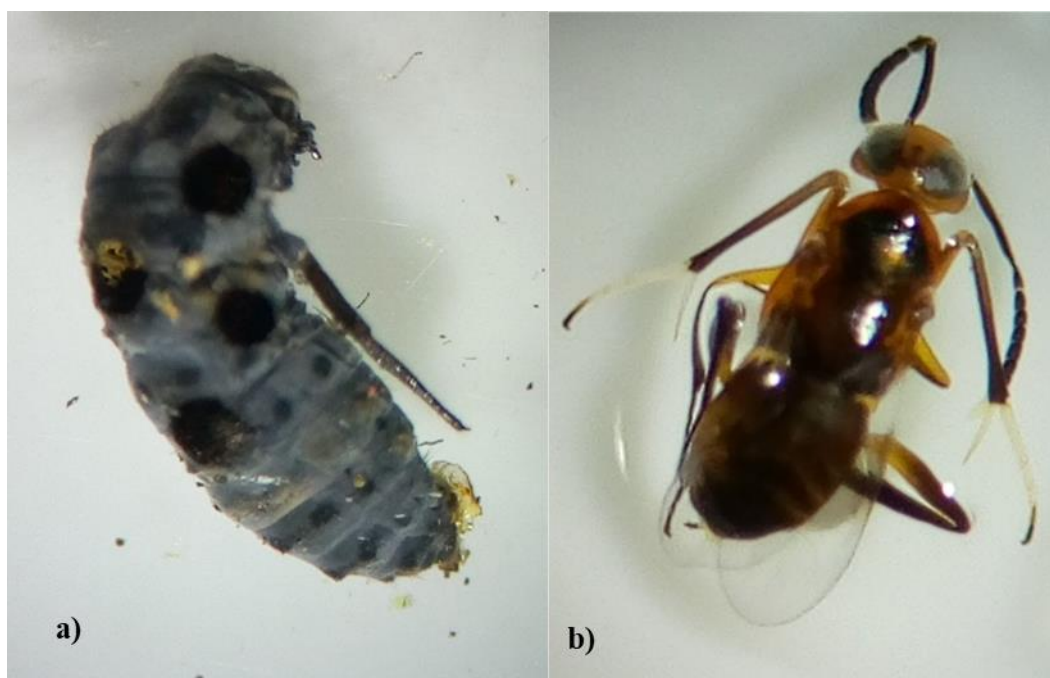


Figura 22. *Homalotylus eytelweinii* a) larva de *Hippodamia convergens* mostrando algunos orificios de salida del parasitoide, b) hábito del adulto

En esta investigación, se registra por primera ocasión a *H. eytelweinii* parasitando al coccinélido *H. convergens* y al parasitoide *H. albitarsus* asociado a *Scymnus* sp. en el cultivo de sorgo, para Altamira, Tamaulipas, México.

Además de las especies de depredadores y parasitoides ya expuestas, se encontró durante algunos muestreos, otra especie de parasitoide no relacionada a *M. sacchari* o a sus enemigos naturales, sin embargo, por haberse encontrado en el sorgo, se incluyen los datos de individuos recolectados, sin embargo, no se pudo observar qué especies actúan como sus hospederos en esta comunidad.

***Eprhopalotus* sp. Girault (Hymenoptera: Eulophidae: Entedoninae)**

La subfamilia Entedoninae (Hymenoptera: Eulophidae) incluye a la tribu Euderomphalini, cuyas especies son parasitoides de mosca blanca (Hemiptera: Aleyrodidae) (Burks *et al.*, 2011), además hay especies parasitoides de tisanópteros, de coleópteros, dípteros y lepidópteros minadores de hojas y dípteros formadores de agallas, así como depredadores de sacos de huevos de diferentes especies de arañas y ootecas de mantis (Mantodea: Mantidae) e hiperparasitoides (Gibson *et al.*, 1997).

Se recolectaron 12 individuos pertenecientes al género *Eprhopalotus* (Fig. 23a, se incluye solo el montaje de los especímenes debido a su fragilidad). La única especie neártica descrita de este género es *Eprhopalotus purpureithorax* Girault que se encontró asociada a *Cecidomyia* sp. (Diptera: Cecidomyiidae) (Girault, 1916) en agallas de *Quercus* sp. (Gibson *et al.*, 1997).

En Altamira, Tamaulipas, las vegetaciones son de los tipos: planicie costera con selva baja espinosa, selva baja caducifolia, humedales y bosque de encino (CONAFOR, 2014). La especie *Quercus oleoides* Schltld. y Cham. (Fagales: Fagaceae) es el único encino presente en este municipio y se le considera una especie de vegetación primaria o secundaria, sin embargo, los bosques de encino del sur de Tamaulipas están siendo degradados por lo que es común ver especímenes de esta especie dispersos o en poblaciones aisladas (IMEPLAN, 2019), por lo que los individuos de *Eprhopalotus* sp. pudieron haber acudido al sorgo desde los encinos cercanos a las parcelas de sorgo, atraídos por la mielecilla de los pulgones, así como los ápidos, véspidos (Fig. 23b), esfécidos e incluso moscas de la familia Calliphoridae que fueron observados en el sorgo. La descripción taxonómica de *Eprhopalotus* sp. se incluye en el Apéndice III.



Figura 23 *Ephhopalotus* sp. a) montaje permanente, b) véspido en el sorgo

Atributos ecológicos del cultivo del sorgo en Altamira, Tamaulipas

Para calcular la diversidad, heterogeneidad y uniformidad (equidad) de la comunidad de sorgo muestreada, se consideraron a *M. sacchari*, sus 15 especies de enemigos naturales y los cuatro parasitoides de los enemigos naturales ($S = 20$ especies, $N = 9780$ individuos), siendo *Ephhopalotus* sp. la única especie ignorada para este procedimiento debido a que no se asoció directamente al pulgón o a alguno de sus enemigos naturales.

Margalef (1956) indica que una propiedad de importancia esencial en el estudio de la estructura, dinamismo y evolución de las comunidades naturales es la riqueza de especies, que se puede expresar por medio de un índice de diversidad tal que sea independiente de la amplitud de la muestra sobre la que se determina. Cuando este índice tiene un valor menor a 2, se tiene una baja riqueza de especies en la comunidad y es frecuente en ecosistemas antropizados, en cambio, si el valor es superior a 5, se tiene una riqueza alta de especies Gliessman (2002). Con el índice de diversidad de Margalef (D_{mg}), el sitio muestreado obtuvo un valor de 6.3423.

De acuerdo con Gliessman (2002), el índice de Shannon busca medir la diversidad de especies, considerando la uniformidad de las mismas, basándose en la idea de que la mayor diversidad corresponde a una mayor incertidumbre en elegir de manera aleatoria a

una especie en específico. El índice formula la uniformidad de los valores de importancia por medio de todas las especies de la muestra. La diversidad con el índice de Shannon-Wiener tiene un valor de 1.2499, de acuerdo con Gliessman (2002): si el valor del índice es menor a 2, se tiene una comunidad ligeramente diversa, si el valor oscila entre 2 y 3, se considera que tiene una diversidad normal y si es mayor a 3, se considera una comunidad muy diversa.

En cambio, el índice de uniformidad de Pielou (Moreno, 2001) mide la proporción de la diversidad observada con relación a la máxima diversidad esperada que oscila entre 0, donde la comunidad es homogénea y 1 donde es muy heterogénea, es decir, corresponde a situaciones donde todas las especies son igualmente abundantes con los datos obtenidos, en el caso del sitio muestreado se obtuvo un valor de 0.4172.

Por lo tanto, el cultivo de sorgo de Altamira, Tamaulipas sin aplicación de insecticidas conforma una comunidad moderadamente heterogénea ($J' = 0.4172$), con una amplia riqueza de especies ($D_{mg} = 6.3425$), pero con poca heterogeneidad ($H' = 1.2499$), esto debido a que más del 50 % de la comunidad corresponde a *M. sacchari* con 5421 individuos, posteriormente, *P. aphidis* abarca al 23.2 % de la comunidad y *P. muscarum* al 14.63 %.

Exclusión competitiva

Gause (1934) citado por Price *et al.* (2011) desarrolló el *principio de exclusión competitiva* que dice “como resultado de una competición, dos especies similares que apenas ocupan nichos parecidos, pero se desplazan entre sí de tal manera que cada uno toma posesión de cierto tipo de alimento y modo de vida (nicho) que tiene una ventaja sobre su competidor”, esto significa que dos especies con un nicho idéntico no pueden coexistir y, como una consecuencia de la competencia interespecífica, una especie tendrá el nicho más pequeño que su nicho fundamental debido al desplazamiento competitivo a lo largo de una o más dimensiones del nicho por la otra especie.

Esto se observa en los parasitoides que actúan sobre poblaciones de *M. sacchari*: *L. testaceipes*, *A. varipes* y *A. mali*, de acuerdo con diversos autores (Royer, 2001; Asante y Danthanarayana, 1992; Röhne, 2002, respectivamente) parasitan áfidos de tercero y cuarto

estadio ninfal. Sin embargo, de *P. muscarum*, la información disponible sobre los afididos es que actúa como hiperparasitoide de especies como *Sitobion avenae* F. (Hemiptera: Aphididae) en avena, maíz y trigo y *Aphis* sp. (Hemiptera: Aphididae) en puerro (Kos *et al.*, 2012) y Noyes (2020) indica que es parasitoide primario de *Aphis fabae* Scopoli (Hemiptera: Aphididae), pero, se desconocen los estadios ninfales preferidos por el parasitoide y, para esta investigación en las observaciones realizadas no fue posible determinar qué estadios ninfales de *M. sacchari* son los que prefieren las hembras de *P. muscarum* para ovipositar.

En el caso de *P. aphidis* se encuentran citas de los registros de parasitoide primario sobre afididos, pero, los artículos completos no están disponibles de manera electrónica, por lo que no se puede acceder a la información de qué estadios prefieren parasitar las hembras de esta especie. Al igual que con *P. muscarum* no fue posible realizar estas observaciones, pero, de ambas especies se tiene la certeza de que no son hiperparasitoides en esta comunidad.

Por el gran porcentaje de parasitismo de *Pachyneuron* spp., se observa un gran desplazamiento de sus homólogos: *L. testaceipes*, *A. varipes* y *A. mali*, al compararse las Figuras 12c, 14d, 15c y 16c, además de que *Pachyneuron* spp. se desarrollaron en un amplio rango de temperatura: 8 a 39 °C, a diferencia de *L. testaceipes* que se desarrolló mejor en el mes de febrero y *A. varipes*, cuyas larvas se ven afectadas con temperaturas superiores a 30 °C, sin embargo, no hay literatura disponible respecto a qué temperaturas afectan también el desarrollo de *A. mali*. Los pteromálidos únicamente se ausentaron por la falta de poblaciones del hospedero en el mes de julio, cuando se inició el segundo ciclo de cultivo.

Asante y Danthararayana (1992) mencionan que tanto los depredadores como los parasitoides, generalmente, tienden a tener actividad y desarrollo en un rango más grande de temperaturas que su presa u hospedero, esto concuerda con el desarrollo de *L. testaceipes* sobre *S. graminum* observado por Jones *et al.* (2007) a una temperatura de 4 °C, pero con las observaciones realizadas de *Pachyneuron* spp. asociados a *M. sacchari*, las temperaturas registradas durante el periodo muestreado, no fueron tan bajas como para detener el desarrollo del áfido y el umbral de desarrollo de los parasitoides *Pachyneuron* spp. se desconoce sobre otras especies.

Además de estos argumentos, *L. testaceipes*, a diferencia de los demás parasitoides, es afectado por *Alloxysta* sp. y se desconoce si los pulgones de Altamira, Tamaulipas tienen la simbiosis con *H. defensa*, pues si la bacteria está presente en las poblaciones del afido, la población de *L. testaceipes* estaría siendo perjudicada por la bacteria además del hiperparasitoides.

CONCLUSIÓN

1. Se logró identificar taxonómicamente a enemigos naturales de *M. sacchari*, pertenecientes a las familias Anthocoridae, Coccinellidae, Chrysopidae, Hemerobiidae, Braconidae, Pteromalidae, Aphelinidae, Eulophidae y Syrphidae.
2. Se identificaron siete parasitoides asociados al pulgón *M. sacchari* en el cultivo de sorgo: *L. testaceipes*, *P. aphidis*, *P. muscarum*, *A. mali*, *A. varipes*, *Carlyleia* sp. y *Eriastichus* sp.
3. Los parasitoides *P. aphidis* y *P. muscarum* tuvieron el mayor parasitismo natural sobre poblaciones de pulgón amarillo *M. sacchari*.
4. El cultivo de sorgo de Altamira, Tamaulipas sin aplicación de insecticidas conforma una comunidad ligeramente heterogénea, con una moderada diversidad, no obstante, algunas especies son muy abundantes.
5. *M. sacchari* como hospedero de *A. mali* es un nuevo registro de hospedero a nivel global.
6. *Alloxysta* sp. sobre *L. testaceipes* en Altamira, Tamaulipas es nuevo registro
7. *H. albitarsus* sobre *Scymnus* sp. y *H. eytelweinii* sobre *H. convergens* se reportan por primera vez en el estado de Tamaulipas.
8. El registro de *P. muscarum* es nuevo para el hospedero a nivel global.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Almaraz-Valle, V. M., Lomelí-Flores, J. R., Rodríguez-Leyva, E., Vanegas-Rico, J. M., Vázquez-Navarro, J. M. 2019. Voracidad de dos especies de hemeróbidos (Neuroptera: Hemerobiidae) sobre *Melanaphis sacchari* (Hemiptera: Aphididae). II Congreso Nacional de Entomología Aplicada. Morelia, Mich., México
- Anis, S. B. y Hayat, M. 1998. The Indian species of *Homalotylus* (Hymenoptera: Encyrtidae). *Oriental Insects*. 32 (1): 191-218.
- Asante, S. K. y Danthanarayana, W. 1992. Development of *Aphelinus mali* an endoparasitoid of woolly apple aphid, *Eriosoma lanigerum* at different temperatures. *Entomologia Experimentalis et Applicata*. 65: 31-37
- Bautista-Bautista, E., Espinosa-Vázquez, G., González-Hernández, H., Almaraz-Valle, V. M., Acosta-Rams, M., Ramírez-Alarcón, S. 2019. Respuesta funcional de *Nusalala ghioi* (Neuroptera: Hemerobiidae) sobre *Melanaphis sacchari* (Hemiptera: Aphididae). II Congreso Nacional de Entomología Aplicada. Morelia, Mich., México
- Berlanga-Padilla, A. M., Ayala-Zermeño, M. A., Gallou, A., Serna-Domínguez, M. G., Montesinos-Matias, R. y Arredondo-Bernal, H. C. 2016. Identificación de *Lecanicillium longisporum* asociado a *Melanaphis sacchari* (Hemiptera: Aphididae) en sorgo. *Revista Mexicana de Micología*. 44: 51-54
- Blackman R.L. y Eastop V.F. 2006. *Aphids on the World's Herbaceous Plants and Shrubs*. Volume 2 The aphids. Reino Unido: John Wiley & Sons. 1450 pp
- Bodlah, I, Naeem M. y Mohsin A. 2012. *Distribution, Hosts and Biology of Diaeretiella rapae (M'Intosh) (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae) in Punjab, Pakistan*. *Pakistan Journal of Zoology* 44 (5): 1307 - 1315
- Bowling, R. D., M. J. Brewer, D. L. Kerns, J. Gordy, N. Seiter, N. E. Elliott, G. D. Buntin, M. O. Way, T. A. Royer, S. Biles, y Maxson E. 2016. Sugarcane aphid (Hemiptera: Aphididae): a new pest on sorghum in North America. *Journal of Integrated Pest Management*. 7: 1-13.
- Burks, R. A., Heraty, J. M., Gebiola, M. y Hansson, C. 2011. Combined molecular and morphological phylogeny of Eulophidae (Hymenoptera: Chalcidoidea), with focus on the subfamily Entenodinae. *Cladistics* 27: 581- 605
- Carrasco, N., Zamora, M. y Melín, A. 2011. *Manual de sorgo*. Argentina. Ediciones INTA. 105 p.
- Cassar, T. 2013. *Diplazon laetatorius* (Fabricius, 1781) – new record of an Ichneumonidae from Malta (Hymenoptera). *Bull. Ent. Soc. Malta*. 6: 148

- Ceryngier, P., Roy, H. E. y Poland, R. L. 2012. Natural enemies of ladybird beetles. En: Hodek, I., van Emden, H. F. y Honěk (Eds.) 2012. Ecology and behavior of the ladybird beetles (Coccinellidae). Wiley-Blackwell. 599 p.
- Chen, Y., Pike, K. S., Greenstone, M. H., y Shufran, K. A, 2006. Molecular markers for identification of the hyperparasitoids *Dendrocerus carpinteri* and *Alloxysta xanthopsis* in *Lysiphlebus testaceipes* parasitizing cereal aphids. *BioControl*. 51: 183:194
- Clausen, C. P. 1972. Entomophagous insects. Estados Unidos de América. Hafner Publishing Company. 698 p.
- Colares, F., Michaud, J. P., Bain, C. L. y Torres, J. B. 2015. Indigenous aphid predators show high levels of preadaptation to a novel prey, *Melanaphis sacchari* (Hemiptera: Aphididae). *Journal of Economic Entomology*. 108 (6):2546-2555
- Comisión Nacional Forestal. 2014. Inventario Estatal Forestal y de Suelos - Tamaulipas. Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales. México. 178 pp.
- Comité Estatal de Sanidad Vegetal de Guanajuato (sin fecha) Guía para el manejo del pulgón amarillo del sorgo. México. 22 pp
- Coote, L. D. 1994. Review of Nearctic genera of Euderinae (Hymenoptera: Eulophidae), with descriptions of two new species of *Allocerastichus* Masi, and redescription of *Carlyleia marilandica* Girault. *Canadian Journal of Zoology*. 72. 1044 – 1054
- Cortez-Mondaca, E., López-Buitimea, M., López-Arroyo, J. I., Orduño-Cota, F. J. y Herrera-Rodríguez, G. 2016. Especies de Chrysopidae asociadas al pulgón del sorgo en el norte de Sinaloa, México. *Southwestern Entomologist* 41 (2): 541-545
- De Bach, P. 1964. Biological Control of insect pests and weeds. Chapman & Hall, London. 949 pp.
- Delgado-Ramírez, C. S., Salas-Araiza, M. D., Martínez-Jaime, O. A., Díaz-García, J. A., Guzmán-Mendoza, R. y Salazar-Solís, E. 2016. Consumo de *Melanaphis sacchari* (Hemiptera: Aphididae) por *Hippodamia convergens* (Coleoptera: Coccinellidae) y *Chrysoperla carnea* (Neuroptera: Chrysopidae). *Entomología Mexicana*. 3: 369-374
- Dzhanokmen, K. A. 2009. Review of Kazakhstan species of the genus *Pachyneuron* (Hymenoptera: Chalcidoidea: Pteromalidae). *Zoosystematica Rossica* 18 (1): 73-82
- Esparza, G., Viguera, A. L. y Portillo, L. 2008. *Salpingogaster cochinelivora* Guérin-Méneville (Syrphidae) entomófago de Dactylopiidae y su confusión con los géneros *Baccha* sp. y *Allograpta* sp. En: Llanderal, C., Zetina, D. H., Viguera, A. L. y Portillo, L. (Eds.). Grana cochinilla y colorantes naturales. Colegio de Postgraduados. México. 123 pp

- Fernández, F. y M. J. Sharkey (Eds.). 2006. Introducción a los Hymenoptera de la región Neotropical. Universidad Nacional de Colombia. Bogotá, Colombia. 893 pp.
- Ferrer-Suay, M., Jankovic, M., Selfa, J., Seco-Fernández, M. V. y Pujade-Villar, J. 2016. Two new records of *Alloxysta* (Hymenoptera: Cynipoidea: Figitidae: Chaaripinae) from Colombia. *Revista Colombiana de Entomología*. 42 (1): 95-96
- Ferrer-Suay, M., Selfa, J., Tomanović, Ž., Janković, M., Kos, K., Rakhshani, E. y Pujade-Villar, J. 2013a. Revision of *Alloxysta* from the north-western Balkan Peninsula with description of two new species (Hymenoptera: Figitidae: Charipinae). *Acta Entomologica Musei Nationalis Pragae*. 53(1): 347-368
- Ferrer-Suay, M., Selfa, J., Equihua-Martínez, A., Estrada-Venegas, E., Lomelí-Flores, R., Peñas-Martínez, R. y Pujade-Villar, J. 2013b. Charipinae (Hymenoptera: Cynipoidea: Figitidae) from Mexico with description of three new species. *Ann. Entomol- Soc. Am.* 106 (1): 26-41
- Ferrer-Suay, M., Selfa, J. y Pujade-Villar, J. 2019. Keys to world Charipinae (Hymenoptera, Cynipoidea, Figitidae). *Zookeys*. 822: 79-139
- Fülöp, D., Mikó, I., Seltmann, K., Péntzes, Z. y Melika, G. 2013. The description of *Alloxysta chinensis*, a new Charipinae species from China (Hymenoptera, Figitidae). *Zootaxa* 3637 (3): 394-400
- García-González, F., Ramírez-Delgado, M., Cortez-Madrigal, H. y Ramírez-Ahuja, M. L. 2018. New reports of parasitoids and hyperparasitoids of *Melanaphis sacchari* (Zehntner) in Mexico. *Southwestern Entomologist* 43 (3):787-790.
- Gibb, T.J. y Oseto, C.Y. 2006. *Arthropod Collection and Identification Field and Laboratory Techniques*. Reino Unido: Academic Press. 325 pp
- Gibson, G. A. P., I. T. Huber and J. B. Woolley (Eds). 1997. *Annotated Keys to the Genera of Nearctic Chalcidoidea (Hymenoptera)*. NRC Research Press, Ottawa, Ontario, Canada. pp. 794.
- Girault, A. A. 1916. Descriptions of miscellaneous North American Chalcidoid Hymenoptera of the family Eulophidae. *Proceedings U. S. National Museum*. 51 (2140): 39 – 52
- Gliessman, S. R. (2002). *Agroecología: procesos ecológicos en agricultura sostenible*. Costa Rica. CATIE.
- Graham, M. W. R. D. V. 1969. The Pteromalidae of North-Western Europe (Hymenoptera: Chalcidoidea). *Bulletin of the British Museum (Natural History) Entomology*. 16. 909 p.

- Gumovsky, A. V. 2001. The status of some genera allied to *Chrysonotomyia* and *Closterocerus* (Hymenoptera: Eulophidae, Entedoninae), with description of a new species from Dominican Amber. *Phegea* 29 (4): 125 – 141
- Hansson, C. 1998. A new genus and species of Entedoninae (Hymenoptera: Eulophidae) from the Neotropical region. *Proceedings of Entomological Society of Washington*. 100 (4): 689 – 694
- Haar, P. J., Bowling, R., Gardner, W. A. y Buntin, G. D. 2018. Epizootics of the entomopathogenic fungus *Lecanicillium lecanii* (Hypocreales: Clavicipitaceae) in sugarcane aphid (Hemiptera: Aphididae) populations infesting grain sorghum in Georgia and Texas. *Journal of Entomological Science*. 53 (1): 104-106
- Herring, J. L. 1976. Keys to genera of Anthocoridae of America North of Mexico, with description of a new genus (Hemiptera: Heteroptera). *The Florida Entomologist*. 59 (2): 143-150
- Hofsvang, T., Godonou, I., Tapa-Yotto, G. T. y Sæthre, M.-G. 2014. The native hyperparasitoid complex of the invasive aphid parasitoid *Lysiphlebus testaceipes* (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae) in Benin, West Africa. *Journal of Tropical Insect Science*. 34 (1): 9-13
- Holling, C. S. 1959. Some characteristics of simple types of predation and parasitism. *The Canadian Entomologist*. 91, 385-398.
- Hughes, G. E., Sterk, G., Bale, J. S. 2011. Thermal biology and establishment potential in temperate climates of the aphid parasitoid, *Lysiphlebus testaceipes*. *BioControl*. 56: 19-33
- Hunsberger G. B. A. y Peña E. J. 1997. *Catolaccus hunteri* (Hymenoptera: Pteromalidae), a parasite of *Anthonomus macromalus* (Coleoptera: Curculionidae) in South Florida. *Florida Entomologist* 80(2): 301-304.
- Instituto Metropolitano de Planeación del Sur de Tamaulipas. 2019. Catálogo de Biodiversidad Zona Conurbada: Altamira - Ciudad Madero - Tampico. México. 418 p.
- Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias. 2015. El pulgón amarillo, una nueva plaga del sorgo en México. *Boletín electrónico*. (16) 3 p.
- Instituto para la Innovación Tecnológica en Agricultura. 2015. Pulgón Amarillo del Sorgo (*Melanaphis sacchari*) Una nueva plaga del sorgo mexicano. Disponible en: <https://www.intagri.com/articulos/fitosanidad/pulgón-amarillo-sorgo#sthash.Zzt2iWcp.7JCz1KyT.dpbs>
- Jankowska, B. 2004. Parasitoids of aphidophagous Syrphidae occurring in cabbage aphid (*Brevicoryne brassicae* L.) colonies on cabbage vegetables. *Journal of Plant Protection Research*. 44 (4): 299 - 305

- Jones, D. B., Giles, K. L., Elliott, N. C. y Payton, M. E. 2007. Parasitism of greenbug, *Schizaphis graminum*, by the parasitoid *Lysiphlebus testaceipes* at winter temperatures. *Environmental Entomology*. 36 (1): 1-8
- Kfir, R. y Rosen, D. 1981. Biology of the hyperparasite *Pachyneuron concolor* (Förster) (Hymenoptera: Pteromalidae) reared on *Microterys flavus* (Howard) in brown soft scale. *Journal of the Entomological Society of Southern Africa*. 44 (1):151-163
- Klopfstein, S. 2014. Revision of the Western Palaearctic Diplazontinae (Hymenoptera, Ichneumonidae). *Zootaxa*. Nueva Zelanda. 143 p.
- Kos, K., Petrović-Obradović, Žikić, V., Petrović, A. Trdan, S. y Tomanović, Ž. 2012. Review of interactions between host plants, aphids, primary parasitoids and hyperparasitoids in vegetable and cereal ecosystems in Slovenia. *Journal of Entomological Research Society*. 14 (3): 67-78
- Koul, O. y Dhaliwal, G. S. 2004. *Advances in Biopesticide Research*. Vol. III: Predators and Parasitoids. Londres. Taylor & Francis. 187 p.
- Labdaoui, Z. E., Guenaoui, Y., Ferrer-Suay, M., Selfa, J. y Pujade-Villar, J. 2018. First record and new hosts relationships of *Alloxysta brevis* (Thompson, 1862) (Hymenoptera: Cynipoidea: Figitidae: Charipinae) from Algeria. *Butlletí de la Institució Catalana d'Història Natural*. 82: 63-66
- Langlois, P. 2020. Chalcid wasp (*Aphelinus mali*) (Haldeman). Museum Collections: Hymenoptera, USDA APHIS PPQ. Disponible en: <https://www.forestryimages.org/browse/detail.cfm?imgnum=5578956>
- Larson, D. J. 2013. Key to lady beetles (Coleoptera: Coccinellidae) of Saskatchewan. *Entomological Society of Saskatchewan*. 37 p.
- La Salle, J. 1993. North American genera of Tetrastichinae (Hymenoptera: Eulophidae). *Journal of Natural History*. 28: 109-236
- López-Gutiérrez D. R., Salas-Araiza M. D., Martínez-Jaime O. A., y Salazar-Solís E. 2016. Géneros de Aphidiidae (Hymenoptera) parasitando al pulgón amarillo de la caña de azúcar *Melanaphis sacchari* Zehntner, 1897 (Hemiptera: Aphididae) en Irapuato, Guanajuato, México. *Revista Entomología Mexicana*. 3: 365-368.
- Magurran, A. E. 2004. *Measuring Biological Diversity*. Blackwell Science Ltd a Blackwell Publishing company. United Kingdom. 256 p.
- Margalef, R. 1956. Información y diversidad específica en las comunidades de organismos. *Inv. Pesq*. 3: 99-106.
- Mmmmmmm
- Maxson, E. L., Brewer, M. J., Rooney, W. L. y Wooley, J. B. 2019. Species composition and abundance of the natural enemies of sugarcane aphid, *Melanaphis sacchari*

- (Zehnter) (Hemiptera: Aphididae), on sorghum in Texas. Proceedings of the Entomological Society of Washington. 121 (4): 657-680 DOI 10.4289/0013-8797.121.4.657
- Maya-Hernández, V., y Rodríguez-del-Bosque L. A. 2014. Pulgón amarillo: una nueva plaga del sorgo en Tamaulipas. Centro de Investigación Regional Noreste, campo experimental Río Bravo. Desplegable para productores. INIFAP/CIRNE: A-532.
- Medina, R. F., Armstrong, S. J. y Harrison, K. 2017. Genetic population structure of sugarcane aphid *Melanaphis sacchari*, in sorghum, sugarcane and Johnsongrass in the continental USA. The Netherlands Entomological Society Entomologia Experimentalis et Applicata. 1–8. DOI 10.1111/eea.12547
- Mengual, X. y Thompson, F. C. 2011. Carmine cochineal killers: the flower fly genus *Eosalpingogaster* Hull (Diptera: Syrphidae) revised. Systematic Entomology. 36: 713-731
- Moreno, C. E. 2001. Métodos para medir la biodiversidad. M&T–Manuales y Tesis SEA, vol. 1. Zaragoza, 84 Pág.
- Myartseva, S. N., Ruíz-Cancino, E., Coronado-Blanco, J. M. 2012. Aphelinidae (Hymenoptera: Chalcidoidea) de importancia agrícola en México. Revisión y claves. México. Departamento de Fomento Editorial de la UAT. 412 p.
- Narendran, T. C., Santhosh, S., Abhilash, P., Sheeba, M., Jiley, M. C. 2007. A review of *Pachyneuron* species (Hymenoptera: Pteromalidae) of Middle East. J. Environ. & Sociobiol. 4(2): 119-138
- Nibouche, S., Mississippi, S., Fartek, B., Delatte, H., Reynaud, B. y Costet, L. 2015. Host plant specialization in the sugarcane aphid *Melanaphis sacchari*. PLoS ONE 10(11): e0143704. DOI: 10.1371/journal.pone.0143704
- Nibouche S, Costet L, Holt JR, Jacobson A, Pekarcik A, Sadeyen J, Armstrong, J. S., Peterson, G. C., McLaren, N. y Medina, R. F. 2018. Invasion of sorghum in the Americas by a new sugarcane aphid (*Melanaphis sacchari*) superclone. PLoS ONE 13(4): e0196124 DOI 10.1371/journal.pone.0196124
- Nicholls-Estrada, C. 2008. Control biológico de insectos: un enfoque agroecológico. Universidad de Antioquia. Colombia. 278 pp.
- Noyes, J. S. 1982. Collecting and preserving chalcid wasps (Hymenoptera: Chalcidoidea). Journal of Natural History, 16: 315–334.
- Noyes, J. S. 2020. Universal Chalcidoidea Database. World Wide Web electronic publication. Disponible en: <http://www.nhm.ac.uk/our-science/data/chalcidoids/database/>

- Ordoñez-Beltrán, M. F., Jacobo-Cuéllar, J. L., Quintana-López, E., Parra-Quezada, R. Á., Guerrero-Prieto, V. M. y Ríos-Velasco, C. 2017. Enemigos naturales asociados al pulgón lanífero en huertos de manzano con diferente manejo de plagas. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*. 8 (4): 799-809
- Peña-Martínez R., Lomelí-Flores, J. R., Bujanos-Muñiz R., Muñoz-Viveros, A. L., Vanegas-Rico, J. M., Salas Monzón, R., Hernández-Torres, O. E., Marín-Jarillo, A. e Ibarra-Rendón J. E. 2018. Pulgón amarillo del sorgo, (PAS), *Melanaphis sacchari* (Zehntner, 1897), interrogantes biológicas y tablas de vida. *Fundación Guanajuato Produce A.C. México*. 47 p.
- Peña-Martínez R., Muñoz-Viveros A.L., Bujanos-Muñiz R., Luévano-Borroel J., Tamayo-Mejía F. y Cortez-Mondaca E. 2016. Formas sexuales del complejo del pulgón amarillo del sorgo, *Melanaphis sacchari/sorghii* en México. *Southwestern Entomologist* 41(1): 127-132
- Peña-Martínez, R. Villegas-Jiménez, N. and Lomelí-Flores, J. R. 2000. Técnicas de colecta, montaje y preservación de pulgones y algunos de sus enemigos naturales. En: Arredondo-Bernal, H. C., Mellín-Rosas, M. A., Pérez-Serrato, P. and Martínez-Soriano, J. P. (Eds). 2000. Control biológico del pulgón café *Toxoptera citricida*, vector del virus de la tristeza de los cítricos. México, D. F. Comisión Nacional de Sanidad Agropecuaria. 149 p.
- Price, P. W., Denno, R. F., Eubanks, M. D., Finke, D. L. y Kaplan, I. 2011. *Insect Ecology behavior, populations and communities*. Reino Unido. University Press.
- Provisor-Bermúdez Y., y López Martínez. 2016. Primer registro de *Hippodamia convergens* y *Cycloneda sanguinea* (Coleoptera: Coccinellidae), como depredadores de *Melanaphis sacchari* (Hemiptera: Aphididae), en sorgo, en Morelos, México. *Acta Agrícola y Pecuaria* 2 (2): 51-53.
- Putra, N. S. y Yasuda, H. 2006. Effects of prey species and its density on larval performance of two species of hoverfly larvae, *Episyrphus balteatus* de Geer and *Eupeodes corollae* Fabricius (Diptera: Syrphidae). *Applied Entomology and Zoology*. 41 (3): 389-397
- Quijano-Carranza J.A., Pecina-Quintero V., Bujanos-Muñiz R., Marín-Jarillo, A. y Yáñez-López R. 2017. Guía 2017 para el manejo del pulgón amarillo del sorgo. Comité Técnico de Pulgón Amarillo del Sorgo en Guanajuato. México. 40 pp
- Rodríguez-del-Bosque, L. A. y Terán-Vargas, A. P. 2018. Manejo integrado del pulgón amarillo del sorgo en Tamaulipas. INIFAP. 88 pp.
- Rodríguez-Palomera M., Cambero-Campos J., Luna-Esquivel G., Estrada-Virgen O., De Dios-Ávila N. y Cambero-Ayón C. 2016 Coccinélidos depredadores del pulgón amarillo del sorgo *Melanaphis sacchari* (Zehntner) (Hemiptera: Aphididae) en Nayarit, México *Revista Entomología Mexicana*. 3: 365-368.

- Rodríguez-Vélez J. M., Rodríguez Vélez B., Sarmiento Cordero M. A., Palomares Pérez y Arredondo Bernal H. C. 2016 Species of Coccinellidae (Coleoptera: Cucujoidea) associated with *Melanaphis sacchari* Zehntner (Hemiptera: Aphididae) in Tamaulipas, Mexico. *Entomological News* 126 (2): 97-105.
- Röhne, O. 2002. Effect of temperature and host stage on performance of *Aphelinus varipes* Förster (Hym., Aphelinidae) parasitizing the cotton aphid, *Aphis gossypii* Glover (Hom., Aphididae). *J. Appl. Ent.* 126. 572-576.
- Rousse, P. y Villemant, C. 2012. Ichneumons in Reunion Island: a catalogue of the local Ichneumonidae (Hymenoptera) species, including 15 new taxa and a key to species. *Zootaxa*, 3278: 1-57.
- Royer, T. A., Giles, K. L., Kindler, S. D. y Elliott, N. C. 2001. Developmental Response of three geographic isolates of *Lysiphlebus testaceipes* (Hymenoptera: Aphididae) to temperature. *Environmental Entomology*. 30 (4): 637-641.
- Sistema Integral de la Asociación Nacional de Empresas Comercializadoras de Productores del Campo (SIANEC). 2018. Ficha Técnica del Sorgo. Disponible en: <http://siafemor.inifap.gob.mx/anec/ficha-tecnica-sorgo.php>
- Srinivasan, R. y Ravishankar, M. 2011. Ocurrence of *Homalotylus eytelweinii* (Ratzeburg) (Encyrtidae: Hymenoptera) on coccinellid insects. *Insect Environment*. 16 (4): 157-158
- Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria. 2014. Pulgón Amarillo *Melanaphis sacchari* (Zehntner). Ficha técnica No. 43. México, D. F. 15 pp.
- Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. 2018. Atlas Agroalimentario 2012-2018. México. 222 p.
- Singh, B.U, Padmaja P. G. y Seetharama, N. 2004. Biology and management of the sugarcane aphid, *Melanaphis sacchari* (Zehntner) (Homoptera: Aphididae), in sorghum: A review. *Crop Protection*. 23. 739-755. DOI 10.1016/j.cropro.2004.01.004.
- Thompson, F. C. 1999. A key to the genera of the flower flies (Diptera: Syrphidae) of the Neotropical Region including descriptions of new genera and species and a glossary of taxonomic terms. *Contributions on Entomology, International*. 3 (3):322 – 378.
- Timberlake, P. H. 1919. Revision of the parasitic chalcidoid flies of the genera *Homalotylus* Mayr and *Isodromus* Howard, with descriptions of two closely related genera. *Proceedings U. S. National Museum*. 56 (2293): 133-198
- Tomanović, Ž., Mitrović, M., Petrović, A., Kavallieratos, N. G., Žikić, V., Ivanović, A., Rakhshani, E., Starý, P. y Vorburger, C. 2018. Revision of the European *Lysiphlebus* species (Hymenoptera: Braconidae: Aphidiinae) on the basis of COI and 28SD2 molecular markers and morphology. *Arthropod Systematics & Phylogeny*. 76 (2): 179-213

- Triplehorn C. A. y N. F. Johnson. 2005. Borror and DeLong's Introduction to the Study of Insects. 7^a Ed. Thompson Brooks/Cole. USA. 865 pp.
- Trjapitzin, V. A. 2011. On species of the genus *Homalotylus* Mayr, 1876 (Hymenoptera: Encyrtidae) from the Russian Far East. *Far Eastern Entomologist*. 231: 1-4
- Trjapitzin, V. A., Myartseva, S. N., Ruíz-Cancino, E. y Coronado-Blanco, J. M. 2008. Clave de géneros de Encyrtidae (Hymenoptera: Chalcidoidea) de México y un catálogo de las especies. Serie Avispas parasíticas de plagas y otros insectos. Ciudad Victoria, Tamaulipas, México. 260 p.
- Trjapitzin, V. A. y Ruíz-Cancino, E. 2001. *Homalotylus cockerelli* Timberlake (Hymenoptera: Encyrtidae) in México. *Southwestern Entomologist*. 26. 377-378.
- Trjapitzin, V. A. y Triapitsyn, S. V. 2003. A new species of *Homalotylus* (Hymenoptera: Encyrtidae) from Mexico, parasitoid of *Azya orbiger orbiger* (Coleoptera: Coccinellidae). *Entomological News*. 114 (4): 192-196
- Turk J. K., Memon, N., Mal, B., Memon, S. A., Shah, M. A. y Solangi, D. A. 2015. Redescription of two species of genus *Eupeodes* Osten Sacken from Quetta Balochistan, Pakistán. *The Journal of Animal & Plant Sciences*, 25 (5):1329-1334
- Valencia-Luna, L. A., Romero-Nápoles, J., Valdez-Carrasco, J., Carrillo-Sánchez, J. L. y López-Martínez, V. 2006. Taxonomía y registros de Chrysopidae (Insecta: Neuroptera) en el estado de Morelos, México. *Acta Zoológica Mexicana* 22 (1): 17-61
- Vega, F. E. y Kaya, H. K. *Insect Pathology*. 2a Edición. China. Academic Press. 490 p.
- Vockeroth, J. R. y Thompson, F. C. Syrphidae. En: McAlpine, J. F. (Ed.) 1987. *Manual of Nearctic Diptera Volume 2*. Canadá. Biosystematics Research Centre.
- Wharton R. A., P. M. Marsh and J. Sharkey (Eds.) 1998. *Manual of the New World genera of the family Braconidae (Hymenoptera)*. The Internacional Society of Hymenopterists US. Washington, DC. 447 p.
- Yayla, M. y Satar, S. 2012. Temperature influence on development of *Symphorobius pygmaeus* (Rambur) (Neuroptera: Hemerobiidae) reared on *Planococcus citri* (Risso) (Hemiptera: Pseudococcidae). *Turkish Journal of Entomology*, 36 (1): 11-22.

APÉNDICES

Apéndice I *Melanaphis sacchari*

El pulgón amarillo *M. sacchari* de coloración variable, lo que depende de la planta hospedante y de las condiciones ambientales (de color amarillo pálido, amarillo-marrón, marrón oscuro, púrpura o incluso rosado), pueden ser alados y ápteros, tienen marcas dorsales escleróticas oscuras. Las formas ápteras alcanzan un tamaño generalmente de 1,1 - 2,0 mm (Blackman y Eastop, 2006). La ninfa presenta coloraciones desde un amarillo pálido hasta tonalidades verde-grisáceas en las formas más desarrolladas, pasa por cuatro estadios, los últimos presentan parches marrones distribuidos aleatoriamente sobre los terguitos abdominales; a veces las líneas intersegmentales son marrones. El adulto alado de esta especie, es de color amarillo grisáceo, algunas veces de color marrón, mide 1.4 mm. Las antenas generalmente con 5 segmentos con una longitud un poco mayor a la mitad del cuerpo. El unguis o proceso terminal de la antena es 4 veces la base del VI segmento antenal. La cauda es oscura notoriamente constreñida y ligeramente más larga que los cornículos con 4 setas a los lados. El pico alcanza el segundo par de coxas. Los cornículos son oscuros cónicos adelgazados hacia el ápice, con reborde notorio, son cortos y miden aproximadamente la mitad de longitud del cuerpo. El margen frontal es liso y las coxas son pálidas (Blackman y Eastop, 2006).

La reproducción de *M. sacchari* es predominantemente asexual, con hembras adultas ápteras y aladas que dan origen a ninfas (David, 1977 citado en SENASICA, 2014). La duración del ciclo de este insecto en promedio va de dos semanas a 28 días, con aproximadamente 96 ninfas por hembra (López y Fernández, 1999 citado en SENASICA, 2014). Los adultos ápteros tienen una longevidad de 11.7 días promedio y la forma alada tiene una longevidad promedio de 7.5 días (Gómez-Souza y Díaz, 1999 citado en SENASICA, 2014). Debido al potencial de reproducción de *M. sacchari*, una sola planta puede ser atacada hasta por 30,000 áfidos (Rensburg, 1937 citado en SENASICA, 2014). De acuerdo con Peña-Martínez *et al.* (2016), la hembra ovípara se caracteriza por ser de color amarillo pálido, hasta casi púrpura, aparentemente cubierto de polvo ceroso blanquecino, cuerpo de apariencia más globosa que en las hembras partenogénicas

ápteras; los escleritos dorsales están presentes o ausentes en forma variable, las tibias posteriores oscuras y ensanchadas con 25 a 30 placas odoríferas, también llamadas pseudosensoria; el huevo recién depositado es de forma ovalada, su tamaño es de 200 micras aproximadamente, de color naranja rojizo, posteriormente se oscurece a café oscuro o negro. Los depositan uno a uno, por separado, y aparentemente no cementados al sustrato. Cada hembra produce simultáneamente de 3 a 5 huevos.

El macho es similar en forma y color a las hembras vivíparas partenogénicas aladas, el tamaño es más pequeño y el abdomen ligeramente encorvado ventralmente, donde se distingue la armadura genital. Los escleritos dorsales pueden estar presentes o ausentes en forma variable. El III artejo antenal con (0) 11-21 sensoria secundarias, el IV artejo (0) 5-10, el V (0) 3-11. Lo cual difiere de las antenas de las hembras vivíparas aladas que en general solo presentan sensoria secundarias en el tercer artejo (5-10), IV (0-1), V (0-1). En los machos es evidente la presencia de la armadura genital formada por 'claspers' y el edeago en el extremo abdominal ventral (Peña-Martínez *et al.*, 2016).

Apéndice II Parasitoides de *Melanaphis sacchari*

Lysiphlebus testaceipes

Tomanović *et al.* (2018) describen a esta especie de la siguiente manera:

Cabeza con ojos de tamaño mediano, redondeados, antena con 13-14 segmentos (Fig. 24a) cada uno cubierto uniformemente por setas semierectas, cortas y apretadas, las antenas son de color café, clípeo con ocho a 12 setas largas, labro distinto con cuatro a cinco setas cortas; mandíbula bidentada (Fig. 24b) con 15-16 setas en la superficie externa; palpos maxilares con tres palpómeros; palpos labiales con dos palpómeros; el aparato bucal amarillo a café claro y el resto de la cabeza, café oscuro con los ojos negros.

Mesosoma: mesoscudo liso, con notauli distintivos en la porción anterolateral, con dos hileras de setas a lo largo de los márgenes dorsolaterales del mesoscudo; el escutelo es elongado con siete u ocho setas largas en la porción central; el propodeo es liso con dos carinas divergentes cortas en la base, de color café. Las patas son amarillas a café claro con los ápices oscuros.

Alas: hialinas con las venas café (Fig. 24c), el ala anterior con las setas marginales más largas que las setas de la superficie del ala, el estigma es 2.5 - 2.8 más largo que ancho y aproximadamente, un cuarto más largo que la vena metacarpal.

Metasoma: el peciolo es liso, amarillo a café claro, convexo dorsalmente con depresiones laterales después de los prominentes tubérculos espiraculares, tiene de cinco a ocho setas en los márgenes dorsolaterales posteriores, los tergos metasomales son de color café claro oscureciéndose gradualmente al final del metasoma. La hoja del ovipositor es alargada, ancha en la base y ligeramente cóncava dorsalmente con dos setas largas en la punta en las superficies ventral y dorsal. La longitud total del cuerpo es de 1.6 - 2.2 mm.



Figura 24. *Lysiphlebus testaceipes* a) antena, se aprecia la coloración más clara del aparato bucal, b) mandíbulas bidentadas, c) ala anterior

Pachyneuron aphidis

De acuerdo con Narendran *et al.* (2007), la longitud de la avispa varía de 1.7 a 1.8 mm, tiene el cuerpo de color café oscuro a negro con un reflejo ligero verde o azul metálico, la antena es café opaco con una fórmula 11353 (Fig. 25a), el mesosoma es dorsalmente muy arqueado (Fig. 13) y el peciolo es más ancho que largo, aparentemente liso (Fig. 25b).

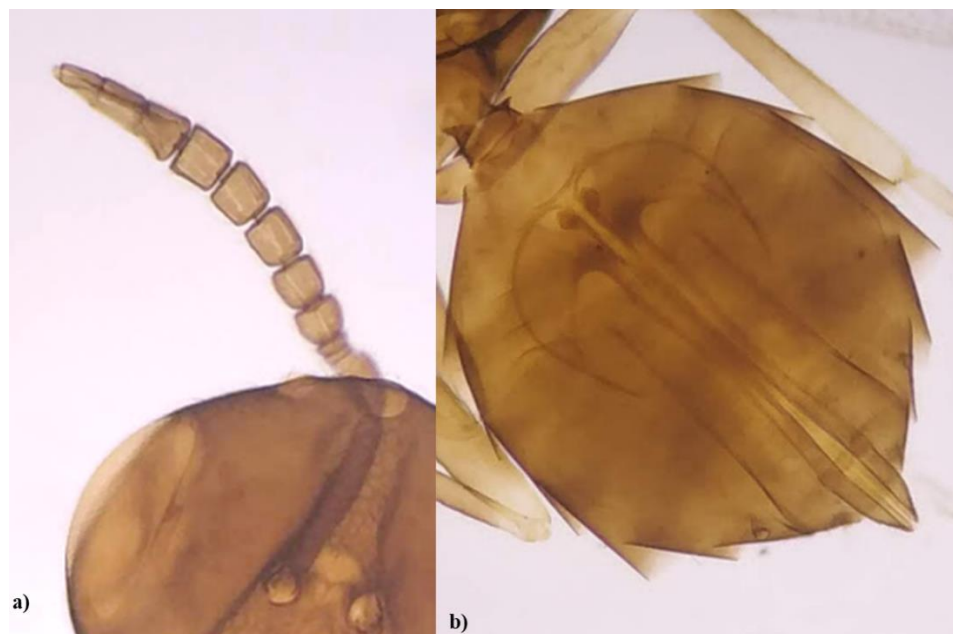


Figura 25. *Pachyneuron aphidis* a) antena, b) peciolo y metasoma

Pachyneuron muscarum

De acuerdo con Graham (1969), la cabeza y el tórax son de un color azul oscuro a negro azulado o verde azul oscuro a negro violáceo, el propodeo tiende a verse verdoso, usualmente los metafémures y a veces, las tibias, son infundidas moderadamente.

La longitud de la avispa varía de 1.3 a 2 mm (Narendran *et al.*, 2007). Dzhanokmen (2009) señala que la fórmula antenal de la hembra es 11263 con un escapo, un pedicelo, dos segmentos anulares, seis segmentos funiculares y una clava de tres segmentos (Fig. 26a), asimismo, las alas son hialinas con el especulo del ala anterior cerrado o casi cerrado en su parte inferior (Fig. 26b), el metasoma es relativamente largo (Fig. 26c), con el peciolo notablemente más largo que ancho, con su superficie dorsal aciculada o aciculada-reticulada.

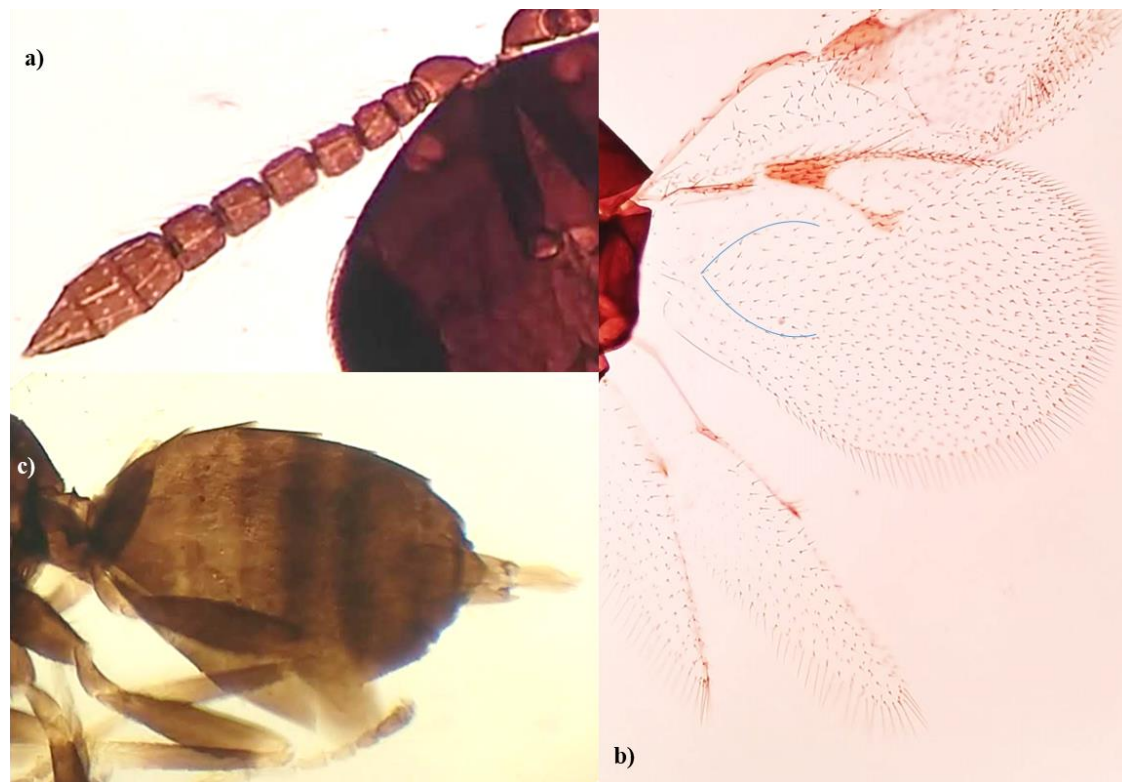


Figura 26. *Pachyneuron muscarum* a) antena, b) par anterior de alas señalando el especulo (línea azul) y par posterior de alas, c) peciolo y metasoma

Aphelinus mali

De acuerdo con Myartseva *et al.* (2012), la avispa tiene el escapo antenal aproximadamente cinco veces tan largo como ancho, con los primeros dos segmentos funiculares ligeramente transversales, tercer segmento subcuadrado o ligeramente más largo. Los ocelos laterales separados desde el margen interno de los ojos por una distancia menor al diámetro de un ocelo. Ala anterior hialina, cerca de 2.2 veces tan larga como ancha; triángulo basal escasamente setoso con solo una hilera completa de setas basal a la línea calva, ésta posteriormente no cerrada por una hilera transversal de setas; celda costal con al menos 3 hileras de setas. Ovipositor al menos 1.4 veces tan largo como la tibia media. Cabeza y tórax de pardo oscuro a negro; gáster de pardo oscuro a negro, primer terguito de blanco a amarillo. Escapo antenal y pedicelo pardo oscuro, flagelo amarillo. Patas negro parduzco; pata anterior con la tibia y el tarso blancos; pata media con el final

del fémur y de la tibia y todo el tarso blanco amarillento; pata posterior con el fémur y los cuatro segmentos tarsales distales amarillo blancuzco.

Aphelinus varipes

De acuerdo con Myartseva *et al.* (2012), la antena (Fig. 27a) se compone por el escapo que es aproximadamente cinco veces tan largo como ancho; pedicelo ligeramente más corto que el funículo; primeros dos segmentos funiculares transversales, tercer segmento cuadrado o ligeramente más ancho. Ala anterior hialina (Fig. 27b), cerca de 2.4 veces tan larga como ancha; triángulo basal relativamente densamente setoso con unas 30 setas que forman más de una hilera completa basal a la línea calva, posteriormente cerrada por una hilera transversal de setas; celda costal con dos o tres hileras de setas; margen inferior de la vena marginal con una hilera de setas. Espuela de la tibia media más o menos tan larga como el basitarso de la pata media. Ovipositor 1.5-1.7 veces tan largo como la tibia media; segundo valvifero 2.4-2.6 veces tan largo como la tercera válvula, ésta 1.4-1.5 veces tan larga como el basitarso de la pata media. Cuerpo de pardo oscuro a negro, base del gáster a veces más clara que los otros terguitos; antena completamente blanco amarillento; patas blanco amarillento, excepto todas las coxas o coxas medias y posteriores que son negruzcas y la tibia posterior variable, usualmente parduzca; últimos segmentos tarsales parduzcos.

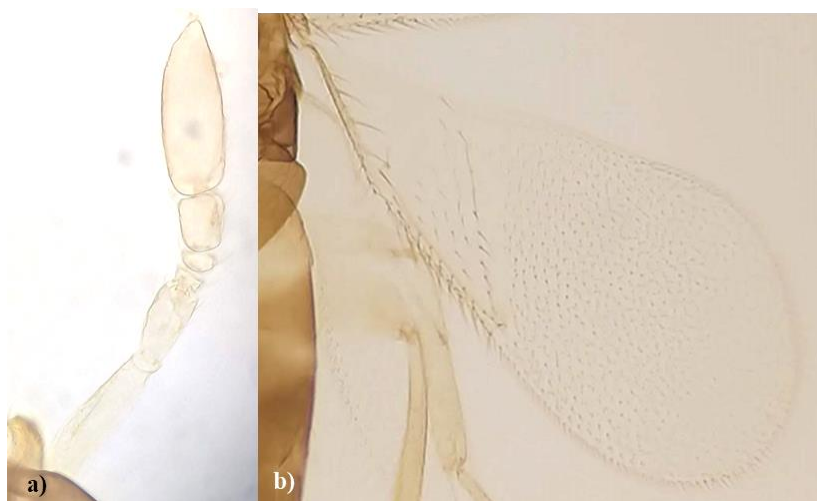


Figura 27. *Aphelinus varipes* a) antena, b) ala anterior

***Carlyleia* sp. Girault (Hymenoptera: Eulophidae: Euderinae)**

De acuerdo con Coote (1994), *Carlyleia marilandica* tiene una longitud de 1.3 mm a 1.8 mm incluyendo el ovipositor. La cabeza es de color café variando de una tonalidad clara a oscura con brillo metálico morado excepto en la zona del ocelo anterior. La antena (Fig. 28a) se encuentra insertada a un nivel más bajo del margen inferior del ojo, sobre la carina; el escapo es blanco amarillento, mientras los demás segmentos son de color café oscuro a negro; el flagelo tiene dos segmentos anulares, así como cuatro segmentos funiculares de longitud subigual, siendo los primeros dos subcuadrados y los siguientes, cuadrados y una clava de tres segmentos. El mesosoma es finamente reticulado a coriáceo o glabro de una coloración café claro a café oscuro con lustres verde azules a morado metálico en el pronoto, mesoscuto, propodeo y pleuras. El escutelo es plano con dos pares de setas. Las alas anteriores son estrechas basalmente, hialinas y con muchas setas excepto bajo las venas marginal y submarginal, sin filas de setas originándose del estigma (Fig. 28b). El segundo y tercer par de coxas son blancos. Las mitades apicales del metafémur y la mesotibia, así como el cuarto apical de la metatibia y todos los tarsos son de color blanco amarillento, mientras el resto de las estructuras de las patas son de color café claro a café oscuro. El metasoma es subsésil de color parduzco, aunque algunos terguitos puedan ser más claros basalmente o lateralmente con brillos metálicos verdes, verde azules o morados.

Todos los especímenes pertenecientes a este género cumplen con las características, a excepción de la coloración del escapo blanco donde algunos especímenes no tienen (Fig. 28c)

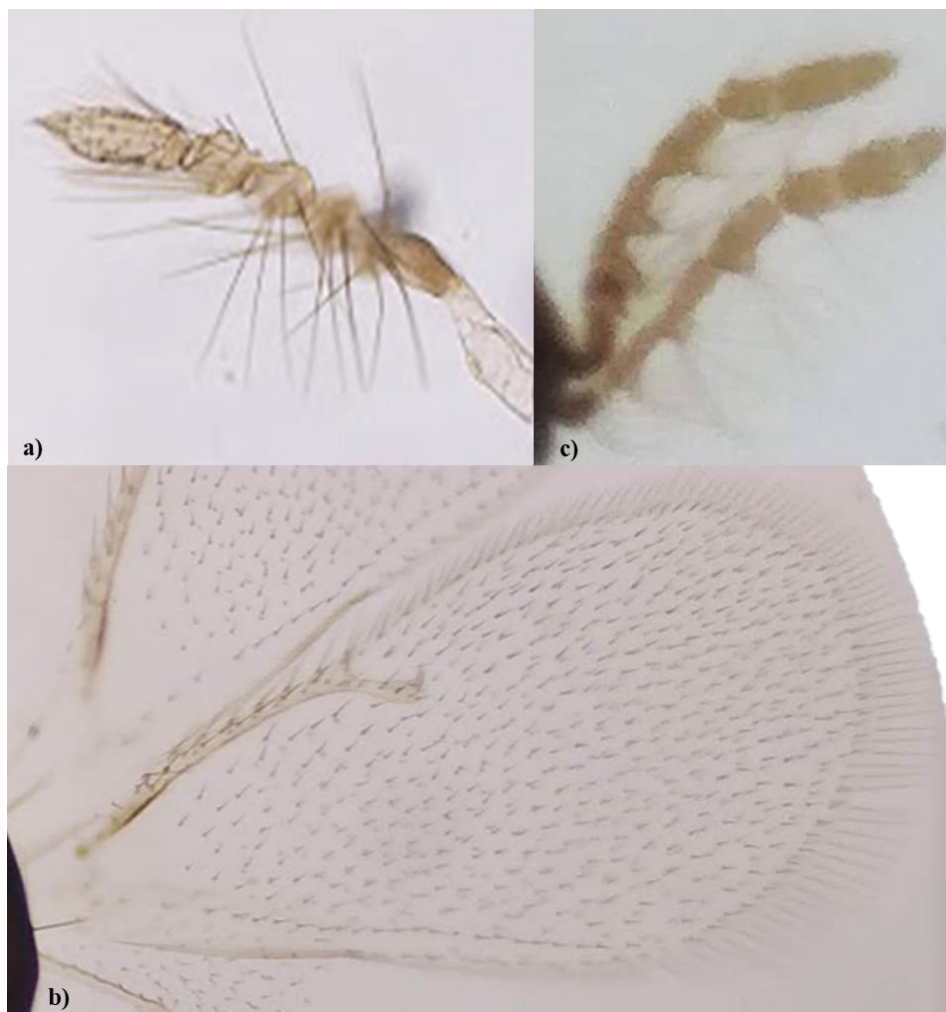


Figura 28 *Carlyleia* sp. a) antena con escapo blanco, b) ala, c) antena completamente café

***Eriastichus* sp. La Salle (Hymenoptera: Eulophidae: Tetrastichinae)**

La Salle (1993) describe la diagnosis del género *Eriastichus* para ambos sexos como sigue: mesoscudo sin línea media, densa y uniformemente cubierto con setas finas, el escutelo con dos líneas submedias con dos pares o más de setas de cada lado; las alas con la vena postmarginal midiendo de 0.5 a 1.0 veces la longitud de la vena estigmal (Fig. 29a), no tienen espéculo; hay entre cinco y 12 setas dorsales en la vena submarginal. Al menos, el área del callo y del espiráculo está densamente cubiertos por setas finas.

La hembra, de acuerdo con La Salle (1993), tiene el cuerpo es de color oscuro con brillo metálico ligero. Tiene el surco malar presente, ligeramente curvo con las genas agrandadas después de la curva del surco; el margen anterior del clípeo es bilobulado (Fig. 29b). El flagelo de la antena es largo y delgado (Fig. 29b) con todos los segmentos funiculares más largos que anchos. El escutelo es liso y brillante. El gaster es puntiagudo apicalmente. El macho solo se diferencia de la hembra por la genitalia y las antenas ya que los segmentos funiculares tienen setas delgadas dispersas que miden más del doble de la longitud del segmento funicular.

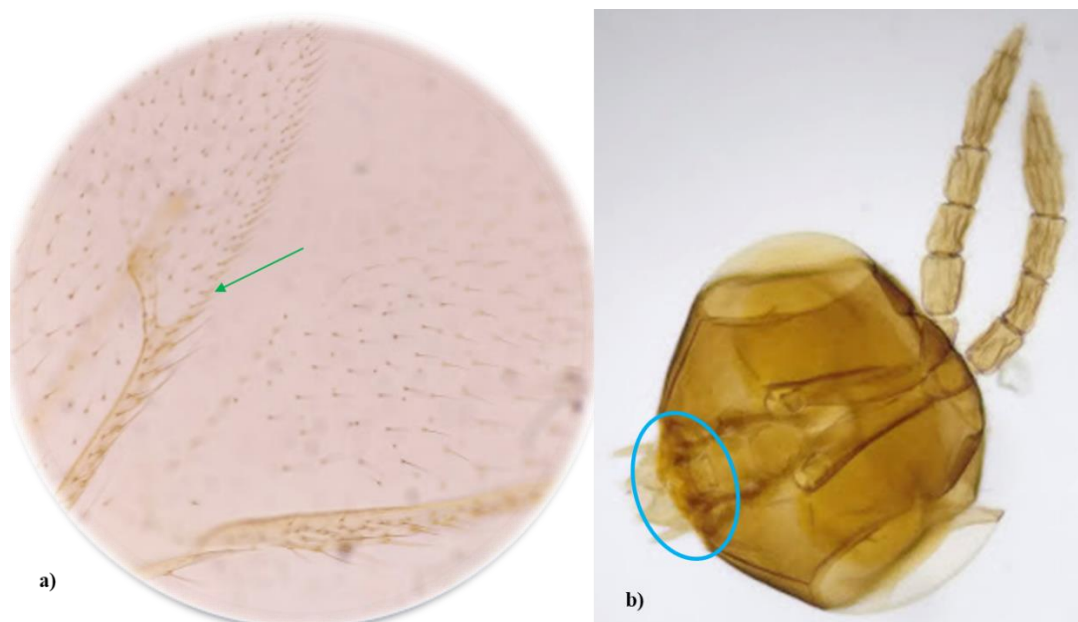


Figura 29 *Eriastichus* sp. a) Unión de las venas marginal, submarginal y postmarginal (el final de esta última, se señala con la flecha verde) b) cara de una hembra, en el círculo azul, se señala el clípeo bilobulado

Apéndice III Parasitoides de los enemigos naturales de *Melanaphis sacchari*

Diplazon laetatorius

Klopfstein (2014) describe a la especie de la siguiente manera:

Antena con 16 - 17 segmentos, de color naranja con la superficie dorsal de color café; la cara con puntuaciones distintivas y el aparato bucal y el clípeo son amarillos (Fig. 30a); hay líneas amarillas en el margen interior de los ojos, las esquinas posteriores del pronoto, la tegula (Fig. 30a), el puente subtegular y la parte superior del mesepimeron. El resto de la cabeza y el mesosoma son negros, con el escutelo amarillo. Las patas son totalmente anaranjadas, exceptuando la metatibia, que tiene una banda negra en la base, seguido de una banda blanca y otra banda negra, en el ápice de la tibia, se encuentra una banda naranja y los tarsos del tercer par de patas son oscuros (Fig. 30b).

El propodeo tiene carinas delineando las áreas basal, laterales y del peciolo. El metasoma es dorsoventralmente deprimido y de color naranja al menos en el segundo y tercer terguito, en ocasiones, del primero al cuarto (Fig. 30c).

De acuerdo con Cassar (2013), las hembras de *D. laetatorius* ovipositan en el huevo o el primer estadio larval del sírfido hospedero y emerge del pupario. Este icneumonídeo es de reproducción partenogénica, los machos se han encontrado de manera poco frecuente en India y Norteamérica (Cassar, 2013; Klopfstein, 2014).

Rousse y Villemant (2012) indican que este parasitoide tiene un amplio rango de hospederos dentro del orden Diptera, especialmente, más de 50 especies de sírfidos afidófagos registradas como hospederos, entre los cuales, son más frecuentes *Episyrphus* Matsumura y Adachi, *Metasyrphus* (= *Eupeodes*) Matsumura (Fig. 30d) y *Sphaerophoria* Le Peletier y Serville (Cassar, 2013).

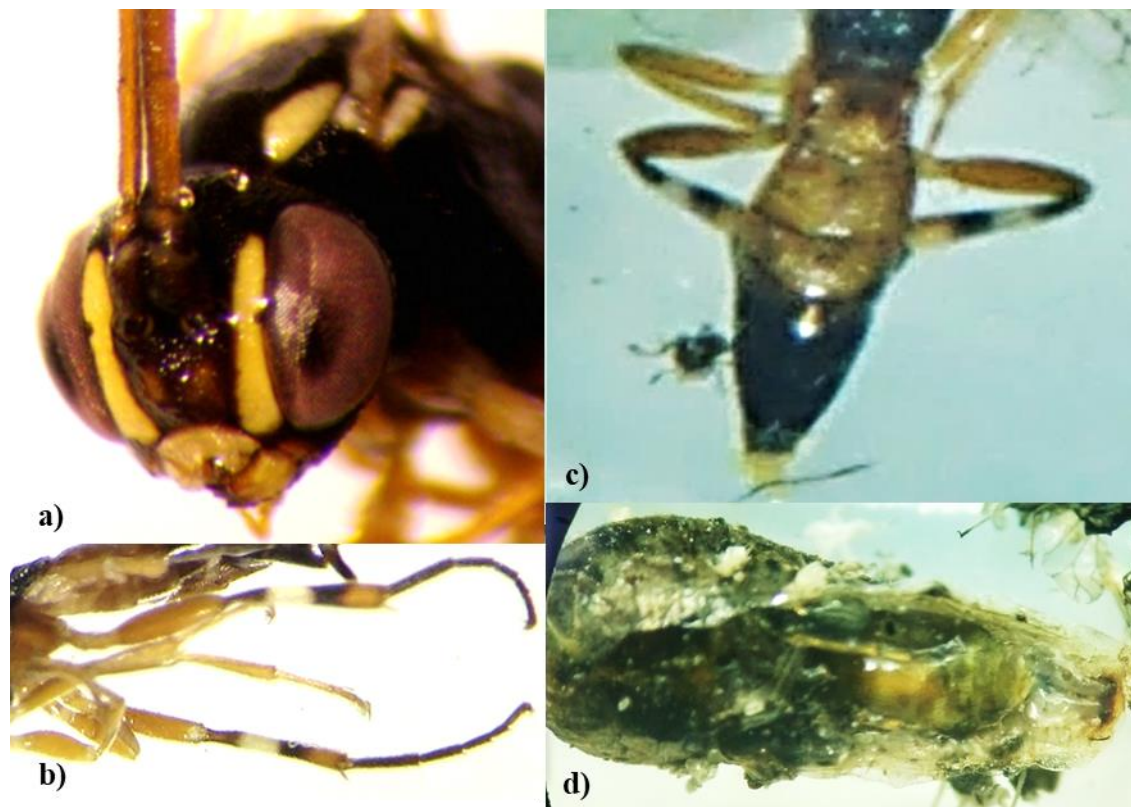


Figura 30. *Diplazon laetatorius* a) vista de la cara y la región de las tegulas, b) tercer par de patas, c) abdomen, d) vista ventral de un pupario de *Eupeodes* sp. parasitado

Alloxysta sp.

Las especies del género *Alloxysta* se caracterizan morfológicamente por su tamaño pequeño y cuerpo liso y brillante (Ferrer-Suay *et al.*, 2013a), asimismo, por la presencia de la carina posterior en la barra subaxilina, presencia de triángulo mesopleural, ausencia del surco precoxal, ausencia de una muesca en el margen anterior y el pedicelo cilíndrico (Fülöp *et al.*, 2013). El tamaño de la celda radial (Fig. 31) y si es abierta o cerrada es un carácter de identificación (Labdaoui *et al.*, 2018), así como las rhinaria de las antenas (Ferrer-Suay *et al.*, 2013b).

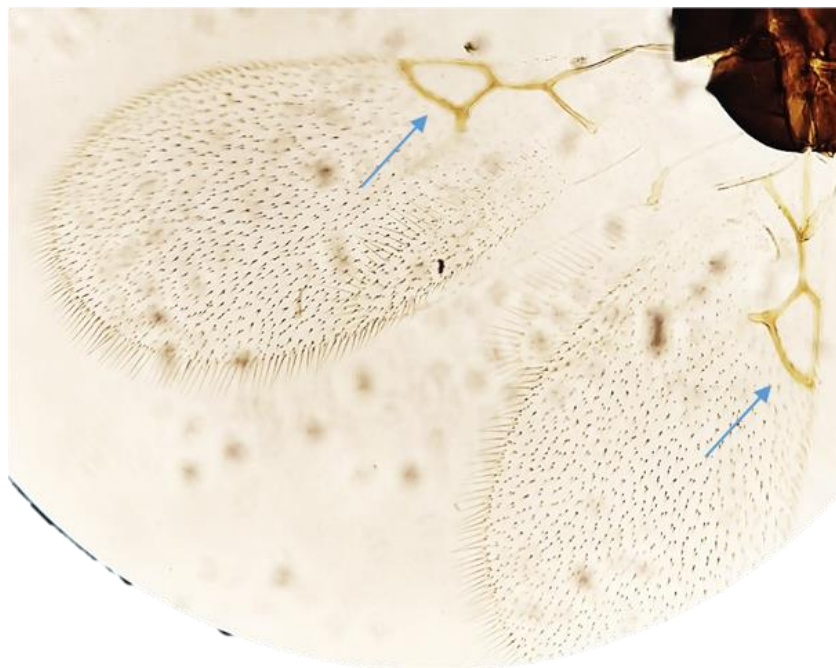


Figura 31. Alas anteriores de *Alloxysta* sp., las flechas señalan las celdas radiales

Homalotylus* grupo *flaminus

De acuerdo con Timberlake (1919), las especies de este grupo se presentan en regiones geográficas separadas: Norteamérica, Europa, Sudáfrica, Asia y Australia.

La cabeza es subhemisférica (Fig. 32a), con ojos de tamaño moderado, reniformes con los ocelos en forma de triángulo de ángulo agudo. Las alas anteriores tienen una banda ancha de cilios que cruza el medio del disco, el área basal de la banda tiene las setas débiles, pálidas o es lampiña; en la parte posterior apical de la banda, las setas son más densas y delimitan un punto ovalado de tamaño variable de setas débiles y pálidas y siempre está separado de todos los márgenes del ala; el especulo es estrecho, pero, bien definido en la base de la vena estigmal y se pierde en la zona lampiña de la base del ala. La longitud de los especímenes es de hasta dos mm. El ovipositor es poco visible (Fig. 32b).



Figura 32. Aspectos generales de *Homalotylus* grupo *flaminius*: a) cabeza subhemisférica con ojos reniformes (*Homalotylus albitarsus*), b) ovipositor ligeramente visible (*Homalotylus eytelweinii*)

Homalotylus albitarsus

Timberlake (1919) describe a la hembra con la cabeza subhemisférica ligeramente más larga que ancha (Fig. 32a) con los ocelos formando un triángulo casi equilátero. El escapo de la antena es aplanado y ligeramente expandido hacia el ápice y con estrías abajo; el primer segmento funicular tiene la longitud de $2/3$ partes del pedicelo, los siguientes segmentos son ligeramente más cortos que el primero, excepto el sexto. Las alas anteriores (Fig. 33a) tienen la vena postmarginal ligeramente más corta que la vena estigmal y el ángulo que queda entre ellas es muy agudo y presentan una banda como las demás especies del grupo *flaminius*. La cabeza, el pronoto, las axilas y el escutelo de color ámbar, con un reflejo verdoso en la región postorbital. La superficie inferior del tórax es más amarillenta. Las antenas, el mesoscudo y el abdomen, exceptuando el primer terguito, son café negruzco, el escutelo con un brillo metálico. Las patas son de color café amarillento,

excepto el fémur y la tibia del tercer par, que son café oscuro. Los tarsos del primer par de patas son café pálido, los tarsos del segundo y tercer par de patas son blancos con el último segmento café (Fig. 33b).

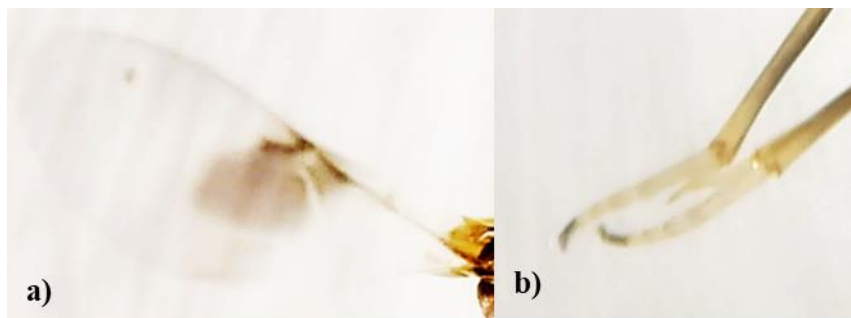


Figura 33. *Homalotylus albitarsus* a) ala anterior, b) tarsos del último par de patas

Homalotylus eytelweinii

De acuerdo con Trjapitzin y Triapitsyn (2003), esta especie parasita coccinélidos de las tribus Chilacorini, Coccinellini, Hippodamiini y Psylloborini, es muy conocida en la región Paleártica, sureste asiático, centro y sur de África y la región Neotropical.

Anis y Hayat (1998) describen a la especie con una longitud entre 1.5 y 1.65 mm, con el cuerpo de color café oscuro a negro, con un brillo bronceado. Las antenas son café a negras con la clava y el segmento funicular sexto completamente o parcialmente, de color blanco (Fig. 34a). El pronoto y el mesoscudo con reflejo verdoso, el escutelo mate con algo de brillo, las tegulas son blancas en la mitad basal y café en la mitad distal (Fig. 34b), el propodeo y el metasoma son verdes opacos o con brillo bronceado. El ala anterior presenta una banda de setas (Fig. 34c). Las patas varían de un color café a negro, con la espina de la mesotibia y del primer mesotarso al cuarto son de color blanco amarillento y el quinto mesotarso es negro (Trjapitzin, 2011) (Fig. 22b).



Figura 34. *Homalotylus eytelweirii* a) antena, b) vista del pronoto, mesoscudo y tegulas, c) ala anterior.

***Eprhopalotus* sp.**

De acuerdo con Girault (1916), la hembra tiene la cabeza larga, la antena con nueve segmentos y dos segmentos anulares y la clava de tres segmentos con una espina larga terminal. La vena marginal tiene casi dos veces la longitud de la vena submarginal y Hansson (1998) indica que la vena postmarginal tiene de uno a 1.4 veces la longitud de la vena estigmal. Las axilas son más largas que el escudo, el propodeo es corto y tiene tres

carinas con surcos entre ellas (Fig. 35a), todas bifurcadas ligeramente en la base y el segundo segmento del abdomen es ligeramente más largo que el tercero ocupando la quinta parte de la superficie (Girault, 1916). El cuerpo es robusto, con el pronoto reducido y con la sutura de los notauli marcada a lo largo de su longitud completa (Fig. 35b) (Gumovsky, 2001). La parte inferior del mesepimeron es débilmente convexa y reticulada; el surco transepimeral es débilmente curvada y la brida supracoxal estrecha (Hansson, 1998). La espina de la metatibia no es larga (Girault, 1916). (Fig. 35c)

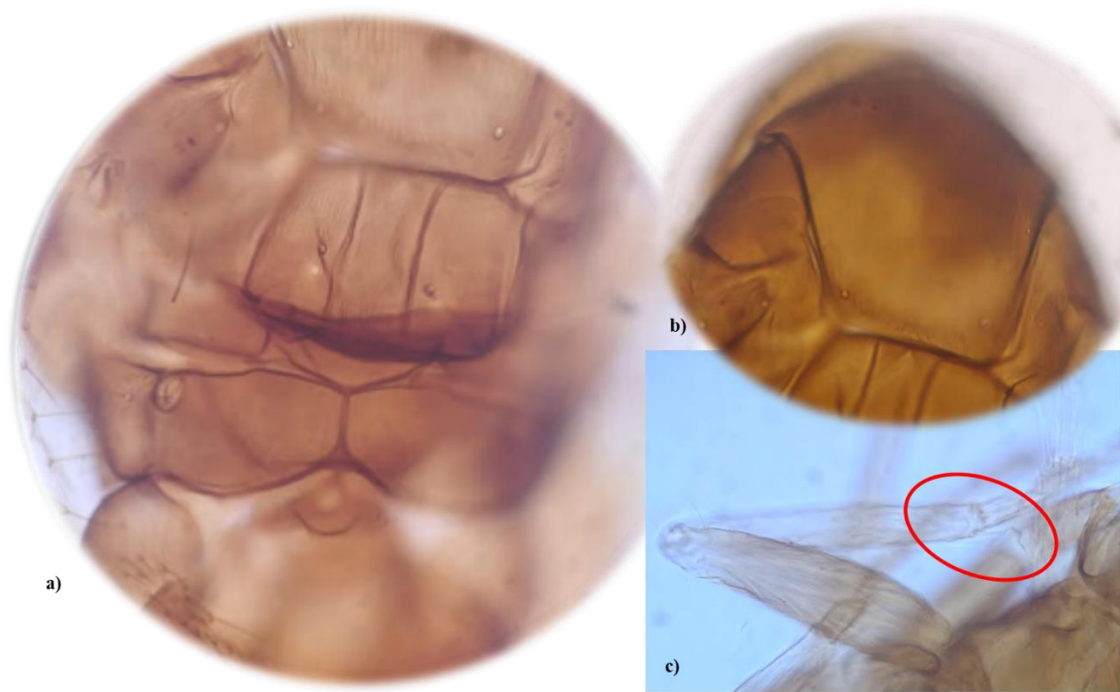


Figura 35 *Ephopalotus* sp. a) propodeo, b) notauli y pronoto poco visible, c) pata del tercer par, el círculo rojo señala la espina de la tibia