

**AFELINIDOS PARASITOIDES DE MOSCAS BLANCAS EN EL  
NORTE DE VERACRUZ**

**DANIEL ALFONSO GARCÍA GUERRERO**

**TESIS**

**PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL  
PARA OBTENER EL GRADO DE**

**MAESTRO EN CIENCIAS EN  
PARASITOLOGÍA AGRÍCOLA**

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA  
ANTONIO NARRO**



**BUENA VISTA, SALTILLO, COAHUILA  
JUNIO DE 2014**

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

SUBDIRECCION DE POSGRADO

AFELINIDOS PARASITOIDES DE MOSCAS BLANCAS EN EL NORTE DE  
VERACRUZ

TESIS

PRESENTADA POR:

DANIEL ALFONSO GARCÍA GUERRERO

Elaborada bajo la supervisión del comité particular de asesoría y aprobada  
como requisito parcial para optar al grado de:

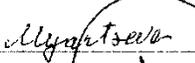
MAESTRO EN CIENCIAS EN  
PARASITOLOGÍA AGRÍCOLA

COMITÉ PARTICULAR

Asesor principal:

  
DR. OSWALDO GARCÍA MARTÍNEZ

Asesor externo:

  
DRA. SVETLANA NIKOLAEVNA MYARTSEVA

Asesor:

  
DR. LUIS ALBERTO AGUIRRE URIBE

  
DR. FERNANDO RUIZ ZARATE  
Subdirector de Postgrado

Buena Vista, Saltillo; Coahuila, México  
Junio de 2014

## AGRADECIMIENTOS

Al **CONSEJO NACIONAL DE CIENCIA Y TECNOLOGÍA**, por el apoyo brindado, parte esencial para la realización de este postgrado.

A la **UNIVERSIDAD AUTONOMA AGRARIA ANTONIO NARRO**, que aunque no me forje como un ingeniero agrónomo en tus aulas; aun así siento formar parte de ti.

A mi **DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGIA AGRICOLA**, y en especial a todos mis maestros, que con su esfuerzo, dedicación y consejos, me brindaron parte de sus conocimientos.

De manera especial a nuestras secretarias de departamento, **LUCY y TERE**, gracias por siempre apoyarme en lo que necesitara; y como olvidar a Juanita, secretaria de posgrado, muchas gracias por tu ayuda en todos mis tramites.

Al Dr. **OSWALDO GARCÍA MARTÍNEZ**, gracias por permitirme una vez más formar parte de su grupo selecto de alumnos investigadores.

A la Dra. **SVETLANA NIKOLAEVNA MYARTSEVA**, por ser mi mentora en este grupo de insectos tan bonito y complicado a la vez.

Al Dr. **LUIS ALBERTO AGUIRRE URIBE**, por sus cátedras, sus regaños y consejos.

A mis dos grandes amigos **JOSE LUIS CASTILLO GONZÁLEZ y FERNANDO JACINTO RAMIREZ**, quienes siempre me apoyaron al momento de realizar mis recolectas en campo, siempre dispuestos acompañarme sin importar cual difícil fueran las circunstancias de seguridad.

Y no menos importante, a todos aquellos buenos **amigos y amigas**, por compartir momentos por demás interesantes y haberlos hecho amenos.

**Por todo esto, muchas gracias**

**Alfonso...**

## **DEDICATORIA**

ESTA TESIS ESTA DEDICADA CON TODO MI AMOR, MI CARIÑO Y MI  
RESPECTO

**A mis padres**  
**ROSA LAURA GUERRERO RESENDIZ**  
**JUAN GARCÍA HERNÁNDEZ**

Por todo el apoyo incondicional que me han brindado, sin pedir nada a cambio, a mi madre por todas esas ocasiones en las que por más difícil que fueran los momentos nunca supiste dejarme solo, por ser un ejemplo de amor puro. A mi padre, por ser el sostén de esta hermosa familia en la que he tenido la dicha de haber nacido.

**Gracias por haber sembrado en mi la semilla de la responsabilidad, de la tenacidad, del amor por las cosas y por la vida.**

## **GRACIAS**

Especialmente te dedico a ti este trabajo sobrino mío  
**CHRISTOPHER Yael GARCIA PIEDRA**  
Por este momento crucial en tu vida.

A mis queridos hermanos

**JESÚS ÁNGEL GARCÍA GUERRERO**  
**JOSÉ ANTONIO GARCÍA GUERRERO**  
**JULIÁN GARCÍA GUERRERO**

Apoyos incondicionales de toda la vida, siempre dispuestos a ayudarme en lo que sea necesario.

## **GRACIAS HERMANOS**

**A toda mi familia:**

A todos aquellos parientes cercanos, que siempre han apoyado este proyecto de vida.

**A TODOS MUCHAS GRACIAS...**

**COMPENDIO**

**AFELINIDOS PARASITOIDES DE MOSCAS BLANCAS EN EL NORTE DE  
VERACRUZ**

**POR**

**DANIEL ALFONSO GARCÍA GUERRERO**

**MAESTRIA EN CIENCIAS EN  
PARASITOLOGÍA AGRÍCOLA**

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO  
CALZADA ANTONIO NARRO  
No, 1923, BUENA VISTA, SALTILLO, COAHUILA  
JUNIO DE 2014**

**Dr. Oswaldo García Martínez- Asesor principal-**

**ABSTRACT**

**WHITEFLIES APHELINID PARASITIDS IN NORTHERN VERACRUZ**

**BY**

**DANIEL ALFONSO GARCÍA GUERRERO**

**MASTER OF SCIENCES  
AGRICULTURAL PARASITOLOGY**

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO  
CALZADA ANTONIO NARRO  
No, 1923, BUENA VISTA, SALTILLO, COAHUILA  
JUNE 2014**

**Dr. Oswaldo García Martínez- Adviser-**

## ÍNDICE DE CONTENIDO

INDICE DE CUADROS.....	ix
INDICE DE FIGURAS.....	x
INTRODUCCIÓN.....	1
REVISION DE LITERATURA.....	3
Orden Hymenoptera.....	3
Familia Aphelinidae.....	3
Diagnosis.....	4
Biología.....	5
Género <i>Eretmocerus</i> Haldeman, 1850.....	8
Género <i>Encarsia</i> Förster, 1878.....	10
Parasitoides.....	11
Eficiencia.....	12
Fuente de alimentación.....	13
Afelinidos de los géneros <i>Encarsia</i> Förster y <i>Eretmocerus</i> Haldeman en México....	14
Afelinidos de los géneros <i>Encarsia</i> Förster y <i>Eretmocerus</i> Haldeman en Veracruz..	21
Mosquitas blancas.....	22
Biología y Ecología.....	23
Relación con las plantas hospedantes.....	24
Recolecta y preparación.....	25
MATERIALES Y MÉTODO.....	27
Zona de muestreo.....	27
Metodología.....	27
Identificación de especies de Aphelinidae.....	28
Identificación de especies de Aleyrodidae.....	29
RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	30
Aphelinidae.....	30
Aleyrodidae.....	32
Plantas hospederas.....	32
Especies.....	32
Descripción de las especies.....	34
<i>Encarsia andrewi</i> (Myartseva y Coronado-Blanco, 2004).....	34
<i>Encarsia meritoria</i> Gahan, 1927.....	37
<i>Encarsia nigricephala</i> Dozier, 1937.....	40
<i>Encarsia pergandiella</i> Howard, 1907.....	42
<i>Encarsia sophia</i> (Girault y Dodd, 1915).....	44
<i>Encarsia tamaulipeca</i> (Myartseva y Coronado-Blanco, 2002).....	47
<i>Encarsia tapachula</i> Myartseva, 2007.....	50
<i>Encarsia trialeurodis</i> Myartseva, 2008.....	52
<i>Encarsia</i> cercana a <i>meritoria</i> .....	56
<i>Encarsia</i> sp. 1.....	57

<i>Eretmocerus mundus</i> Mercet, 1931.....	59
<i>Eretmocerus</i> sp. 1.....	62
CONCLUSIONES.....	66
RESUMEN.....	67
LITERATURA CITADA.....	68

## ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro		Página
1	Modos de reproducción de Aphelinidae en México.....	5
2	Familias de parasitoides e insectos que controlan.....	12
3	Especies de Eretmocerus, hospederos y distribución en México.....	15
4	Especies de <i>Encarsia</i> , hospederos y distribución en México.....	16
5	Especies de Aphelinidae registradas en Veracruz.....	22
6	Cultivos hospedantes de Bemisia tabaci Gennadius en América Latina y el Caribe hasta el año 2003.....	25
7	Afelinidos: especies, número de especímenes por municipio, por sexo y porcentajes, en el norte de Veracruz, México.....	30
8	Presencia de adultos de especies de Aphelinidae durante el 2013, en los municipios de Tampico Alto y Cd. Cuauhtémoc, Veracruz, México.....	32
9	Especies de Aphelinidae y Aleyrodidae huésped, obtenidos en plantas hospederas de los municipios de Tampico Alto y Cd. Cuauhtémoc, Veracruz, México.....	34

## ÍNDICE DE FIGURAS

Figura		Página
1	Morfología general del pupario de moscas blancas.....	26
2	<i>A. pulvinatus</i> .....	33
3	<i>B. tabaci</i> .....	33
4	<i>T. acaciae</i> .....	33
5	<i>T. vaporariorum</i> .....	33
6	<i>Aleuropleurocelus</i> sp.....	33
7	<i>Aleurotrachelus</i> sp. ....	33
8	Antena de <i>E. andrewi</i> .....	35
9	Lóbulo medio de <i>E. andrewi</i> .....	35
10	Ala anterior de <i>E. andrewi</i> .....	36
11	Vena marginal de <i>E. andrewi</i> .....	36
12	Tarso medio de <i>E. andrewi</i> .....	36
13	Ovipositor de <i>E. andrewi</i> .....	36
14	Morfología general de ♀ de <i>E. andrewi</i> .....	37
15	Antena de <i>E. meritoria</i> .....	38
16	Lóbulo medio de <i>E. meritoria</i> .....	38
17	Ala anterior de <i>E. meritoria</i> .....	38
18	Vena marginal de <i>E. meritoria</i> .....	38
19	Tarso medio de <i>E. meritoria</i> .....	39
20	Ovipositor de <i>E. meritoria</i> .....	39
21	Morfología general de ♀ de <i>E. meritoria</i> .....	39
22	Antena de <i>E. nigricephala</i> .....	40
23	Lóbulo medio de <i>E. nigricephala</i> .....	40
24	Ala anterior de <i>E. nigricephala</i> .....	41
25	Vena marginal de <i>E. nigricephala</i> .....	41
26	Tarso medio de <i>E. nigricephala</i> .....	41
27	Ovipositor de <i>E. nigricephala</i> .....	41
28	Morfología general de ♀ de <i>E. nigricephala</i> .....	41
29	Antena de <i>E. pergandiella</i> .....	43
30	Lóbulo medio de <i>E. pergandiella</i> .....	43
31	Ala anterior de <i>E. pergandiella</i> .....	43
32	Vena marginal de <i>E. pergandiella</i> .....	43
33	Tarso medio de <i>E. pergandiella</i> .....	43
34	Ovipositor de <i>E. pergandiella</i> .....	43
35	Morfología general de ♀ de <i>E. pergandiella</i> .....	44
36	Antena de <i>E. sophia</i> .....	45
37	Lóbulo medio de <i>E. sophia</i> .....	45
38	Vena marginal de <i>E. sophia</i> .....	45
39	Setas conspicuas de <i>E. sophia</i> .....	45
40	Tarso medio de <i>E. sophia</i> .....	46
41	Ovipositor de <i>E. sophia</i> .....	46

42	Morfología general de ♀ de <i>E. sophia</i> .....	46
43	Antena de <i>E. tamaulipeca</i> .....	48
44	Lóbulo medio de <i>E. tamaulipeca</i> .....	48
45	Ala anterior de <i>E. tamaulipeca</i> .....	48
46	Vena marginal de <i>E. tamaulipeca</i> .....	48
47	Tarso medio de <i>E. tamaulipeca</i> .....	48
48	Ovipositor de <i>E. tamaulipeca</i> .....	48
49	Morfología general de ♀ de <i>E. tamaulipeca</i> .....	49
50	Morfología general de ♂ de <i>E. tamaulipeca</i> .....	49
51	Antena de <i>E. tapachula</i> .....	51
52	Lóbulo medio de <i>E. tapachula</i> .....	51
53	Ala anterior de <i>E. tapachula</i> .....	51
54	Vena marginal de <i>E. tapachula</i> .....	51
55	Tarso medio de <i>E. tapachula</i> .....	51
56	Ovipositor de <i>E. tapachula</i> .....	51
57	Morfología general de ♀ de <i>E. tapachula</i> .....	52
58	Antena de <i>E. trialeurodis</i> .....	53
59	Lóbulo medio de <i>E. trialeurodis</i> .....	53
60	Ala anterior de <i>E. trialeurodis</i> .....	54
61	Vena marginal de <i>E. trialeurodis</i> .....	54
62	Tarso medio de <i>E. trialeurodis</i> .....	54
63	Ovipositor de <i>E. trialeurodis</i> .....	54
64	Morfología general de ♀ de <i>E. trialeurodis</i> .....	55
65	Antena de <i>E. cercana a meritoria</i> .....	56
66	Lóbulo medio <i>E. cercana a meritoria</i> .....	56
67	Vena marginal <i>E. cercana a meritoria</i> .....	56
68	Tarso medio <i>E. cercana a meritoria</i> .....	56
69	Morfología general de ♀ de <i>E. cercana a meritoria</i> .....	57
70	Antena de <i>Encarsia</i> sp. 1.....	57
71	Lóbulo medio de <i>Encarsia</i> sp. 1.....	57
72	Ala anterior de <i>Encarsia</i> sp. 1.....	58
73	Vena marginal de <i>Encarsia</i> sp. 1.....	58
74	Morfología general de ♀ de <i>Encarsia</i> sp. 1.....	58
75	Antena de <i>E. mundus</i> .....	60
76	Lóbulo medio de <i>E. mundus</i> .....	60
77	Ala anterior de <i>E. mundus</i> .....	60
78	Vena marginal e hilera de setas en zona calva de <i>E. mundus</i> .....	60
79	Tarso medio de <i>E. mundus</i> .....	60
80	Ovipositor de <i>E. mundus</i> .....	60
81	Morfología general de ♀ de <i>E. mundus</i> .....	61
82	Morfología general de ♂ de <i>E. mundus</i> .....	61
83	Antena de <i>Eretmocerus</i> sp. 1.....	62
84	Lóbulo medio de <i>Eretmocerus</i> sp. 1.....	62
85	Vena marginal de <i>Eretmocerus</i> sp. 1.....	62
86	Tarso medio de <i>Eretmocerus</i> sp. 1.....	62
87	Morfología general de ♀ de <i>Eretmocerus</i> sp. 1.....	63

## INTRODUCCIÓN

El orden Himenóptera tiene gran importancia económica mundial, ya que muchos de sus integrantes son polinizadores de cultivos y un número importante se utiliza para el control de insectos plaga. Son abundantes en los ecosistemas, y el hombre ha sabido aprovecharlos. Las plagas han sido parte de la cadena alimenticia ya que causan daños y pérdidas económicas a la agricultura mundial. La República Mexicana cuenta con zonas extensas dedicadas a la producción de hortalizas y a nivel mundial es reconocida por sus exportaciones de tomate, pepino, chile, sandía y algunos frutales como cítricos y aguacate. Además, en el país se explotan amplias extensiones dedicadas a la agricultura protegida, misma que permite mejorar las condiciones óptimas de desarrollo de diferentes cultivos. En este ámbito, el manejo de las plagas sigue siendo un problema recurrente y más en explotaciones a cielo abierto, donde causan pérdidas millonarias. El norte de Veracruz se caracteriza por ser una zona productora y exportadora de hortalizas y frutales de excelente calidad, destacando tomate, chile, sandía, jícama y melón, cultivos que no están exentos de pérdidas causadas por insectos plaga y enfermedades prevalentes en la región. El control para minimizar los daños causados por insectos, ya sean defoliadores o chupadores, se realiza utilizando básicamente insecticidas. Entre las plagas más importantes en el norte de Veracruz se pueden mencionar a las mosquitas blancas (Aleyrodidae: *Bemisia tabaci*, *Trialeurodes vaporariorum*), minadores de hojas (Díptera: *Liriomyza trifolii*, *Liriomyza sativae*), picudo del chile (Cucurliionidae: *Anthonomus eugenii*), gusano soldado (Noctuidae: *Spodoptera exigua*), gusano trozador (Noctuidae: *Agrotis sp.*), chinches (Pentatomidae: *Nezara viridula*) y en algunos casos nematodos (Meloidogynidae: *Meloidogyne sp.*), siendo las mosquitas blancas las más importantes y difíciles de controlar, ya que han adquirido resistencia a los productos químicos que se utilizan para su control, como es el caso del

Imidacloprid (Confidor; Picador). Además, las mosquitas blancas son vectores de diferentes virus. El uso de parasitoides, es una técnica que no se aprovecha al máximo, ya que desgraciadamente todavía no se les aprecia como un método de control confiable, debido al desconocimiento de información al respecto; la presencia natural de especies parasitoides en los agroecosistemas es un hecho real, sin embargo, en general se desconoce su utilidad y los beneficios resultantes cuando son utilizados en programas de manejo integrado de plagas. Dado el hecho de que en la región norte de Veracruz los productores y asociaciones agrícolas no utilizan sistemáticamente programas de manejo integrado de plagas, y a que se desconoce mucha de la entomofauna de especies de parasitoides himenópteros presentes, se consideró útil realizar este trabajo en dos municipios de esta región, teniendo como objetivos concretos conocer que especies de parasitoides de moscas blancas están presentes y cuáles son sus hospederos específicos.

## REVISIÓN DE LITERATURA

### Orden Hymenoptera

El orden Hymenoptera (hymen: membrana; ptera: alas) se caracteriza por la presencia de cuatro alas membranosas cubiertas en las bases por las tégulas, un aparato bucal masticador fuertemente adaptado a succionar o lamer, un primer segmento del abdomen que se fusiona con el metatórax formando lo que se conoce como propodeo –que mantiene su par de espiráculos- y, en las hembras, un ovipositor constituido por tres pares de valvas que esta modificado a modo de sierra, taladro o agujijón (Anento y Selfa, 1997).

Al presente el orden incluye 20 superfamilias y 97 familias (Goulet y Hubert, 1993), en dos subórdenes: Symphyta con cinco superfamilias y 12 familias que representa el 5 % de todas las especies conocidas y Apócrita que constituye el 95 % restante con 15 superfamilias y 85 familias. En la visión clásica se consideran dos grupos sin asignación a categoría taxonómica, siendo estos los Aculeados (Sección Aculeata) que reúne a hormigas, abejas y avispa típicas, caracterizados por la presencia de agujijón – Acule: agujijón-, y los Parasítica (Sección Parasítica) que representan el 50 % de todos los himenópteros (Anento y Selfa, 1997).

### Familia Aphelinidae

Aphelinidae es un grupo de Chalcidoidea, que contiene 32 géneros con mil especies y son la principal fuente de agentes de control biológico de plagas de importancia económica, principalmente del orden Hemíptera, donde se incluye a cóccidos, áfidos y aleyrodidos. Aphelinidae es cosmopolita, con 10 géneros registrados en todas las zonas zoogeográficas; son *Ablerus* Howard,

*Aphelinus* Dalman, *Aphytis* Howard, *Centrodera* Förster, *Coccobius* Ratzeburg, *Coccophagus* Westwood, *Encarsia* Förster, *Eretmocerus* Haldeman, *Marietta* Motschulsky y *Pteroptrix* Westwood. Los géneros parasitoides exclusivos de Aleyrodidos son *Eretmocerus* Haldeman y *Encarsia* Förster, con muchas especies cada uno de ellos. En el género *Encarsia* hay más de 300 especies descritas en el mundo y contiene a la mayoría consideradas parasitoides de moscas blancas (Begum et al., 2011). En México se reportan 9 géneros y 74 especies (2000); 12 géneros y 95 especies (2004); 12 géneros y 150 especies (2009), 12 géneros y 184 especies para la familia (Myartseva et al., 2012a).

### **Diagnosis**

Los afelinidos se reconocen por la siguiente combinación de caracteres: cuerpo usualmente no mayor de 1.5 mm de longitud, no fuertemente metálico, usualmente claro o ligeramente esclerotizado; palpos labiales y maxilares de 1 o 2 segmentos; antena de la hembra con 5-8 segmentos, excluyendo la radícula y el anelo; funículo cuando mucho con 4 segmentos; maza antenal de 1 a 4 segmentos; mandíbula generalmente con 2 dientes y una parte truncada o con 3 dientes; mesoescudo con líneas notaulares completas, más o menos rectas y ampliamente separadas; ala anterior con vena marginal larga, vena estigmal corta, vena postmarginal generalmente ausente o corta; fórmula tarsal 5-5-5 o 4-4-4, raramente 5-4-5; tibia anterior con espuela curva hendida; metasoma ampliamente unido al mesosoma; pecíolo transversal o ancho; gáster usualmente con 7 terguitos, ocasionalmente con 8; cercos en el ápice del metasoma o sólo ligeramente adelantados (sólo en *Coccobius*); válvula 3 separada y articulada con el valvifer 2. Macho similar a la hembra, excepto principalmente en la estructura antenal y en la genitalia (Myartseva et al., 2012a).

## Biología

La reproducción de los afelinidos comúnmente es biparental aunque la reproducción uniparental también es común. El Cuadro 2 enlista dichos tipos en los distintos géneros. Usualmente, las hembras apareadas ponen huevos diploides (fertilizados) dentro o sobre el cuerpo del hospedero, e invariablemente originan hembras. Las hembras no apareadas ovipositan huevos haploides que invariablemente originan machos (partenogénesis arrenotoca). En la reproducción uniparental, las hembras no apareadas normalmente producen huevos diploides y rara vez también haploides (partenogénesis deuterotoca). De particular interés son las biología divergentes “heterónomas” (según Walter, 1983) de machos y hembras que se presentan virtualmente en todas las especies de Coccophaginae.

Cuadro 1. Modos de reproducción de Aphelinidae en México

Géneros	Parasitoides primarios		Hiperparasitoides	
	biparental	uniparental	ectoparasitoides	endoparasitoides
<i>Ablerus</i>	♀		♀♂	
<i>Aphelinus</i>	+♀♂			
<i>Aphytis</i>	+♀♂	♀		
<i>Centroдора</i>	+♀♂			♀♂
<i>Coccobius</i>	+♀♂		♂	
<i>Coccophagus</i>	+♀♂	♂	♂	♂
<i>Cales</i>	+♀♂			
<i>Encarsia</i>	+♀♂	♂		♂
<i>Eretmocerus</i>	+♀♂	♂		
<i>Marietta</i>	+♀♂		♀♂	
<i>Dirphys</i>	+♀♂			
<i>Pteroptrix</i>	+♀♂			

. Fuente: Myartseva *et al.*, 2012.

En los parasitoides “dífagos”, las larvas de la hembra son parasitoides endófagos primarios y las de los machos son parasitoides ectófagos primarios de Hemiptera. Este tipo de biología ocurre en algunas especies de *Coccophagus*. Más comunes son los casos en que las larvas de hembras son parasitoides endófagos primarios y las del macho son hiperparasitoides endófagos o ectófagos, desarrollándose en su propia especie. Walter (1983)

nombró a las especies con este tipo de biología “hiperparasitoides heterónomos”. La especie biparental tiene reproducción arrenotoka, los huevos infértiles originan machos y los fertilizados a las hembras. Las hembras no apareadas producen solo machos mientras que las apareadas producen machos y hembras. Los machos son comunes en tales especies aunque la proporción sexual raramente es 1:1 porque las hembras usualmente constituyen del 60-70% de las poblaciones. Las especies uniparentales de *Aphytis* tienen partenogénesis telitoca, donde las hembras pueden producir hembras sin haber sido fertilizadas. Las condiciones ambientales pueden afectar la proporción en que ocurren los machos en las poblaciones telitocas.

Las hembras atacan diferentes estadios de sus hospederos. Varias especies ovipositan directamente sobre o dentro del hospedero, en el cual se desarrollan las larvas; sin embargo, cuando ovipositan en hospederos más jóvenes, los parasitoides continúan su desarrollo en el siguiente estadio del hospedero (Viggiani, 1984; Myartseva *et al.*, 2012a). *Encarsia formosa* Gahan prefiere parasitar el tercer estadio ninfal de su hospedero mientras que *Encarsia pergandiella* Howard ataca las ninfas de segundo y tercer estadio. Por su parte, las especies de *Aphelinus* parasitan áfidos de todos los estadios. *Aphelinus semiflavus* Howard (Hartley, 1922) parasita ninfas de primero y segundo estadio de *Myzus persicae* (Sulzer); los áfidos adultos rara vez son parasitados. *E. formosa* oviposita dentro de las “pupas” de *Trialeurodes vaporariorum* Westwood enseguida de que éstas mudan, cuando la mosquita blanca es aplanada y no tiene cubierta cerosa (Speyer, 1927). *Aphytis lingnanensis* Compere pone huevos de machos más a menudo en las escamas pequeñas mientras que las más grandes reciben huevos de hembras (Opp y Luck, 1986; Myartseva *et al.*, 2012a).

El desarrollo de los Aphelinidae se completa en distintos lapsos de tiempo. Por ejemplo, usualmente es corto en *Aphytis*, a menos que sea interrumpido por la diapausa: *Aphytis chilensis* Howard completa su desarrollo

en 18 días a 28° C (Rosen y Eliraz, 1978), *Aphytis hispanicus* Mercet en 16 días (Gerson, 1968), *Aphytis coheni* DeBach en sólo 12 días (Avidov *et al.*, 1970). Según Rao y DeBach (1969), *A. lingnanensis*, *Aphytis melinus* DeBach y *Aphytis holoxanthus* DeBach necesitan 12 o 13 días a 26.7° C constantes para completar su desarrollo de huevo hasta adulto. Las altas temperaturas (arriba de 32°C) disminuyen mucho la sobrevivencia de los estadios inmaduros (DeBach *et al.*, 1955; Myartseva *et al.*, 2012a). Usualmente, la incubación del huevo y el período prepupal son relativamente cortos mientras que el desarrollo pupal es de un tercio del total. La longevidad de vida del adulto depende de la maduración de los huevos en los ovarios de la hembra. *Pteroptrix bicolor* Howard emerge con cerca de 250 huevos maduros, la hembra los oviposita rápidamente y muere después de pocos días, si no se alimenta. La oviposición en las especies de *Aphelinus* y *Coccophagus* dura casi toda su vida, desde unos días hasta un mes y aún más. La oviposición de *Eretmocerus serius* Silvestri dura 7-10 días, la hembra pone unos 200 huevos (Nikolskaya y Yasnosh, 1966; Myartseva *et al.*, 2012a).

La mayoría de las especies de Aphelinidae son multivoltinas, se desarrollan continuamente a través del año. Sin embargo, ocurre diapausa invernal en el estado larval, particularmente en especies que se desarrollan en hospederos que invernan como huevos, tal como *Aphytis mytilaspidis* (Le Baron) en la escama ostión, *Lepidosaphes ulmi* (Linneo). En tales casos, el parasitoide puede ser bivoltino o aún univoltino (DeBach, 1964; Yasnosh, 1972). El número de generaciones por año depende principalmente de factores climáticos. El número de generaciones también depende del huésped y de la región geográfica. Para *Aphelinus mali* Haldeman en varios países se han registrado de 6 a 10 generaciones por año (Nikolskaya y Yasnosh, 1966). Con temperatura favorable, *E. formosa* puede desarrollarse todo el año y tener 12 generaciones (Speyer, 1927; Myartseva *et al.*, 2012a); una generación se desarrolla en 28 días.

Los Afelinidos comúnmente invernan en varios estados de desarrollo, desde huevos hasta adultos. La hibernación normalmente es como larva madura o como pupa. Los adultos emergidos se alimentan de la mielecilla exudada de sus hospederos y en las secreciones que salen de la herida causada por la oviposición. Las hembras y los machos adultos copulan pronto después de la emergencia, usualmente durante el día y en condiciones meteorológicas favorables. *Encarsia perniciosi* Tower puede copular en primavera y verano. La oviposición inicia usualmente el día de la emergencia de la hembra o un poco después de su fertilización. Antes de la copulación, las hembras de algunas especies pueden ovipositar en mayor número de hospederos que después de la copulación. Por ejemplo, el comportamiento de las hembras de *Encarsia clypealis* (Silvestri) y de *Encarsia opulenta* Silvestri, parasitoides de la mosca prieta de los cítricos *Aleurocanthus woglumi* Ashby, cambia considerablemente después de la copulación: antes de la copulación parasitan otros hospederos pero no a esta plaga, la cual es inaceptable para el desarrollo de los machos de dichas especies (Flanders, 1943; Myartseva *et al.*, 2012a). La copulación tiene importante influencia en la correlación de sexos de *Coccophagus*. Las hembras empiezan a ovipositar antes de la copulación y se desarrollan sólo machos. Después de la emergencia de los machos inicia la copulación activa de las hembras y en la siguiente población predominarán las hembras (Zinna, 1961; Myartseva *et al.*, 2012a).

### **Género *Eretmocerus* Haldeman, 1850**

Todas las especies conocidas en este género son endoparasitoides solitarios de ninfas de mosca blanca (Gerling, 1990). Existen 57 especies descritas de *Eretmocerus* en todo el mundo (Rose y Zolnerowich, 2003; García, 2012). Sin embargo, se cree que quedan aún muchas especies de este género sin describir (Zolnerowich y Rose, 1997) dado que hay alrededor de 1556 especies de Aleyrodidos registrados (Martin y Mound, 2007; García, 2012), que se conocen especies de *Eretmocerus* en todos los continentes en los que se

han hallado moscas blancas y que solo se han estudiado aquellos provenientes de sistemas agrícolas (López y Evans, 2008; García, 2012).

El cuerpo es pálido, antenas con cinco segmentos, el último muy largo, con una longitud igual o levemente superior a la de todos los demás juntos. Fórmula tarsal 4-4-4 (Cave, 1996; García, 2012).

Su reproducción como la mayoría de los himenópteros es por partenogénesis arrenotoca, o sea, huevos fecundados producen hembras, mientras que huevos no fecundados producen machos (Rose *et al.*, 1995). Todos los estadios ninfales son parasitados por *Eretmocerus mundus* Mercet a pesar que prefiere y se reproduce mejor sobre N<sub>2</sub> y N<sub>3</sub> (Foltyn y Gerling, 1985; Urbaneja y Stansly, 2003; García, 2012).

Una vez detectado y aceptado un huésped, la hembra se coloca de espaldas a la ninfa de Aleyrodidae de modo que esta quede en contacto con el ovipositor, y empleando sus patas traseras la levanta y realiza la puesta (que por lo general es solitaria) entre la ninfa y la hoja. Posteriormente, cuando la larva del parasitoide eclosiona del huevo, taladra la piel del cuerpo de la ninfa de la mosca y penetra en el interior de la misma, donde se desarrolla alimentándose de hemolinfa. Una vez que ha completado su desarrollo larvario (pasa por tres estadios) (Hazef *et al.*, 1978; García, 2012) y pupal, no descarga meconio al final del periodo y las sustancias de desecho solo son descargadas a la salida del adulto (López y Evans, 2008), a través del opérculo de forma circular realizado en la parte anterior del exuvio pupal.

Por su parte *E. mundus* posee una fecundidad elevada y sus parámetros reproductivos son muy elevados si se comparan con otros parasitoides (Urbaneja *et al.*, 2002; García, 2012). A parte de la mortalidad inducida por el parasitismo en si *E. mundus* es capaz de provocar la muerte a su huésped al realizar picaduras alimenticias sobre las ninfas jóvenes de *Bemisia tabaci*

Gennadius y por mutilación (inserciones del ovipositor que no van seguidas de una puesta ni de una picadura alimenticia) (Téllez et al., 2003; García, 2012).

Las hembras tienen una fecundidad de hasta 22 huevecillos por hembra. El tiempo de duración de la fase de larva y pupa es de nueve a 12 días y el adulto tiene una longevidad entre siete y 10 días (Hunter et al., 1996; Rose y Zolnerowich, 1997; Urbaneja y Stansly, 2003).

El desarrollo interno de *Eretmocerus* es difícil de conocer en ninfas vivas; sin embargo, el contenido interno del cuarto instar ninfal de moscas parasitadas adquiere una coloración blanco-lechosa y los micetomas son desplazados usualmente hacia el margen corporal. Se presentan cambios en el color de los ojos durante el desarrollo pupal del parasitoide. Las pupas tienen ojos claros que cambian de rosa a rojos; posteriormente son rojos y verdes (Fu et al., 2008; García, 2012).

### **Género *Encarsia* Förster, 1878**

El género *Encarsia* incluye 343 especies descritas y numerosas especies sin describir. Los inmaduros son parasitoides de varias moscas blancas, escamas armadas, áfidos, lepidópteros o incluso del sexo opuesto de la misma especie. Las especies descritas de *Encarsia* se distribuyen entre los 25 grupos reconocidos de especies, con 60 especies restantes sin colocar. La mayoría de las especies (52%) se incluyen en *aurantii*, *inaron*, *lahorensis*, *luteola*, *opulenta*, *parvella* y especies del grupo *strenua* (Heraty et al., 2008; García, 2012).

El huevo es himenópteriforme y flota dentro del cuerpo del huésped. Normalmente depositan un huevo por cada huésped. Se ha encontrado que las hembras son capaces de discriminar entre huéspedes previamente; parasitados y los no parasitados, sin embargo, en condiciones de confinamiento más de un huevo puede ser puesto en un solo huésped, pero solo una larva se desarrolla completamente. La larva de *Encarsia* pasa por tres instares en su desarrollo,

alimentándose de todo el contenido interno del cuerpo del huésped. Terminado el periodo larval, el parasitoide descarga el meconio a lo largo del margen interior de la piel vacía del huésped. La pupa se forma llenando toda la cavidad del huésped, tomando la misma posición ventral de este, pero terminado esto, el nuevo adulto gira a una posición dorsal para perforar un hueco de salida en la parte dorso anterior del huésped. La piel que cubre la pupa del parasitoide en algunas especies es marrón oscura o negra, aunque los adultos sean de color amarillo claro por ejemplo: *E. cibcencis* López-Ávila, pero en otras especies esa cubierta es transparente (López-Ávila, 2004).

Algunas especies como *E. formosa* producen una melanización completa de la piel del huésped como en *T. vaporariorum* pero no lo hace en otros huéspedes como *B. tabaci*. En las especies biparentales, los machos se desarrollan como hiperparasitoides sobre larvas bien desarrolladas o pupas hembras de su propia especie o especies relacionadas (López-Ávila, 1988).

El cuerpo es parcial o completamente pálido, aunque el macho de *Encarsia nigricephala* Dozier son casi totalmente negros. Antenas con 7-8 segmentos; los cuatro o cinco últimos casi de la misma longitud. Fórmula tarsal 5-5-5 o 5-4-5 (Cave, 1996; García, 2012)

## **Parasitoides**

Un parasitoide es un insecto que en su estado inmaduro se alimenta y desarrolla dentro o sobre el cuerpo de un solo insecto hospedante al cual mata lentamente, o bien, se desarrolla dentro de los huevecillos de este (Carballo, 2002); (López-Ávila, 2004; García, 2012). Son los enemigos naturales más utilizados en los programas de control biológico de plagas insectiles. La mayoría (85%) son del orden hymenoptera y el resto (15%) son dípteros. La mayoría de los parasitoides utilizados para el control biológico de plagas pertenecen a las familias Braconidae, Ichneumonidae, Scelionidae, Trichogrammatidae, Eulophidae, Encyrtidae, Aphelinidae y Tachinidae (Carballo, 2002).

Cuadro 2. Familias de parasitoides e insectos que controlan.

Orden	Familia	Hospedantes
Himenóptera	Braconidae	Áfidos, lepidópteros, coleópteros, y dípteros
	Scelionidae	Huevos de chinches
	Trichogrammatidae	Huevos de lepidópteros, larvas de minadores de hojas y barrenadores de madera
	Eulophidae	Huevos de Heteróptera, Auchenorrhynca, Sternorrhyncha, Coleóptera, Díptera y Saltatoria
	Mymaridae	Escamas y cochinillas
	Encyrtidae Aphelinidae	Escamas, cochinillas, moscas blancas y áfidos
Díptera	Tachinidae	Larvas de lepidópteros
	Bombyliidae	Larvas de Scarabeidae

Fuente: Carballo, 2002.

### **Eficiencia**

La capacidad de parasitismo de un parasitoide está influenciada por varios factores, la temperatura, la humedad, el tipo de alimento disponible, las características de la planta hospedera de la mosca blanca, las oportunidades de oviposición y el sexo del parasitoide.

La temperatura es un factor de suma importancia en la eficiencia de los parasitoides. *E. formosa*, a 16 °C y teniendo como huésped *Bemisia argentifolii*

(Bellows & Perring), incrementa su longevidad a 30 días, su tiempo de desarrollo de huevo a adulto a 60 días, y presenta alta mortalidad hasta un 50 %, mientras que a 28°C disminuye su longevidad a 9 días, el tiempo de desarrollo a 14 días y la mortalidad a un 32 % (Enkegaard, 1993; Fu *et al.*, 2008). Los parasitoides se inactivan a bajas temperaturas por arriba de los 18 °C estos pueden volar, pero debajo de esta temperatura solo caminan.

La densidad de tricomas de la hoja, es la característica de la planta más investigada en relación con la eficiencia de los parasitoides. Una alta densidad de estos limita a los adultos de este parasitoide para que alcancen a su huésped (Heinz y Parrela, 1994; Fu *et al.*, 2008). Por ejemplo variedades de algodón con baja densidad de tricomas albergan bajas densidades de moscas blancas y permiten niveles más altos de parasitismo por *E. formosa* (Sippell *et al.*, 1987; Fu *et al.*, 2008).

Los parasitoides también reducen la velocidad de desplazamiento por la venación de las hojas (Van Lenteren *et al.*, 1976); además, los tricomas glandulares que producen materiales pegajosos o tóxicos son desfavorables para la actividad de los parasitoides (Hoddle *et al.*, 1998; Fu *et al.*, 2008).

### **Fuente de alimentación**

La fuente más común de proteína para los parasitoides adultos, son los fluidos del cuerpo del huésped, los cuales pueden ser obtenidos de diferentes maneras por las hembras (López-Ávila, 2004).

Las hembras parasitoides deben periódicamente encontrar alimento para obtener la energía que haga sustentable su locomoción, como así también para aumentar su longevidad y fertilidad, obteniendo nutrientes desde sus hospederos en la forma de vitelo, hemolinfa y/o tejido (Ripa *et al.*, 2009; García, 2012).

La alimentación del huésped ha sido observada en más de 150 especies, pertenecientes a 17 familias de himenópteros parasitoides, con registro para ecto y endoparasitoides, koino e idiobiontes, solitarios y gregarios, monófagos y polífagos, así como primarios y secundarios (Virla, 2007; García, 2012). Esta conducta ha sido observada principalmente en parasitoides de la familia Aphelinidae (Téllez *et al.*, 2003; García, 2012).

Jervis y Kidd (1986), hacen una revisión amplia de las formas como los parasitoides himenópteros se alimentan de sus huéspedes, y se resume este trabajo clasificando la forma como las avispas obtienen el alimento de acuerdo al daño que hacen al huésped en: destructivas y no destructivas y si la oviposición ocurre durante este proceso, en el mismo huésped o no, en concurrente y no concurrente. De acuerdo con estos términos *Encarsia* y *Eretmocerus* muestran hábito de alimentación sobre el huésped con las características de destructivo no concurrente.

### **Afelinidos de los géneros *Encarsia* Förster y *Eretmocerus* Haldeman en México.**

En México se han identificado 20 especies de *Eretmocerus* (Cuadro 3), donde se incluyen 4 introducidas (*emiratus*, *eremicus*, *mundus*, *serius*) y 5 especies nuevas, tan solo para el estado de Tamaulipas se han colectado 13 especies (incluyendo 4 de las 5 nuevas) (Myartseva *et al.*, 2007) y una más 5 años después *E. mundus* (García, 2012); siendo la entidad con más especies registradas en el país. En el estado de Baja California es donde se han introducido más especies (3: *emiratus*, *eremicus* y *mundus*) para el control de plagas (Myartseva *et al.*, 2007).

Cuadro 3. Especies de Eretmocerus, hospederos y distribución en México.

Especies	Hospederos	Distribución
<i>Eretmocerus</i> n. sp. 1	<i>Tetraleurodes</i> sp., <i>Trialeurodes vaporariorum</i> (Westwood)	Coah, Tamps.
<i>Eretmocerus</i> n. sp. 2 <i>E. comperei</i> Rose	No se conocen <i>Aleurothrixus floccosus</i> (Maskell), <i>Siphoninus</i> <i>phillyreae</i> (Haliday), <i>Tetraleurodes</i> sp.	Jal BCS, Col, Gro, Nay, NL, Sin, SLP, Tamps.
<i>E. corni</i> Haldeman	<i>Bemisia tabaci</i> Gennadius, <i>T.</i> <i>vaporariorum</i> (Westwood)	Tamps.
<i>E. emiratus</i> Zolnerowich & Rose	<i>Bemisia argentifolii</i> Bellows & Perring	BC (introducida)
<i>E. eremicus</i> Rose & Zolnerowich	<i>B. tabaci</i> Gennadius, <i>T.</i> <i>vaporariorum</i> (Westwood)	BC (introducida), Tamps.
<i>Eretmocerus</i> n. sp. 3	<i>B. tabaci</i> Gennadius, <i>T.</i> <i>vaporariorum</i> (Westwood)	Qro, Tamps.
<i>E. jimenezi</i> Rose	<i>A. floccosus</i> (Maskell), <i>Tetraleurodes</i> sp.	Col, Gro, Nay, NL, Mich, SLP, Sin, Tamps.
<i>E. joeballi</i> Rose & Zolnerowich	<i>B. tabaci</i> Gennadius, <i>Tetraleurodes</i> sp.	Coah, Tamps.
<i>Eretmocerus</i> n. sp. 4 <i>E. longiterebrus</i> Rose	<i>Tetraleurodes</i> sp. <i>A. floccosus</i> (Maskell), <i>Tetraleurodes</i> sp.	Tamps. Chis, Coah, Col, Jal, Mich, Mor, Pue, Qro, SLP, Sin, Son, Tamps.
<i>Eretmocerus</i> n. sp. 5 <i>E. mundus</i> Mercet <i>E. naranjæ</i> Myartseva	<i>Tetraleurodes</i> sp. <i>B. argentifolii</i> Bellows & Perring <i>A. floccosus</i> (Maskell)	Tamps. BC (introducida) Tamps.
<i>E. paulistus</i> Hempel	No se conocen	México.
<i>E. perseae</i> Rose & Zolnerowich	<i>Tetraleurodes perseae</i> Nakahara	Mich.
<i>E. portoricensis</i> Dozier	No se conocen	México.
<i>E. serius</i> Silvestri	<i>Aleurocanthus woglumi</i> (Ashby)	México (introducida)
<i>E. staufferi</i> Rose & Zolnerowich	<i>B. tabaci</i> Gennadius, <i>T.</i> <i>vaporariorum</i> (Westwood)	Tamps.
<i>E. tejanus</i> Rose & Zolnerowich	<i>T. vaporariorum</i> (Westwood)	Tamps.

Fuente: Myartseva et al., 2007

Hace poco más de una década Myartseva y Ruiz-Cancino (2000) enlistaron 30 especies de *Encarsia* reportadas en la literatura para México; Myartseva *et al* (2004) reportaron 41 especies mientras que Myartseva y Evans (2008) registraron 88 especies para México. En datos recientes (Heraty *et al.*, 2007), dividieron la fauna mundial de *Encarsia* en 26 grupos de especies. Las 88 especies de *Encarsia* de la fauna mexicana pertenecen a 20 grupos (Myartseva, 2007a; Myartseva y Evans 2008). En su última actualización Myartseva *et al.*, (2012a), reportan 94 especies de *Encarsia* para México (Cuadro 4).

Cuadro 4. Especies de *Encarsia*, hospederos y distribución en México.

<b>Especies</b>	<b>Hospederos</b>	<b>Distribución en México</b>
<i>E. altacima</i> Myartseva & Evans	<i>Tetraleurodes</i> sp.	Tamps.
<i>E. alvaradoi</i> Myartseva & Evans	Aleyrodidae	Sin.
<i>E. ameca</i> Myartseva	<i>Acutaspis agavis</i>	Jal.
<i>E. americana</i> DeBach & Rose	<i>Aleurothrixus floccosus</i> (Maskell).	BCS, Chis, Col, Gro, Mor, Oax, SLP, Sin, Ver.
<i>E. andrewi</i> Myartseva & Coronado-Blanco	Aleyrodidae (Aleyrodicinae)	Qro, Tamps.
<i>E. antennata</i> Myartseva	Desconocidos	Chis.
<i>E. aurantii</i> Howard	<i>Chrysomphalus aonidum</i> (L.) y <i>Aonidiella aurantii</i> (Maskell) en México.	BCS, Jal, Tamps.
<i>E. azteca</i> Myartseva	Aleyrodidae	Tamps.
<i>E. bimaculata</i> Heraty & Polaszek	<i>Bemisia tabaci</i> (Gennadius), <i>Trialeurodes vaporariorum</i> (Westwood)	Gro.
<i>E. brimblecombei</i> Girault	<i>A. aurantii</i> (Maskell), <i>Chionaspis citri</i> (Comstock), <i>C. aonidum</i> (L.), <i>Fiorinia theae</i> Green, <i>Lepidosaphes beckii</i> (Newman), <i>Lepidosaphes gloverii</i> (Packard), <i>Lepidosaphes ulmi</i> (L.), <i>Parlatoria ziziphi</i> (Lucas).	Tamps.
<i>E. catemaco</i> Myartseva	Aleyrodidae	Ver.
<i>E. citrella</i> Howard	<i>A. floccosus</i> (Maskell), <i>B. tabaci</i> (Gennadius), <i>Tetraleurodes</i> sp.	Tamps.

Continuación del cuadro 4.

<i>E. citrícola</i> Myartseva	<i>Trialeurodes floridensis</i> (Haliday).	Gto.
<i>E. citrina</i> Craw	<i>Abgrallaspis cyanophylli</i> (Signoret), <i>Aonidiella aurantii</i> (Maskell), <i>Chionaspis</i> (= <i>Phenacaspis</i> ) <i>pinifoliae</i> (Fitch), <i>Genaparlatoria</i> <i>pseudaspidotus</i> (Lindinger), <i>Pinnaspis strachani</i> (Cooley) y <i>Unaspis citri</i> (Comstock) en México.	Chis, DF, Gro, Jal, Mich, Nay, SLP, Sin, Tab, Tamps, Ver, Yuc.
<i>E. clavata</i> Myartseva & González	Desconocidos	Chis, Jal.
<i>E. clypealis</i> Silvestri	<i>Aleurocanthus inceratus</i> Silvestri, <i>A. spiniferus</i> (Quaintance), <i>A.</i> <i>spinus</i> Kuwana, <i>A. woglumi</i> Ashby, <i>Aleyrodes</i> sp.	Col, Jal, Mor, SLP, Tamps, Ver (introducida).
<i>E. colima</i> Myartseva	<i>A. woglumi</i> Ashby	Col, Ver.
<i>E. coquilletti</i> Howard	<i>Trialeurodes abutiloneus</i> Haldeman, <i>Aleyrodes spiraeoides</i> Quaintance, <i>Trialeurodes</i> sp., <i>B.</i> <i>tabaci</i> (Gennadius).	Col, Jal.
<i>E. costaricensis</i> Evans & Angulo	<i>T. vaporariorum</i> (Westwood).	Chis, DF, Tamps.
<i>E. cubensis</i> Gahan	<i>A. floccosus</i> (Maskell), <i>Aleurotrachelus trachoides</i> (Back), <i>Bemisia tuberculata</i> Bondar.	Méx.
<i>E. divergens</i> Silvestri	<i>Aleurocanthus citriperdus</i> Quaintance & Baker, <i>A. longispinus</i> Quaintance & Baker, <i>A. spiniferus</i> (Quaintance), <i>A. woglumi</i> Ashby.	Col, Jal, Mor, SLP, Sin (introducida).
<i>E. dmitrii</i> Myartseva	Aleyrodidae	Ver.
<i>E. dominicana</i> Evans	<i>A. floccosus</i> (Maskell).	Ver (introducida).
<i>E. elcielica</i> Myartseva & Evans	<i>Chionaspis</i> sp.	Tamps.
<i>E. escama</i> Myartseva	Diaspididae	Tamps.
<i>E. flaviceps</i> Myartseva	Aleyrodidae	SLP, Ver.
<i>E. florena</i> Myartseva & Evans	Aleyrodidae	Tamps.
<i>E. formosa</i> Gahan	<i>T. vaporariorum</i> (Westwood), <i>A.</i> <i>floccosus</i> (Maskell) y <i>Tetraleurodes</i> sp. en México.	BC, DF, Gro, Jal, Tamps.
<i>E. funiculata</i> Myartseva & Evans	Aleyrodidae	Gro.
<i>E. fursovi</i> Myartseva	Desconocidos	Tamps.

Continuación del cuadro 4.

<i>E. gaonae</i> Myartseva & Evans	<i>Pinnaspis strachani</i> (Cooley).	Tamps.
<i>E. guadeloupeae</i> Viggiani	<i>Aleurodicus dugesii</i> Cockerell, <i>A. dispersus</i> Russell, <i>B. tabaci</i> (Gennadius), <i>Lecanoideus floccissimus</i> Martin, Hernández-Suárez & Carnero, <i>T. vaporariorum</i> (Westwood).	Chis.
<i>E. guajavae</i> Myartseva	<i>Tetraleurodes mori</i> (Quaintance), <i>Tetraleurodes</i> sp.	Gro, Tamps.
<i>E. guamúchil</i> Myartseva & Evans	<i>Tetraleurodes</i> sp.	Gro, Tamps.
<i>E. haitiensis</i> Dozier	<i>A. floccosus</i> (Maskell).	Tab.
<i>E. hamoni</i> Evans & Polaszek	<i>B. tabaci</i> (Gennadius), <i>Tetraleurodes ursorum</i> (Cockerell), <i>Tetraleurodes</i> sp.	Sin, Tamps.
<i>E. hispida</i> De Santis	<i>Aleyrodes prolella</i> (L.), <i>A. singularis</i> Danzig, <i>A. spiraeoides</i> Quaintance, <i>Aleurodicus dispersus</i> Russell, <i>A. dugesii</i> Cockerell, <i>Aleuroglandulus subtilis</i> Bondar [= <i>A. malangae</i> Russell], <i>Aleurotrachelus rhamnicola</i> (Goux), <i>A. trachoides</i> (Back), <i>Aleurothrixus porteri</i> Quaintance & Baker,	Gro, Sin, Tab, Tamps, Yuc.
<i>E. inaron</i> Walker	En México fue criada de <i>Siphoninus phyllireae</i> (Haliday) y de <i>A. woglumi</i> Ashby.	Col, Mor, Tamps.
<i>E. juanae</i> Myartseva & Evans	En México fue criada de <i>Abgrallaspis aguacatae</i> Evans, Watson & Miller y de <i>Hemiberlesia lataniae</i> (Signoret).	Mich, Tamps.
<i>E. kasparyani</i> Myartseva & Evans	<i>Aleyrodes</i> sp.	DF, SLP.
<i>E. lacuma</i> Myartseva & Evans	<i>Tetraleurodes</i> sp.	Gro, Qro, Tamps.
<i>E. lanceolata</i> Evans & Polaszek	En México, fue obtenida de <i>B. tabaci</i> (Schuster <i>et al.</i> , 1998).	DF.
<i>E. leucaenae</i> Myartseva & Evans	<i>Tetraleurodes</i> sp.	Tamps.
<i>E. llera</i> Myartseva & Evans	<i>A. woglumi</i> Ashby.	Tamps.
<i>E. llerica</i> Myartseva	<i>Unaspis citri</i> (Comstock).	Tamps.
<i>E. longitarsis</i> Myartseva	<i>A. occiduus</i> Russell.	Sin.

Continuación del cuadro 4.

<i>E. lounsburyi</i> Berlese & Paoli	<i>Abgrallaspis cyanophylli</i> (Signoret), <i>Aonidia lauri</i> (Bouché), <i>Aonidiella aurantii</i> Maskell, <i>Aspidiotus nerii</i> Bouché, <i>Carulaspis juniperi</i> (Bouché), <i>C. visci</i> (Schrank), <i>Chrysomphalus aonidum</i> (L.), <i>C. dictyospermi</i> (Morgan), <i>Cornuaspis</i> (= <i>Lepidosaphes</i> ) <i>beckii</i> (Newman), <i>Diaspis echinocacti</i> (Bouché)	Desconocido.
<i>E. luteola</i> Howard	<i>Aleurocanthus</i> sp., <i>A. occiduus</i> Russell, <i>Aleyrodes</i> sp., <i>B. tabaci</i> (Gennadius), <i>Dialeurodes</i> sp., <i>Dialeurodicus</i> sp., <i>Tetraleurodes acaciae</i> (Quaintance), <i>T. sp.</i> , <i>T. abutiloneus</i> (Haldeman), <i>T. fernaldi</i> (Morrill), <i>T. packardi</i> (Morrill), <i>T. vaporariorum</i> (Westwood), <i>T. variabilis</i> (Quaintance), <i>Trialeurodes</i> sp., <i>Vasdauidius</i> [= <i>Aleurocybotus</i> ] <i>indicus</i> (David & Subramaniam).	Chis, Col, Gro, Sin, Tamps.
<i>E. macula</i> Myartseva & Evans	<i>Tetraleurodes</i> sp., <i>T. vaporariorum</i> (Westwood).	Chis, Gro, Mor, Qro, Tamps, Yuc.
<i>E. madera</i> Myartseva	Aleyrodidae	Tamps.
<i>E. mahoniae</i> Myartseva & Evans	<i>Tetraleurodes</i> sp.	Coah, NL, Tamps.
<i>E. merceti</i> Silvestri	<i>A. citriperdus</i> (Quaintance & Baker), <i>A. spiniferus</i> (Quaintance), <i>A. woglumi</i> Ashby.	(Introducida) Col, Jal, Mor, SLP.
<i>E. meritoria</i> Gahan	<i>Trialeurodes floridensis</i> (Quaintance).	Chis, Jal.
<i>E. mexicana</i> Myartseva	Aleyrodidae	Mich, Tamps.
<i>E. mexicella</i> Myartseva	<i>Tetraleurodes</i> sp.	Tamps.
<i>E. moctezumana</i> Myartseva & Evans	<i>Tetraleurodes acaciae</i>	Tamps.
<i>E. morela</i> Myartseva	<i>T. vaporariorum</i>	Mor.
<i>E. narroi</i> Gómez & García	<i>Aleurodicus</i> sp.	Coah.
<i>E. neoporteri</i> Myartseva & Evans	Criada de <i>B. tabaci</i> y <i>Trialeurodes variabilis</i> .	Sin, Tab.
<i>E. nigricephala</i> Dozier	En México, fue reportada de <i>B. tabaci</i> y <i>T. acaciae</i> , y obtenida de <i>T. vaporariorum</i> (Westwood).	DF, Mor, Sin, Tab, Tamps.
<i>E. noyesi</i> Hayat	<i>Aleurodicus cocois</i> (Curtis), <i>A. dispersus</i> Russell, <i>A. dugesii</i> Cockerell, <i>A. floccosus</i> (Maskell).	Gto, Jal, Qro, SLP, Tamps, Yuc.

Continuación del cuadro 4.

<i>E. paracitrella</i> Evans & Polaszek	<i>T. acaciae</i> (Quaintance), <i>B. tabaci</i> (Gennadius), <i>T. vaporariorum</i> (Westwood).	Mor, QR.
<i>E. pergandiella</i> Howard	Obtenida en México de <i>B. tabaci</i> (Gennadius), <i>T. mori</i> (Quaintance), <i>Trialeurodes</i> sp. y <i>T. vaporariorum</i> (Westwood).	Coah, Col, DF, Gro, Mor, QR, Sin, Son, Tab, Tamps.
<i>E. perniciosi</i> Tower	En México, fue obtenida de <i>Diaspidiotus perniciosus</i> .	Chih, Coah, NL, Pue, Tamps, Ver.
<i>E. perplexa</i> Huang & Polaszek	<i>Aleurocanthus pectiniferus</i> Quaintance & Baker, <i>A. woglumi</i> Ashby, <i>Aleuroclava kuwanai</i> (Takahashi), <i>A. floccosus</i> (Maskell), <i>T. acaciae</i> (Quaintance).	Chis, Col, Jal, Mor, NL, SLP, Sin, Tab, Tamps, Yuc.
<i>E. pinella</i> Myartseva	<i>Melanaspis</i> sp.	Tamps.
<i>E. pineti</i> Myartseva & Evans	<i>Chionaspis</i> sp.	Tamps.
<i>E. pitilla</i> Myartseva & Evans	<i>Tetraeurodes</i> sp.	Tamps.
<i>E. portoricensis</i> Howard	<i>A. floccosus</i> (Maskell) [= <i>A. howardi</i> (Quaintance)], <i>Aleuroplatus</i> sp., <i>Aleyrodes</i> sp., <i>Aleurodicus antillensis</i> Dozier, <i>Aleuroglandulus malangae</i> Russell (= <i>Aleuroglandulus subtilis</i> Bondar).	Desconocido.
<i>E. protransvena</i> Viggiani	En México obtenida de <i>A. occiduus</i> Russell (Myartseva <i>et al.</i> , 2009), <i>B. tabaci</i> (Gennadius) y de <i>T. acaciae</i> (Quaintance) (Alarcón, 1993).	Mor, Sin.
<i>E. pseudocitrella</i> Evans & Polaszek	<i>B. tabaci</i> (Gennadius), <i>Crenidorsum</i> sp., <i>Parabemisia myricae</i> (Kuwana).	Qro.
<i>E. quaintancei</i> Howard	<i>B. tabaci</i> , <i>T. abutiloneus</i> , <i>T. vaporariorum</i> y <i>Trialeurodes</i> sp.	DF, QR, Sin, Yuc.
<i>E. ruizi</i> Myartseva & Evans	Aleyrodidae	Tamps.
<i>E. smithi</i> Silvestri	<i>A. citriperdus</i> (Quaintance & Baker), <i>A. husaini</i> (Corbett), <i>A. spiniferus</i> (Quaintance) y <i>A. woglumi</i> Ashby.	Col, Jal, Ver, SLP, Sin.
<i>E. sophia</i> Girault & Dodd	Obtenida de <i>Trialeurodes variabilis</i> (Quaintance) en México.	Sin, Tab, Tamps (Arcos <i>et al.</i> , 2012).
<i>E. subelongata</i> Myartseva & Evans	<i>Aonidiella aurantii</i> (Maskell), <i>Diaspis echinocacti</i> (Bouché), <i>Hemiberlesia</i> sp.	SLP, Tamps.
<i>E. superba</i> Myartseva	Aleyrodidae	Tamps.

Continuación del cuadro 4.

<i>E. tabacivora</i> Viggiani	<i>Aleurodicus</i> sp., <i>A. trachoides</i> (Back), <i>B. tabaci</i> (Gennadius), <i>T. abutiloneus</i> (Haldeman), <i>T. vaporariorum</i> (Westwood), <i>Trialeurodes</i> sp.	DF, Gro, Jal, Mor, QR, Sin, Tab.
<i>E. tamaulipeca</i> (Myartseva & Coronado-Blanco)	Aleyrodidae	Tamps.
<i>E. tapachula</i> Myartseva	<i>A. floccosus</i> (Maskell).	Chis, Tamps.
<i>E. tarsalis</i> Myartseva	Aleyrodidae	Chis.
<i>E. terebrella</i> Myartseva	Aleyrodidae	Tamps.
<i>E. tetraleurodis</i> Myartseva & Evans	<i>Tetraleurodes</i> sp.	Gro, Mor, Tamps.
<i>E. titillata</i> Girault	<i>Diaspis echinocacti</i> (Bouché).	Tamps.
<i>E. townsendi</i> Howard	Posible <i>Aleyrodes</i> sp.	Tab.
<i>E. trialeurodis</i> Myartseva	<i>T. vaporariorum</i> (Westwood).	Tamps.
<i>E. trilineata</i> Myartseva	<i>T. vaporariorum</i> (Westwood).	DF, Ver.
<i>E. tuxpan</i> Myartseva & Evans	Aleyrodidae	Ver.
<i>E. tuxtla</i> Myartseva	Aleyrodidae	Chis, Ver.
<i>E. unicitrella</i> Evans & Polaszek	Aleyrodidae	Gro.
<i>E. unisetae</i> Myartseva & Evans	<i>Chionaspis acericola</i> (Hollinger).	Tamps.
<i>E. variegata</i> Howard	<i>A. woglumi</i> Ashby, <i>Aleurodicus</i> sp., <i>Aleuroplatus plumosus</i> (Quaintance), <i>A. floccosus</i> (Maskell), <i>Dialeurodes citri</i> (Ashmead), <i>Paraleyrodes minei</i> Iaccarino, <i>P. naranjæ</i> (Quaintance), <i>P. perseæ</i> (Quaintance), <i>Singhiella citrifolii</i> (Morgan), <i>Trialeurodes packardi</i> (Morrill) y <i>T. floridensis</i> (Quaintance).	Chis, Gto, Gro, NL, SLP, Tamps.
<i>E. verticina</i> Myartseva & González	Desconocidos	Chis.
<i>E. woolleyi</i> Myartseva & Evans	Aleyrodidae	Gro.

Fuente: Myartseva *et al.*, (2012a).

**Afelinidos de los géneros *Encarsia* Förster y *Eretmocerus* Haldeman de Veracruz.**

Actualmente en el estado se tienen 16 especies descritas, 13 en el género *Encarsia* y 3 en *Eretmocerus* (Cuadro 5).

Cuadro 5. Especies de Aphelinidae registradas en Veracruz.

Género <i>Encarsia</i>	Género <i>Eretmocerus</i>
<i>E. tampicana</i> Myartseva	<i>E. naranjae</i> Myartseva
<i>E. americana</i> De Bach y Rose	<i>E. jimenezi</i> Rose
<i>E. dominicana</i> Evans	<i>E. serius</i> Silvestri
<i>E. catemaco</i> Myartseva	
<i>E. dmitrii</i> Myartseva	
<i>E. flaviceps</i> Myartseva	
<i>E. trilineata</i> Myartseva	
<i>E. tuxtla</i> Myartseva	
<i>E. citrina</i> Craw	
<i>E. clypealis</i> Silvestri	
<i>E. colima</i> Myartseva	
<i>E. perniciosi</i> Tower	
<i>E. tuxpan</i> Myartseva y Evans	

Fuente: Myartseva, 2007b; Myartseva y Evans, 2008; Myartseva *et al.*, 2011; Myartseva *et al.*, 2012b

### Mosquitas blancas

Las mosquitas blancas (Hemíptera: Aleyrodidae), se conocen y se han estudiado durante más de 250 años. La investigación realizada hasta hoy refleja cambios no solamente en su impacto económico, sino también en valiosos adelantos en aspectos biológicos teóricos y metodologías científicas. Durante los últimos 100 años dos especies de moscas blancas, la del tabaco o el camote *B. tabaci* y la de los invernaderos *T. vaporariorum* desafían los esfuerzos de control químico y biológico, convirtiéndose en plagas de gran importancia económica a escala mundial (Fu *et al.*, 2008; García, 2012).

Hasta hoy en el ámbito mundial se han identificado 1200 especies agrupadas en 126 géneros, (Caballero, 1996). En México hay registradas 67 especies agrupadas en 27 géneros, aunque solo *B. tabaci* y su biotipo B además de *T. vaporariorum* son reconocidas como especies de importancia económica (Fu *et al.*, 2008; García, 2012).

El complejo mosquita blanca se encuentra distribuido en gran parte del territorio nacional. Sin embargo el área geográfica donde se presentan las

mayores infestaciones del biotipo B incluye a los estados de Baja California Norte y Sur, Sonora y Sinaloa. *B. tabaci* ha invadido gran parte de los estados de Colima, Jalisco, Morelos, Durango, México, Coahuila, Oaxaca, Yucatán, Veracruz, Sinaloa, y Nayarit, afectando principalmente cultivos de soya, algodón, chile, melón, pepino, calabaza, tomate, col, lechuga, naranja, ajonjolí, cacahuate, brócoli, rábano y flor de noche buena (Martínez, 1995; Ortega, 1995, García, 2012).

### **Biología y ecología**

Las moscas blancas son insectos chupadores que se localizan en el envés de las hojas de sus hospedantes. Presentan metamorfosis incompleta; es decir, que el ciclo biológico incluye una etapa de huevo, cuatro estadios ninfales y el adulto; algunos autores nombran al último estadio “pupa” (Butler, 1982; Byrne *et al.*, 1990; Gill, 1990). La hembra oviposita en el envés de la hoja y coloca los huevos en posición vertical, estos tienen forma de huso y en su parte basal llevan un pedicelo corto que les sirve para anclarse y como guía para el huevo durante la fertilización (Butler, 1982). El número de huevos varía de 48 a 500 según la especie, las condiciones ambientales y la planta hospedante, de los cuales dos terceras partes serán hembras; recién depositados son de color verde pálido, y después adquieren una coloración castaño oscuro, miden de 0.08 a 0.18 mm y tienen el corion liso y brillante (Butler, 1982; Byrne *et al.*, 1990; Gill, 1990). Cuando termina el desarrollo del huevo este se rompe por la parte apical, de donde emerge una ninfa en forma de escama. La ninfa se mueve por un corto tiempo para seleccionar un punto de alimentación donde se quedará ya que se vuelve completamente sésil. Después que la ninfa comienza a alimentarse, pasa por los otros tres estadios ninfales de desarrollo, en cada caso, de mayor tamaño, hasta formarse el adulto, en el cuarto estadio los ojos de color rojo y el cuerpo de color amarillo del adulto son evidentes. Pasadas diez horas de la emergencia los machos son capaces de iniciar el cortejo, copulan varias veces. El ciclo de vida de huevo a adulto se puede completar de dos a tres semanas en climas cálidos y puede requerir hasta dos meses en

climas fríos (Nava-Camberos *et al.*, 2001). Las moscas blancas tienen reproducción arrenotoca, es decir, los huevos sin fertilizar dan origen a machos (Byrne y Bellows, 1991). Las moscas blancas pueden alcanzar poblaciones desmesuradas, en especial en época de seca, donde es hasta cierto grado imposible de controlarlas con aplicaciones de insecticidas, esta característica es asociada con la gran capacidad que tienen para adaptarse a climas desérticos con temperaturas en verano superiores a los 40 °C (May, 1985; Prange, 1996; Fu *et al.*, 2008).

### **Relación con las plantas hospedantes**

La gran mayoría de las especies de Aleyrodidae se alimentan de varios géneros y familias de plantas, pero algunas solo lo hacen de un género o especie. Las características de las hojas, en las cuales se encuentran las ninfas y pupas, varían de suculentas a coriáceas y de glabras a pubescentes. Estas características son de importancia para la preferencia y desarrollo de los inmaduros en las diferentes especies. La misma naturaleza física de las hojas tiene un efecto directo sobre la morfología de las especies de *Trialeurodes*, que tienen la habilidad de vivir en diferentes tipos de hojas; por ejemplo, en las hojas pubescentes se encuentran pupas con un mayor número de papilas dorsales que forman filamentos de cera; además las papilas submarginales se dirigen dorsal o lateralmente y las setas son más largas (Russell, 1948). En el caso de *B. tabaci* y al igual que en *T. vaporariorum*, los especímenes encontrados en hojas lisas no presentan setas dorsales largas, al contrario de hojas pubescentes donde es común encontrar pupas con esta característica (Fu *et al.*, 2008) (Cuadro 6).

Cuadro 6. Cultivos hospedantes de *Bemisia tabaci* Gennadius en América Latina y el Caribe hasta el año 2003.

Nombre científico	Familia	Nombres comunes
<b>Cultivos claves</b>		
<i>Capsicum annuum</i>	Solanaceae	Chile dulce, pimentón
<i>Capsicum frutescens</i>	Solanaceae	Chile picante, ají
<i>Citrullus lanatus</i>	Cucurbitaceae	Sandía, patilla
<i>Cucumis melo</i>	Cucurbitaceae	Melón
<i>Glycine max</i>	Fabaceae	Soya
<i>Gossypium hirsutum</i>	Malvaceae	Algodón
<i>Solanum lycopersicum</i>	Solanaceae	Tomate
<i>Phaseolus vulgaris</i>	Fabaceae	Frijol, habichuela
<b>Cultivos secundarios</b>		
<i>Arachis hypogaea</i>	Fabaceae	Maní, cacahuate
<i>Brassica oleracea</i> var. <i>Capitata</i>	Brassicaceae	Repollo, col
<i>Brassica oleracea</i> var. <i>Itálica</i>	Brassicaceae	Brócoli
<i>Brassica oleracea</i> var. <i>Botrytis</i>	Brassicaceae	Coliflor
<i>Cucumis sativus</i>	Cucurbitaceae	Pepino
<i>Cucúrbita máxima</i>	Cucurbitaceae	Zapallo, moranga
<i>Cucúrbita mixta</i>	Cucurbitaceae	Pipián, tamalayote
<i>Cucúrbita moschata</i>	Cucurbitaceae	Ayote, calabaza
<i>Cucúrbita pepo</i>	Cucurbitaceae	Calabacín
<i>Helianthus annuus</i>	Malvaceae	Girasol
<i>Hibiscus esculentus</i>	Convolvulaceae	Okra, molondrón
<i>Ipomoea batatas</i>	Asteraceae	Camote, batata
<i>Lactuca sativa</i>	Fabaceae	Lechuga
<i>Medicago sativa</i>	Solanaceae	Alfalfa
<i>Nicotiana tabacum</i>	Solanaceae	Tabaco
<i>Passiflora edulis</i> f. <i>flavicarpa</i>	Passifloraceae	Maracuyá
<i>Sesamun indicum</i>	Pedaliaceae	Ajonjolí
<i>Solanum melongena</i>	Solanaceae	Berenjena
<i>Vitis vinífera</i>	Vitaceae	Uva
<b>Cultivos por confirmar</b>		
<i>Raphanus sativus</i>	Brassicaceae	Rábano
<i>Solanum tuberosum</i>	Solanaceae	Papa

Fuentes: Hilje (2000); Yuki *et al* (2002).

### Recolecta y preparación

Los adultos de Aleyrodidae no presentan variaciones evidentes en sus características morfológicas que faciliten su identificación entre especies, por lo que para su separación se utilizan las características morfológicas del cuarto instar ninfal “pupa” o de su exuvia (Figura 1). Debido a esto las claves de Aleyrodidos están diseñadas para identificar pupas o exuvias montadas en laminillas. Es recomendable recolectar las pupas directamente de la planta

hospedante y conservarlas en seco hasta que se requieran para su preparación, o en su defecto en viales con alcohol al 70 % para su procesamiento (Fu *et al.*, 2008).

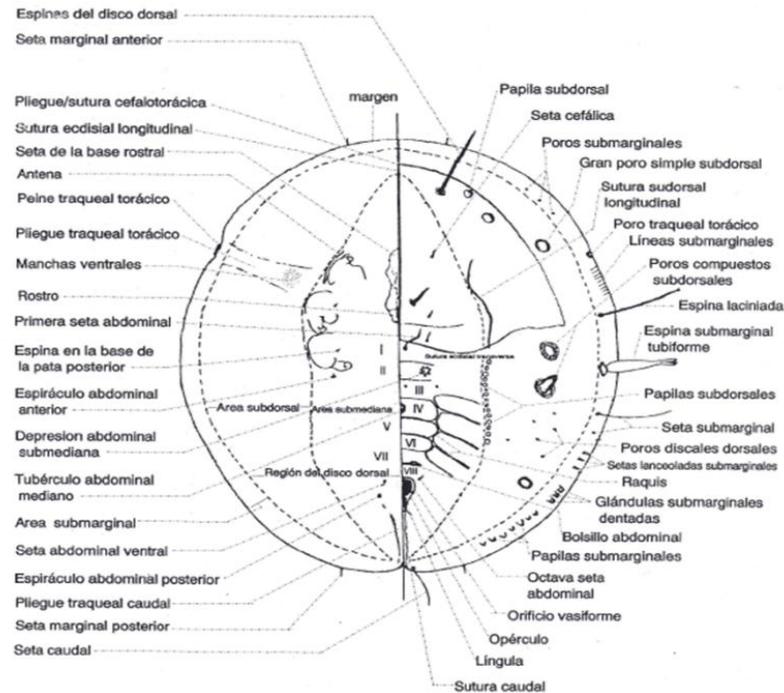


Figura 1. Morfología general del pupario de moscas blancas (Martin, 1987).

## **MATERIALES Y MÉTODO**

### **Zona de muestreo**

El trabajo de campo se realizó en el norte de Veracruz, región localizada en la cuenca del río Panuco, el cual desemboca en el Golfo de México, caracterizada por ser una zona pesquera, agrícola y ganadera. Los cultivos comunes son: melón, sandía, jícama, chile, tomate, piña, maíz y frijol, que forman parte del consumo regional, así como para el comercio de exportación, lo cual genera, hasta cierto punto, una dependencia económica.

En general para el estado de Veracruz, la fauna y flora existente son de las más abundantes en el país, por la diversidad de ecosistemas que incluye selvas húmedas y tropicales, bosque mediano o bajo subtropical perennifolio, donde la fauna está compuesta por ardillas, zorras y conejos principalmente. Los suelos presentes son de tipo regosol y vertisol caracterizado por no presentar capas distintas, con grietas anchas y profundas, susceptibles a la erosión (INAFED, 2012).

### **Metodología**

La presente investigación se realizó de febrero a noviembre de 2013, en el norte del estado de Veracruz, específicamente en los municipios de Ciudad Cuauhtémoc y Tampico Alto ubicados en la Huasteca Alta del norte del estado, donde se efectuaron recolectas de ninfas de moscas blancas presentes en plantas hospederas comunes de la región, así como de cultivos establecidos, siguiendo la metodología de Noyes (1982), con pequeñas modificaciones.

Los muestreos se realizaron con frecuencias mensuales revisando el estrato inferior de las plantas para ubicar la presencia de ninfas de Aleyrodidae. Las hojas con ninfas se colocaban dentro de cajas Petri que se etiquetaban (fecha de recolecta, recolector, municipio, planta hospedera y número de caja Petri), y se sellaban en sus cantos por medio de una película plástica. Posteriormente se trasladaban a las instalaciones del Laboratorio de Taxonomía de Insectos y Ácaros del Departamento de Parasitología Agrícola de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro Campus Saltillo (LTIyA-DPA-UAAAN-CS), donde se dejaban a temperatura de cuarto entre 25 y 30 °C para esperar la emergencia de los adultos parasitoides; la información de campo de cada caja Petri se transfería a una hoja de registro que contenía los siguientes datos: fecha, número de muestreo, recolector, municipio, número de cajas, número de parasitoides, y planta hospedera.

Los parasitoides emergidos se sacaban de las cajas Petri utilizando un pincel de punta fina humedecido en etanol y se transferían a un recipiente de vidrio de 2 mm de volumen que contenía etanol al 75 % para su conservación. Cada recipiente se etiquetaba de igual forma con la información de campo.

### **Identificación de especies de Aphelinidae**

Los especímenes adultos de Aphelinidae se montaron en laminillas (porta y cubre objetos) con balsamo de Canadá y aceite de clavo, se etiquetaban y se secaban por un periodo de una semana en una estufa Arthur H. manufacturada por la compañía Tomas , calibrada a 35° C. Para la observación de las laminillas se utilizaron microscopios compuestos de la marca Olympus (CX21LED) con aumentos de 4, 10, 40 y 100 X; se tomaron fotografías de cada especie de Afelinido como guía fotográfica.

Para la identificación de los géneros de Aphelinidae se utilizaron las claves taxonómicas para géneros de Aphelinidae de México de Myartseva y colaboradores (2009).

Para identificar los adultos de los parasitoides obtenidos, a nivel de especie se realizó una estancia en la Universidad Autónoma de Tamaulipas Cd. Victoria, con la Dra. Svetlana Nikolaevna Myartseva investigadora de esta institución quien identificó cada espécimen utilizando las claves de Myartseva y Evans (2008) y Myartseva *et al.*, (2012).

### **Identificación de especies de Aleyrodidae**

En el LTlyA-DPA-UAAAN-CS, se montaron exuvias de ninfas del cuarto instar (casas pupales) de Aleyrodidae en laminillas con balsamo de Canadá siguiendo la técnica de Martín (1987). Para la identificación a especie, se realizó una estancia en la Universidad Autónoma del Estado de Morelos, Campus Oriente ubicado en Villa de Ayala Morelos, donde el Dr. Vicente Emilio Carapia Ruiz, identificó las especies siguiendo las claves taxonómicas de Martín (1987), Martín (2004), Martín (2005,) Martín (2008), Nakahara (1995), Hernández *et al.*, (2012), Rusell (1948).

## RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Con los procedimientos antes mencionados se recolectaron aproximadamente 3000 ninfas del cuarto estadio de Aleyrodidae, aproximadamente 2900 en el municipio de Tampico Alto y 100 en el municipio de Cd. Cuauhtémoc, de las cuales se montaron e identificaron un total de 668 laminillas.

### Aphelinidae

Cuadro 7. Afelinidos: especies, número de especímenes por municipio, por sexo y porcentajes, en el norte de Veracruz, México.

Especies	Municipios		Número		Total	%
	Tampico Alto	Cd. Cuauhtémoc	♀	♂		
<i>En. andrewi</i>	9	0	9	0	9	1.34
<i>En. meritoria</i>	23	0	23	0	23	3.44
<i>En. nigricephala</i>	4	1	5	0	5	0.75
<i>En. pergandiella</i>	4	4	8	0	8	1.20
<i>E. sophia</i>	22	3	25	0	25	3.74
<i>En. tamaulipeca</i>	561	0	412	149	561	84
<i>En. tapachula</i>	5	0	5	0	5	0.75
<i>En. trialeurodis</i>	1	2	3	0	3	0.44
<i>En. "cercana a meritoria"</i>	2	0	2	0	2	0.30
<i>Encarsia sp. 1.</i>	6	1	7	0	7	1.05
<i>Eretmocerus mundus</i>	11	2	10	3	13	1.94
<i>Eretmocerus sp. 1.</i>	6	1	3	4	7	1.05
Total	654	14	512	156	668	
%	98	2	77	23		100

Se recolectaron 12 especies de Aphelinidae en el norte del estado de Veracruz: *Encarsia andrewi* (Myartseva & Coronado-Blanco), *Encarsia meritoria* Gahan, *Encarsia nigricephala* Dozier, *Encarsia pergandiella* Howard, *Encarsia sophia* (Girault & Dodd), *Encarsia tamaulipeca* (Myartseva & Coronado-Blanco), *Encarsia tapachula* Myartseva, *Encarsia trialeurodis* Myartseva y *Eretmocerus mundus* Mercet. Además una especie de *Encarsia* “cercana a *meritoria*”, y dos especies no identificadas a las que se les denomina en este trabajo *Encarsia* sp.1 y *Eretmocerus* sp. 1 (Cuadro 7). Además, se obtuvieron especímenes de Afelinidos parasitando a una escama de la familia Diaspididae, la cual pudiera ser una especie nueva para la ciencia.

De las 12 especies obtenidas, las del género *Encarsia* representaron el 97 % y las de *Eretmocerus* 3 %; del total de especímenes identificados 77% fueron hembras y 23 % machos; la especie más abundante fue *Encarsia tamaulipeca* (84 %) seguida de *Encarsia sophia* (3.74) %; la menos abundante fue *Encarsia* “cercana a *meritoria*” (0.3 %), seguida por *Encarsia trialeurodis* (0.44 %). (Cuadro 7).

Hubo una presencia diferencial durante el año de los adultos de las especies de parasitoides de Aphelinidae, ya que *E. pergandiella* estuvo presente en seis fechas (meses) de recolecta siendo la más prevalente durante el año; *E. meritoria*, *E. tamaulipeca* y *E. mundus* se registraron en cinco fechas y *E. andrewi* y *E. tapachula*, solo en una respectivamente. (Cuadro 8).

Cuadro 8. Presencia de adultos de especies de Aphelinidae durante el 2013, en los municipios de Tampico Alto y Cd. Cuauhtémoc, Veracruz, México.

Especies	Meses-2013											
	E	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
<i>En. andrewi</i>		X										
<i>En. meritoria</i>						X		X	X	X	X	
<i>En. nigricephala</i>		X								X		
<i>En. pergandiella</i>		X	X	X				X	X	X		
<i>En. sophia</i>									X	X	X	
<i>En. tamaulipeca</i>						X		X	X	X	X	
<i>En. tapachula</i>				X								
<i>En. trialeurodis</i>				X					X	X		
<i>En. "cercana a meritoria"</i>						X			X			
<i>Encarsia sp. 1.</i>			X						X	X		
<i>Eretmocerus mundus</i>			X			X		X	X	X		
<i>Eretmocerus sp. 1.</i>						X				X		

## Aleyrodidae

### Plantas hospederas

Las plantas hospederas de Aleyrodidae fueron: *Psidium guajava* (Linneo), *Solanum lycopersicum* (Linneo), *Pachyrhizus erosus* (Linneo), *Helianthus annuus* (Linneo), *Myrcia sp.*, *Persea americana* Mill y *Malvaviscus arboreus* Cav. (Cuadro 9).

### Especies

Los Aleyrodidos hospederos de Aphelinidae fueron: *Aleurodicus pulvinatus* Maskell (Figura 2), *Bemisia tabaci* (Figura 3), *Tetraleurodes acaciae* Quaintance (Figura 4), *Trialeurodes vaporariorum* (Figura 5), *Aleuropleurocelus sp.* (Figura 6), *Aleurotrachelus sp.* (Figura 7).



Figura 2. *A. pulvinatus*



Figura 3. *B. tabaci*



Figura 4. *T. acaciae*



Figura 5. *T. vaporariorum*

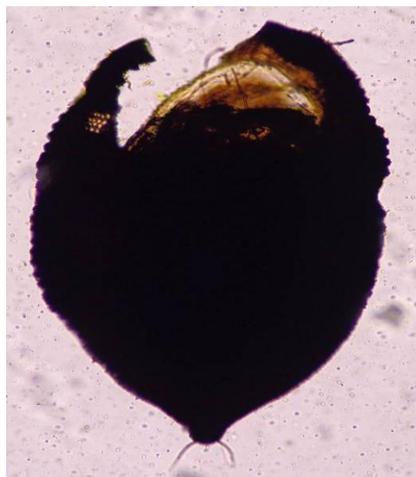


Figura 6. *Aleuropleurocelus* sp.



Figura 7. *Aleurotrachelus* sp.

Cuadro 9. Especies de Aphelinidae y Aleyrodidae huésped, obtenidos en plantas hospederas de los municipios de Tampico Alto y Cd. Cuauhtémoc, Veracruz, México.

<b>Especies</b>	<b>Huéspedes</b>	<b>Planta hospedera</b>	<b>Municipio</b>
<i>En. andrewi</i>	Posible <i>Aleurodicus</i> sp.	<i>Malvaviscus arboreus</i>	Tampico Alto
<i>En. meritoria</i>	<i>Aleurodicus pulvinatus</i>	<i>Psidium guajava</i>	Tampico Alto
<i>En. nigricephala</i>	<i>Bemisia tabaci</i> , <i>Tetraleurodes acaciae</i>	<i>Solanum lycopersicum</i> , <i>Pachyrhizus erosus</i> .	Cd. Cuauhtémoc Tampico Alto
<i>En. pergandiella</i>	<i>B. tabaci</i> , <i>Trialeurodes vaporariorum</i> , <i>Aleuropleroceus</i> sp.	<i>S. lycopersicum</i> , <i>Helianthus annuus</i> , <i>Myrcia</i> sp.	Cd. Cuauhtémoc Tampico Alto
<i>En. sophia</i>	<i>B. tabaci</i> , <i>vaporariorum</i> , <i>Aleuropleroceus</i> sp, <i>Tetraleurodes acaciae</i>	<i>H. annuus</i> , <i>Myrcia</i> sp. <i>P. erosus</i>	Cd. Cuauhtémoc Tampico Alto
<i>En. tamaulipeca</i>	<i>Aleurodicus pulvinatus</i>	<i>P. guajava</i> .	Tampico Alto
<i>En. tapachula</i>	<i>Aleurotrachelus</i> sp.	<i>Persea americana</i>	Tampico Alto
<i>En. trialeurodis</i>	<i>B. tabaci</i> , <i>vaporariorum</i> , <i>Aleuropleroceus</i> sp.	<i>T. H. annuus</i> , <i>Myrcia</i> sp.	Cd. Cuauhtémoc Tampico Alto
<i>En. “cercana a meritoria”</i>	<i>B. tabaci</i>	<i>S. lycopersicum</i> , <i>Myrcia</i> sp.	Tampico Alto
<i>Encarsia</i> sp. 1.	<i>B. tabaci</i> , <i>vaporariorum</i> , <i>acaciae</i> , <i>pulvinatus</i> .	<i>T. H. annuus</i> , <i>P. guajava</i> , <i>P. erosus</i> <i>A.</i>	Cd. Cuauhtémoc Tampico Alto
<i>Eretmocerus mundus</i>	<i>B. tabaci</i> , <i>vaporariorum</i> , <i>acaciae</i> .	<i>T. S. lycopersicum</i> , <i>H. annuus</i> , <i>Myrcia</i> sp, <i>P. erosus</i>	Cd. Cuauhtémoc Tampico Alto
<i>Eretmocerus</i> sp. 1.	<i>B. tabaci</i> , <i>vaporariorum</i> , <i>acaciae</i> .	<i>T. H. annuus</i> , <i>P. erosus</i> <i>T.</i>	Cd. Cuauhtémoc Tampico Alto

### Descripción de las especies

#### ***Encarsia andrewi* (Myartseva y Coronado-Blanco, 2004)** (Figuras. 8-14)

Diagnosis. Hembra. Ojos más de 1.5 veces tan largos como las mejillas. Mandíbula con 2 dientes y una parte truncada. Maza antenal de 3 segmentos, ligeramente más corta que el funículo; escapo 4.0-4.2 veces tan largo como ancho, segmento flagelar 1 es 2 veces tan largo como ancho, segmento 2 es

2.1 veces y segmento 3 es 1.9 veces tan largo como ancho (Figura 8). Todos los segmentos flagelares con sensilas lineales. Lóbulo medio del mesoescudo con muchas setas (36-40) (Figura 9); lóbulo lateral con 3 setas. Sensilas escutelares placoideas ampliamente espaciadas; distancia entre las setas escutelares anteriores 0.8 veces tan larga como entre las posteriores. Ala anterior uniformemente setosa, aproximadamente 2 veces tan larga como ancha; fleco marginal 0.2x la anchura alar (Figura 10); 7 grupos basales de setas; vena marginal con 8 setas a lo largo del margen anterior (Figura 11) Fórmula tarsal 5-5-5. Espuela de la tibia media aprox. 0.8 veces tan larga como el basitarso (Figura 12). Ovipositor expuesto, 1.2 veces tan largo como la tibia media (Figura 13); válvula 3 es 0.7 veces tan larga como el valvífer 2. Cabeza amarilla, frontovértice anaranjado oscuro, occipucio ahumado. Antenas amarillas, segmentos 1 y 2 de la maza pardos, pedicelo y segmento flagelar 1 ahumados. Mesosoma amarillo, pronoto, lóbulo medio del mesoescudo y axilas anaranjados o fuscos oscuros, escutelo amarillo claro. Alas anteriores ligeramente ahumadas debajo de la vena marginal. Patas amarillo blancuzco. Gáster pardo, válvulas 3 claras (Figura 14). Distribución en México: Querétaro, Tamaulipas (Myartseva *et al.*, 2012a). En este trabajo se identificaron ♀9 ♂0. Hospedero: Posible *Aleurodicus* sp. Planta hospedera: Malvaceae. Localidad: Mata de Chávez, Tampico Alto, Ver. (recol. D. A. García. G).



Figura 8. Antena de *E. andrewi*.

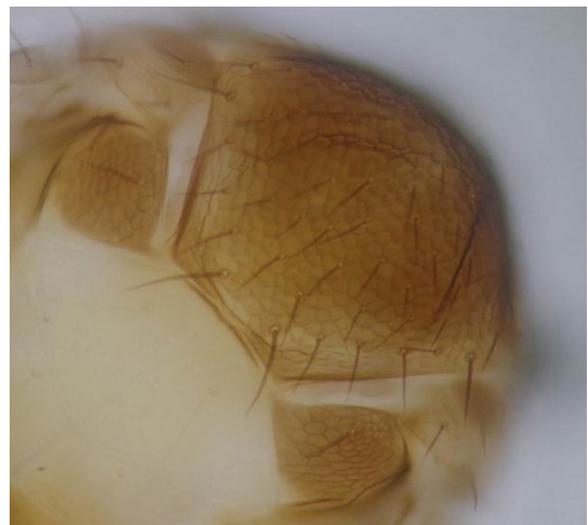


Figura 9. Lóbulo medio de *E. andrewi*.

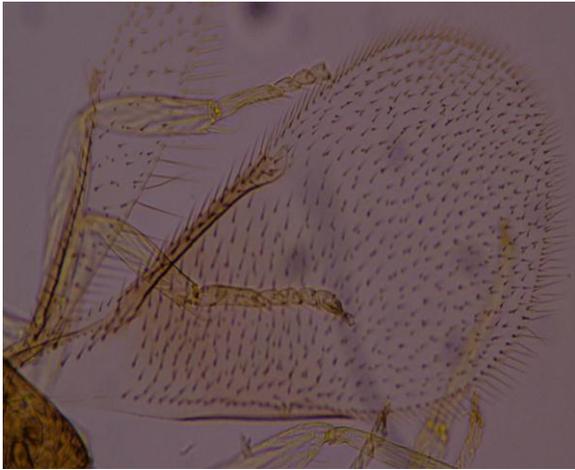


Figura 10. Ala anterior de *E. andrewi*.

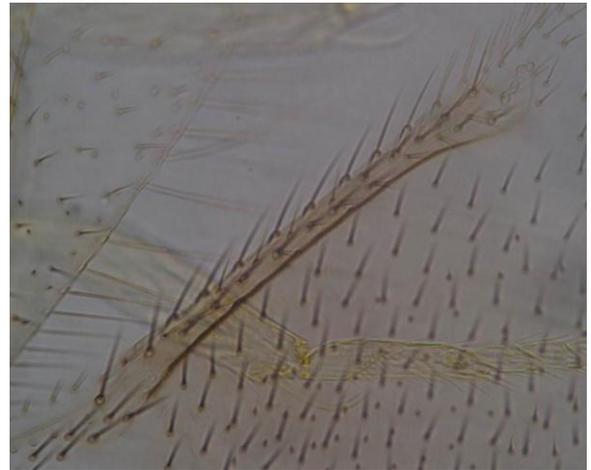


Figura 11. Vena marginal de *E. andrewi*.



Figura 12. Tarso medio de *E. andrewi*.

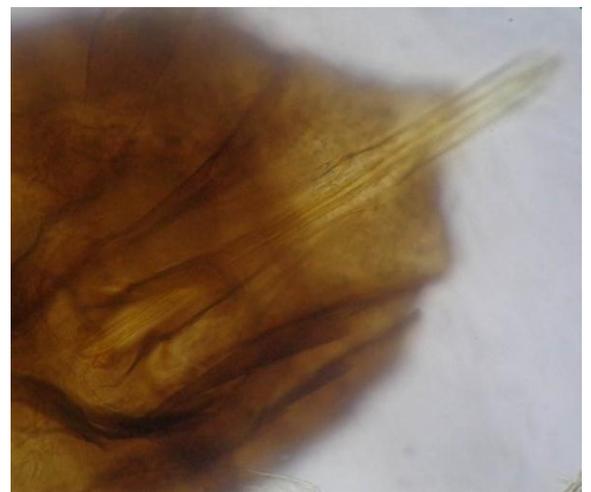


Figura 13. Ovipositor de *E. andrewi*.



Figura 14. Morfología general de ♀ de *E. andrewi*.

***Encarsia meritoria* Gahan, 1927 (Figuras. 15-21)**

Diagnosis: Hembra. Maza antenal de 2 segmentos, escapo 1.8 veces tan largo como el segmento flagelar 6, pedicelo elongado, 1.2-1.3 veces tan largo como el segmento flagelar 1, segmento 2 intermedio en tamaño entre el 1 y el 3, segmento 6 más o menos tan largo como el 5 (Figura 15). Lóbulo medio del mesoescudo con 12 setas. Sensilas escutelares placoideas ampliamente espaciadas (Figura 16). Ala anterior uniformemente setosa, 2.5 veces tan larga como ancha (Figura 17); fleco marginal aprox. 0.2x la anchura alar; 2-4 grupos basales de setas; vena marginal con 7 setas a lo largo del margen anterior (Figura 18). Fórmula tarsal 5-4-5 (Figura 19). Espuela de la tibia media 0.7-0.8 veces tan larga como el basitarso. Ovipositor 1.3 veces tan largo como la tibia media; válvula 3 aproximadamente 0.5 veces tan larga como el ovipositor (Figura 20). Cuerpo uniformemente coloreado, desde amarillo anaranjado hasta

amarillo claro, punta del ovipositor negra (Figura 21). Distribución en México: Chiapas, Jalisco (Myartseva *et al.*, 2012a). En este trabajo se identificaron ♀23 ♂0. Hospedero: *Aleurodicus pulvinatus*. Planta hospedera: *Psidium guajava*. Localidad: Mata de Chávez, Tampico Alto, Ver. (recol. D. A. García. G).



Figura 15. Antena de *E. meritoria*.

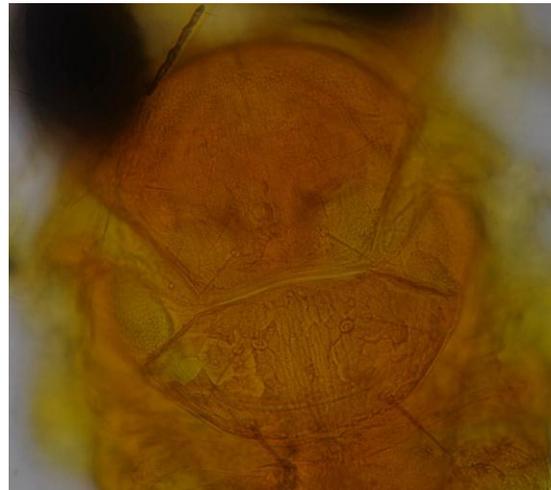


Figura 16. Lóbulo medio de *E. meritoria*.

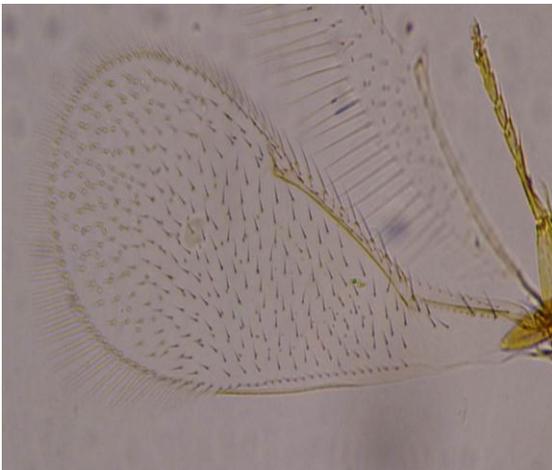


Figura 17. Ala anterior de *E. meritoria*.

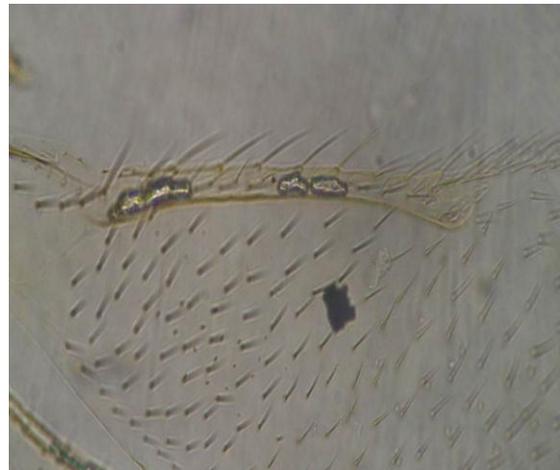


Figura 18. Vena marginal de *E. meritoria*.

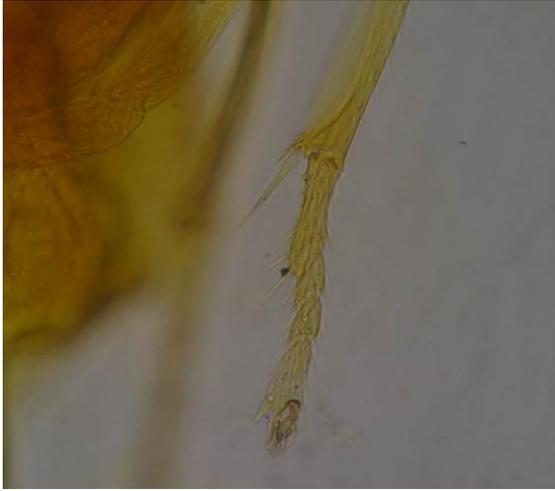


Figura 19. Tarso medio de *E. meritoria*.

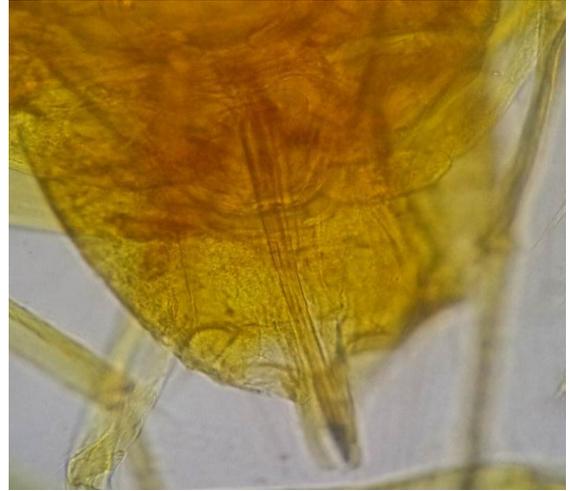


Figura 20. Ovipositor de *E. meritoria*.



Figura 21. Morfología general de ♀ de *E. meritoria*.

***Encarsia nigricephala* Dozier, 1937** (Figuras. 22-28)

Diagnosis: Hembra. Maza antenal de 3 segmentos, ligeramente más corta que el funículo y el pedicelo juntos; escapo elongado, 5.6-5.7 veces tan largo como ancho, pedicelo visiblemente más largo que el segmento flagelar 1, el cual es más corto que los otros segmentos flagelares, éstos son más largos que anchos (Figura 22). Segmento flagelar 1 sin sensila lineal. Lóbulo medio del mesoescudo con 2 pares de setas (Figura 23). Sensilas escutelares placoideas ampliamente espaciadas. Ala anterior con una área asetosa alrededor de la vena estigmal, aproximadamente 3 veces tan larga como ancha y a veces puntiaguda (Figura 24); fleco marginal 0.5-0.6x la anchura alar; 1-2 grupos basales de setas; vena marginal con 5-6 setas a lo largo del margen anterior (Figura 25). Fórmula tarsal 5-4-5 (Figura 26). Espuela de la tibia media 0.6-0.8 veces tan larga como el basitarso. Ovipositor subigual a la tibia media (Figura 27); válvula 3 aprox. 0.6-0.7 veces tan larga como el valvifer 2. Cabeza y mesoescudo anterior oscuros, el resto del mesosoma es claro; antenas amarillas, segmento apical ahumado. Alas anteriores hialinas. Patas claras. Gáster amarillo (Figura 28). Distribución en México: Distrito Federal. Morelos, Sinaloa, Tabasco, Tamaulipas (Myartseva *et al.*, 2012a). En este trabajo se identificaron ♀5 ♂0. Hospedero: *B. tabaci*, *T. acaciae*. Plantas hospederas: *Solanum lycopersicum*, *Pachyrhizus erosus*. Localidades: Las Margaritas, Cd. Cuauhtémoc; Km 79, Tampico Alto, Ver. (recol. D. A. García. G).



Figura 22. Antena de *E. nigricephala*.

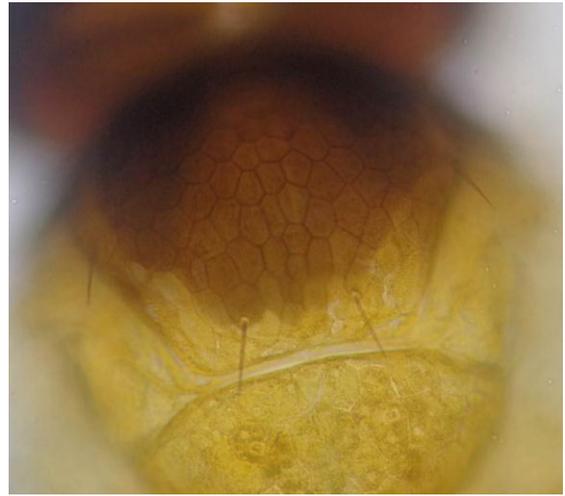


Figura 23. Lóbulo medio de *E. nigricephala*.



Figura 24. Ala anterior de *E. nigricephala*.



Figura 25. Vena marginal de *E. nigricephala*.

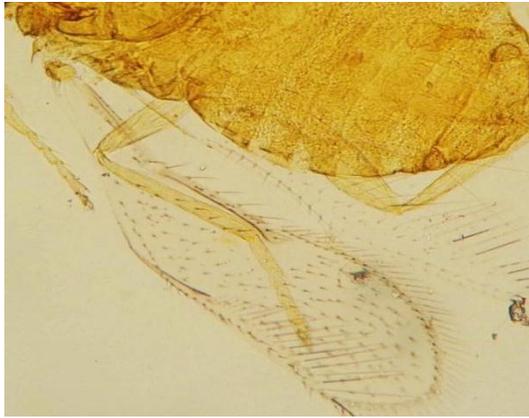


Figura 26. Tarso medio de *E. nigricephala*.

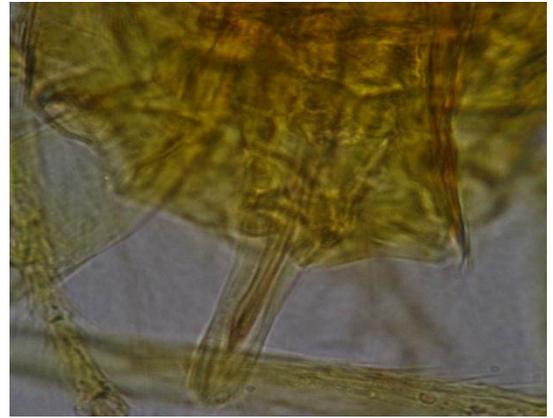


Figura 27. Ovipositor de *E. nigricephala*.



Figura 28. Morfología general de ♀ de *E. nigricephala*.

***Encarsia pergandiella* Howard, 1907** (Figuras. 29-35)

Diagnosis: Hembra. Ojos aproximadamente 1.5 veces tan largos como las mejillas. Maza antenal de 2 segmentos, ligeramente más larga que los 2 segmentos flagelares precedentes juntos; escapo elongado, aproximadamente 6 veces tan largo como ancho, pedicelo ligeramente más largo que el segmento flagelar 1, todos los segmentos flagelares más largos que anchos y con sensilas longitudinales y sensilas en forma de hoyo (Figura 29). Lóbulo medio del mesoescudo con 10 setas (Figura 30). Sensilas escutelares placoideas ampliamente espaciadas. Ala anterior con una área aetosa alrededor de la vena estigmal, aprox. 3.5 veces tan larga como ancha (Figura 31); fleco marginal 0.7-0.8x la anchura alar; 1-2 grupos basales de setas; vena marginal con 5-6 setas largas a lo largo del margen anterior (Figura 32). Fórmula tarsal 5-5-5. Espuela de la tibia media corta, aprox. 0.4x tan larga como el basitarso; basitarso elongado, aprox. 0.4 veces tan largo como la tibia media y ligeramente más corto que los siguientes segmentos tarsales juntos (Figura 33). Ovipositor aproximadamente tan largo como la tibia media, válvula 3 es 0.5-0.7 veces tan larga como el valvifer 2 (Figura 34). Cabeza amarillo claro, segmento apical de la maza antenal, clípeo y barras ocelares ahumados, occipucio con una línea transversal ahumada. Mesosoma principalmente amarillo claro, excepto el pronoto, la mancha triangular invertida en el centro del mesonoto y las axilas anteriormente pardas. Alas anteriores ahumadas debajo de la vena marginal. Patas amarillo claro. Gáster principalmente pardo, terguito 7 amarillo (Figura 35). Distribución en México: Coahuila, Colima, Distrito Federal, Guerrero, Morelos, Quintana Roo, Sinaloa, Sonora, Tabasco, Tamaulipas (Myartseva *et al.*, 2012a). En este trabajo se identificaron ♀8 ♂0. Hospederos: *B. tabaci*, *T. vaporariorum*, *Aleuropleurocelus* sp. Plantas hospederas: *S. lycopersicum*, *Helianthus annuus*, *Myrcia* sp. Localidades: Las Margaritas, Cd. Cuauhtémoc; La Rivera, Tampico Alto, Ver. (recol. D. A. García. G).



Figura 29. Antena de *E. pergandiella*.

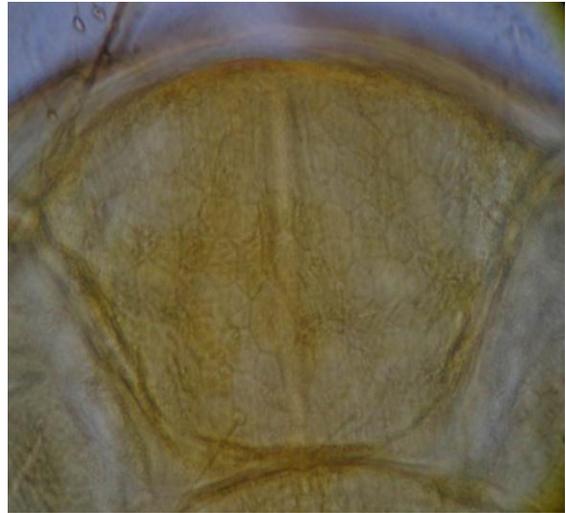


Figura 30. Lóbulo medio de *E. pergandiella*.

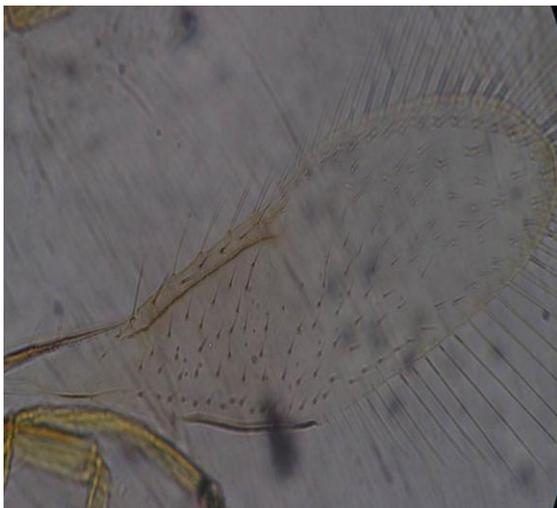


Figura 31. Ala anterior de *E. pergandiella*.



Figura 32. Vena marginal de *E. pergandiella*.

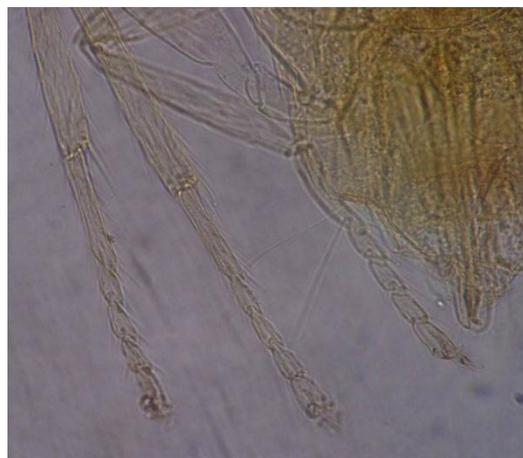


Figura 33. Tarso medio de *E. pergandiella*.



Figura 34. Ovipositor de *E. pergandiella*.



Figura 35. Morfología general de ♀ de *E. pergandiella*.

***Encarsia sophia* (Girault y Dodd, 1915) (Figuras. 36-42)**

Diagnosis. Hembra- Cabeza en su mayoría transversalmente estriada. Antena aparentemente variable; maza de 3 segmentos, al menos tan larga como el funículo; pedicelo aproximadamente tan largo como el segmento flagelar 1, el cual es 2.25 veces tan largo como ancho y aproximadamente igual o ligeramente más corto que los segmentos 2 y 3. Segmento flagelar 1 sin sensilas lineales (Figura 36). Lóbulo medio del mesoescudo con 8-10 setas (Figura 37). Sensilas escutelares placoideas cercanamente espaciadas; distancia entre las setas escutelares anteriores 0.5 veces tan larga como entre las posteriores. Ala anterior uniformemente setosa, 2.6-2.9 veces tan larga como ancha, vena marginal con 6-9 seta a lo largo del margen anterior (Figura 38), con una área conspicua de setas largas cerca del margen posterior (Figura

39); fleco marginal 0.3-0.4x la anchura alar; 7-11 grupos basales de setas; Fórmula tarsal 5-5-5. Espuela de la tibia media ligeramente más larga que 0.5x del basitarso (Figura 40). Ovipositor tan largo como la tibia media o ligeramente más largo; válvula 3 es 0.2-0.3 veces tan larga como el valvífer 2 (Figura 41). Cabeza y cuerpo amarillos; cara pálida, maza antenal ligeramente ahumada. Alas anteriores hialinas. Patas amarillo claro (Figura 42). Macho: coloración mucho más oscura que la hembra. Distribución en México: Sinaloa, Tabasco, Tamaulipas (Myartseva *et al.*, 2012a). En este trabajo se identificaron ♀25 ♂0. Hospederos: *B. tabaci*, *T. vaporariorum*, *Aleuropleurocelus* sp. Plantas hospederas: *S. lycopersicum*, *H. annuus*, *Myrcia* sp. Localidades: Las Margaritas, Cd. Cuauhtémoc; La Rivera, Tampico Alto, Ver. (recol. D. A. García. G).



Figura 36. Antena de *E. sophia*.

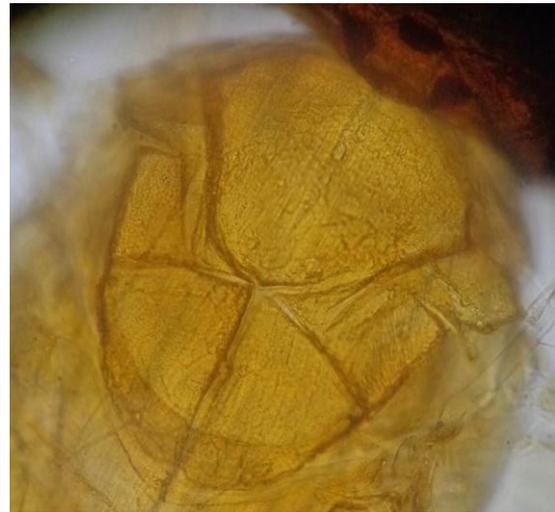


Figura 37. Lóbulo medio de *E. sophia*.



Figura 38. Vena marginal de *E. sophia*.

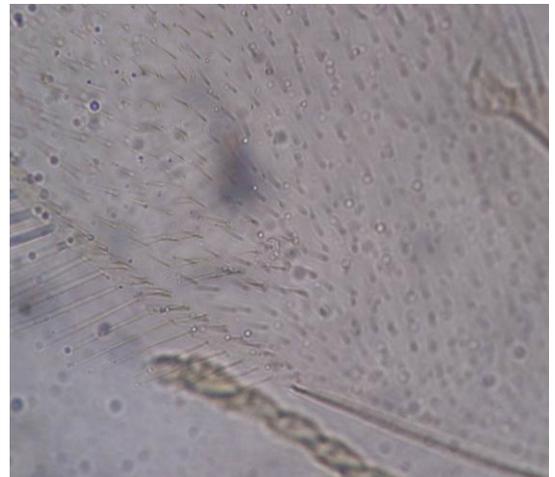


Figura 39. Setas conspicuas de *E. sophia*.



Figura 40. Tarso medio de *E. sophia*.



Figura 41. Ovipositor de *E. sophia*.



Figura 42. Morfología general de ♀ de *E. sophia*.

***Encarsia tamaulipeca* (Myartseva y Coronado-Blanco, 2002)** (Figuras 43-50)

Diagnosis: Hembra. Maza antenal de 3 segmentos, ligeramente más larga que el funículo; escapo 4 veces tan largo como ancho, pedicelo ligeramente más largo que el segmento flagelar 1, el segmento flagelar 1 es 1.5 veces tan largo como ancho, el segmento 2 es 1.8 veces y el segmento 3 es 1.3 veces tan largo como ancho. Segmento flagelar 1 sin sensila lineal (Figura 43). Lóbulo medio del mesoescudo con muchas setas en número variable, de 54 a 64 (Figura 44). Sensilas escutelares placoideas ampliamente espaciadas. Ala anterior uniformemente setosa, más de 2 veces tan larga como ancha (Figura 45); fleco marginal aproximadamente 0.14x la anchura alar; base del ala con 7-10 setas. Setas fuertes en 2 hileras en el margen anterior y con una banda angosta desnuda, interrumpida cerca de la vena por pocas setas. Vena marginal con 10-13 setas a lo largo del margen anterior (Figura 46). Fórmula tarsal 5-5-5. Espuela de la tibia media ligeramente más corta que el basitarso (Figura 47). Ovipositor expuesto, la parte expuesta 0.5x la longitud del gáster (en los especímenes secos); ovipositor más largo que la tibia media (Figura 48); válvula 3 es 0.5 veces tan larga como el valvifer 2. Cabeza negra, cara anaranjado oscuro desde el ocelo anterior hasta la prominencia interantenal y blancuzca debajo (excepto el margen bucal superior, la parte posterior de las mejillas y las escrobas antenales). Pedicelo y maza antenal pardos, escapo (excepto la mitad distal dorsal parda) y el segmento flagelar 3 blancuzcos, segmentos 1 y 2 pardo claro. Mesosoma y gáster negros. Patas blanco amarillento, coxas medias y posteriores y femurs posteriores negros, fémures medios y tibias posteriores ahumados. Alas anteriores hialinas. Válvulas 3 blancuzcas (Figuras 49 y 50). Distribución en México: Tamaulipas (Myartseva *et al.*, 2012a). En este trabajo se identificaron ♀412 ♂ 149. Hospedero: *Aleurodicus pulvinatus*. Planta hospedera: *P. guajava*. Localidad: Mata de Chávez, Tampico Alto, Ver. (recol. D. A. García. G).



Figura 43. Antena de *E. tamaulipeca*.



Figura 44. Lóbulo medio de *E. tamaulipeca*.

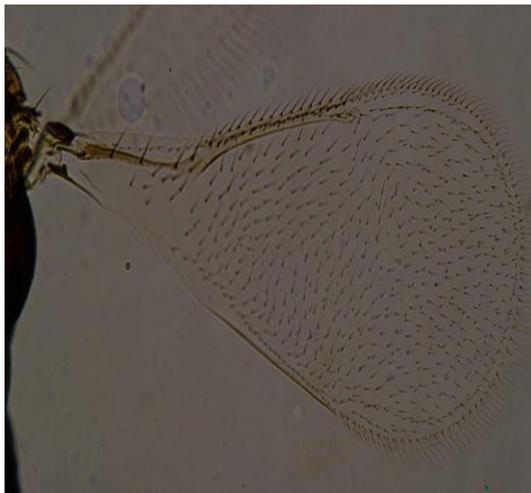


Figura 45. Ala anterior de *E. tamaulipeca*.



Figura 46. Vena marginal de *E. tamaulipeca*.



Figura 47. Tarso medio de *E. tamaulipeca*.



Figura 48. Ovipositor de *E. tamaulipeca*.



Figura 49. Morfología general de ♀ de *E. tamaulipeca*.



Figura 50. Morfología general de ♂ de *E. tamaulipeca*.

***Encarsia tapachula* Myartseva, 2007** (Figuras. 51-57)

Diagnosis: Hembra. Ojos finamente setosos, aproximadamente 1.8 veces tan largos como las mejillas. Mandíbula tridentada. Maza antenal de 3 segmentos, aproximadamente tan ancha como el funículo y más o menos tan larga como el funículo y el pedicelo juntos; escapo 3 veces tan largo como ancho, segmento flagelar 1 transversal, segmento 2 es 1.4 veces y segmento 3 es 1.2 veces tan largo como ancho. Segmento flagelar 1 sin sensila, los otros segmentos c/u con 2 sensilas (Figura 51). Lóbulo medio del mesoescudo con 3 pares de setas largas (Figura 52). Sensilas escutelares placoideas ampliamente espaciadas; distancia entre las setas escutelares anteriores más o menos tan larga como entre las posteriores. Ala anterior uniformemente setosa, aproximadamente 3.3 veces tan larga como ancha (Figura 53); fleco marginal aproximadamente 0.2-0.3x la anchura alar; base del ala con 2 setas debajo de la parte apical de la vena submarginal; vena marginal con 7 setas largas a lo largo del margen anterior (Figura 54). Fórmula tarsal 5-5-5. Espuela de la tibia media aproximadamente 7x tan larga como el basitarso (Figura 55). Ovipositor fuertemente resaltado, 2 veces tan largo como la tibia media (Figura 56). Ovipositor con la parte extendida aproximadamente 0.2x la longitud del gáster. Válvula 3 aproximadamente 0.5 veces tan larga como el valvífer 2. Cabeza amarillo claro, occipucio ligeramente ahumado, antenas amarillo claro. Mesosoma amarillo; pronoto anteriormente y margen anterior del lóbulo medio del mesoescudo angostamente negro parduzco; mitad apical de las axilas ligeramente ahumada así como las tégulas completas, Propodeo lateralmente, mesopleura y el pecíolo. Alas anteriores hialinas. Patas amarillo blancuzco. Gáster amarillo; terguito basal y terguito 5 completamente ahumados, terguito 4 posteriormente y terguito 6 anteriormente ligeramente ahumado, ápice del terguito 7 claro; margen apical y margen de los valvífer 2 y 3 (excepto la base) negro parduzco (Figura 57). Distribución en México: Chiapas y Tamaulipas (Myartseva *et al.*, 2012a). En este trabajo se identificaron ♀5 ♂0. Hospedero: *Aleurotrachelus* sp. Planta hospedera: *Persea americana*. Localidad: Mata de Chávez, Tampico Alto, Ver. (recol. D. A. García. G).

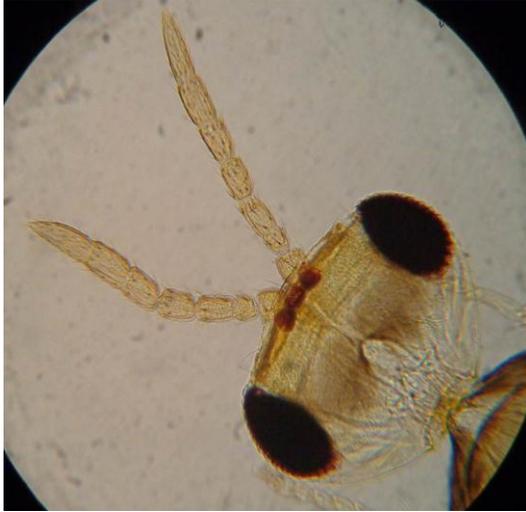


Figura 51. Antena de *E. tapachula*.



Figura 52. Lóbulo medio de *E. tapachula*.

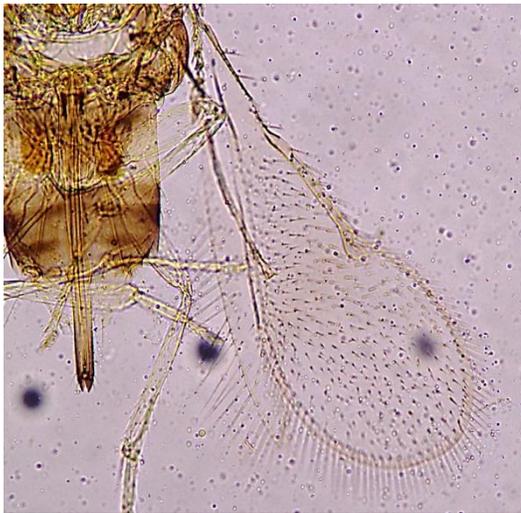


Figura 53. Ala anterior de *E. tapachula*.

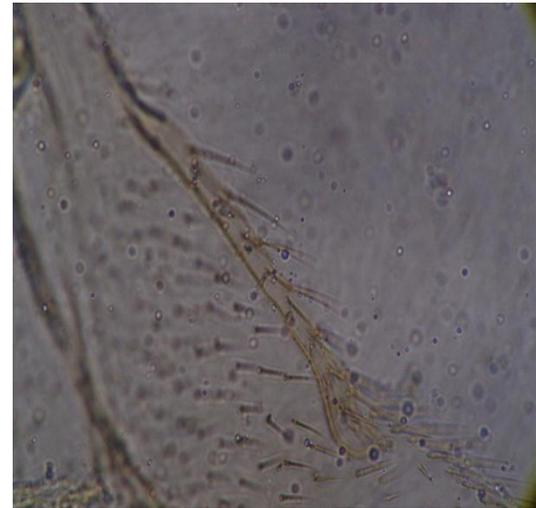


Figura 54. Vena marginal de *E. tapachula*.



Figura 55. Tarso medio de *E. tapachula*.



Figura 56. Ovipositor de *E. tapachula*.



Figura 57. Morfología general de ♀ de *E. tapachula*.

***Encarsia trialeurodis* Myartseva, 2008** (Figuras. 58-64)

Diagnosis: Hembra. Ojos 1.5 veces tan largos como las mejillas. Mandíbula tridentada. Maza antenal de 2 segmentos, más larga que los 2 segmentos flagelares precedentes juntos; escapo 4.0-4.5 veces tan largo como ancho, segmentos flagelares 1-4 son 2.2, 2.5, 2.6 y 2.4 veces tan largos como anchos, respectivamente. Segmentos flagelares 1 y 2 sin sensilas (Figura 58). Lóbulo medio del mesoescudo con 8 setas delgadas (Figura 59), 2 setas en cada lóbulo lateral. Sensilas escutelares placoideas ovoides, ampliamente espaciadas; par anterior de setas escutelares 0.8 veces tan largo como el par posterior; distancia entre las setas escutelares anteriores 1.2 veces tan larga como entre las posteriores. Ala anterior con una área aetosa alrededor de la vena estigmal, 3.7 veces tan larga como ancha (Figura 60); fleco marginal aproximadamente 0.8x la anchura alar; una seta basal; vena marginal con 5-6

setas a lo largo del margen anterior (Figura 61). Fórmula tarsal 5-5-5. Espuela de la tibia media aproximadamente 0.5 veces tan larga como el basitarso, basitarso tan largo como los 3 segmentos tarsales próximos juntos (Figura 62). Ovipositor ligeramente más corto que la tibia media; válvula 3 es 0.6-0.7 veces tan larga como el valvífer 2 (Figura 63). Cabeza y cuerpo de amarillo a amarillo claro, barras post-ocelares y antenas ligeramente ahumadas, parte superior del clípeo parduzca. Lóbulo medio del mesoescudo anteriormente parduzco, escutelo bordeado anteriormente parduzco. Alas anteriores ligeramente ahumadas debajo de la vena marginal. Patas blancuzcas (Figura 64). Distribución en México: Tamaulipas (Myartseva *et al.*, 2012a). En este trabajo se identificaron ♀3 ♂0. Hospederos: *B. tabaci*, *T. vaporariorum*, *Aleuropleurocelus* sp. Plantas hospederas: *H. annuus*, *Myrcia* sp. Localidades: Las Margaritas, Cd. Cuauhtémoc; La Rivera Tampico Alto, Ver. (recol. D. A. García. G).



Figura 58. Antena de *E. trialeurodis*.

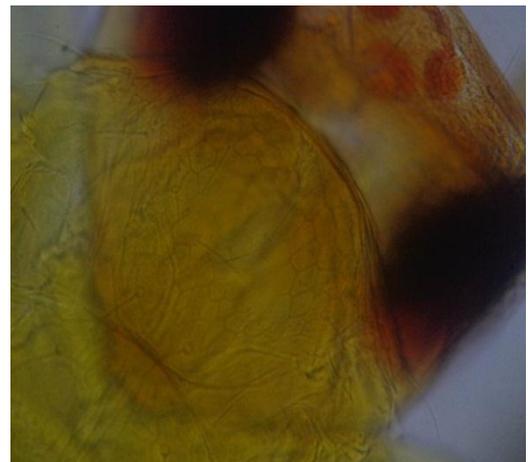


Figura 59. Lóbulo medio de *E. trialeurodis*.

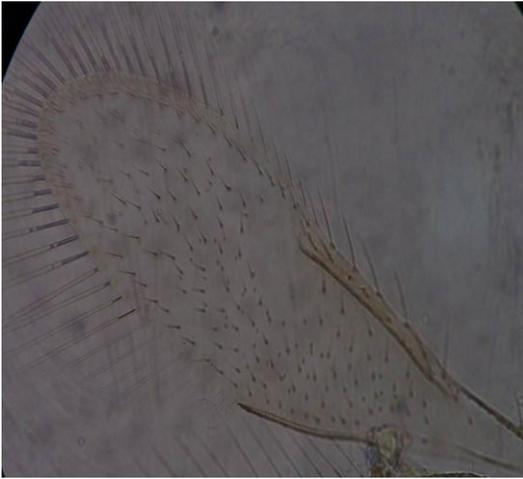


Figura 60. Ala anterior de *E. trialeurodis*.



Figura 61. Vena marginal de *E. trialeurodis*.



Figura 62. Tarso medio de *E. trialeurodis*.

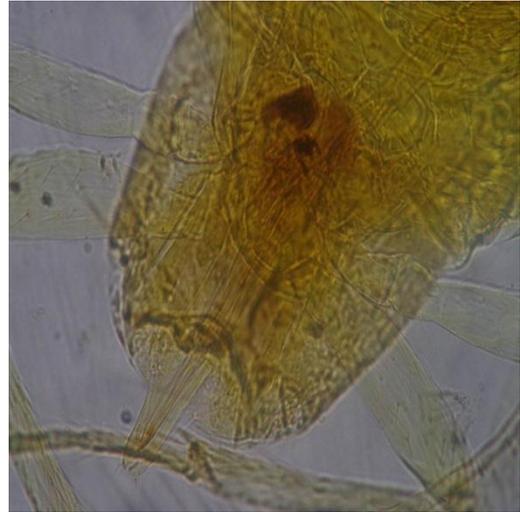


Figura 63. Ovipositor de *E. trialeurodis*.



Figura 64. Morfología general de ♀ de *E. trialeurodis*.

***Encarsia cercana a meritoria*** (Figuras. 65-69)

Antena de 8 segmentos (Figura 65), lóbulo medio con 6 pares de setas (Figura 66), vena marginal con 7 setas (Figura 67), tarso medio de 4 segmentos (Figura 68). Cuerpo uniformemente coloreado de amarillo anaranjado hasta amarillo claro (Figura 69). Comparte la mayoría de las características de *E. meritoria*, solo difiere en el basitarso medio al ser en esta especie más largo, así como la espina en la tibia media siendo más corta que en el caso de *E. meritoria*. En este trabajo se identificaron ♀2 ♂0. Hospederos: *B. tabaci*, *Aleuropleurocelus* sp. Plantas hospederas: *S. lycopersicum*, *Myrcia* sp. Localidad: La Rivera, Tampico Alto, Ver. (recol. D. A. García. G).



Figura 65. Antena de *E. cercana a meritoria*.

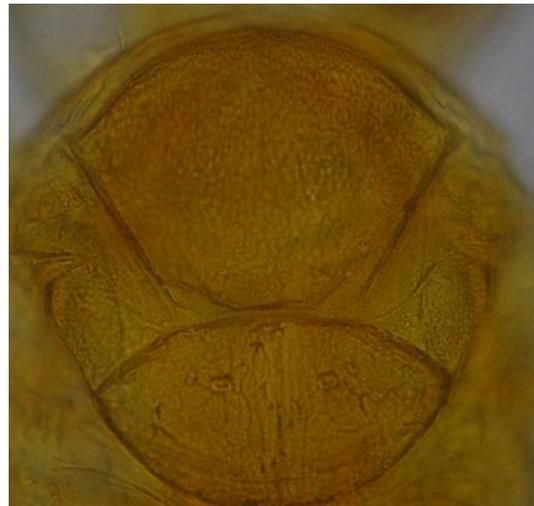


Figura 66. Lóbulo medio de *E. cercana a meritoria*.



Figura 67. Vena marginal de *E. cercana a meritoria*.



Figura 68. Tarso medio de *E. cercana a meritoria*.



Figura 69. Morfología general de ♀ de *E.* cercana a *meritoria*.

***Encarsia* sp. 1.** (Figuras. 70-74)

Antena de 8 segmentos (Figura 70), lóbulo medio con 6-7 pares de setas (Figura 71), alas hialinas (Figura 72), vena marginal con 6-7 setas (Figura 73), cuerpo amarillo marrón a obscuro, antenas amarillas (Figura 74). En este trabajo se identificaron ♀7 ♂0. Hospederos: *B. tabaci*, *T. vaporariorum*, *T. acaciae*, *A. pulvinatus*. Plantas hospederas: *H. annuus*, *P. erosus*, *P. guajava*. Localidades: Las Margaritas, Cd. Cuauhtémoc; Km 79 y Mata de Chávez, Tampico Alto, Ver. (recol. D. A. García. G).



Figura 70. Antena de *Encarsia* sp. 1.



Figura 71. Lóbulo medio de *Encarsia* sp. 1.



Figura 72. Ala anterior de *Encarsia* sp. 1.



Figura 73. Vena marginal de *Encarsia* sp. 1.



Figura 74. Morfología general de ♀ de *Encarsia* sp. 1.

***Eretmocerus mundus* Mercet, 1931** (Figuras. 75-82)

Diagnosis: Hembra. Escapo antenal 5.2-6.8 veces tan largo como ancho y 0.62-0.76x la longitud de la maza antenal; pedicelo 2.2-3.0 veces tan largo como ancho; segmento funicular 1 subcuadrado, segmento 2 usualmente al menos ligeramente más largo que ancho. Maza antenal adelgazada, 5.7-7.4 veces tan larga como ancha y 1.3-1.6 veces tan larga como el escapo (Figura 75). Lóbulo medio del mesoescudo con 4 setas (Figura 76). Alas anteriores 3.0-3.5 veces tan largas como la anchura alar máxima, su fleco marginal aproximadamente 0.2-0.4x la anchura alar máxima (Figura 77). Entre la vena marginal y la línea calva hay una hilera de 8-10 setas, base del ala con una seta (Figura 78). Espuela de la tibia media casi 0.33x la longitud del basitarso de la pata media (Figura 79). Ovipositor ligeramente expuesto, 0.8-1.0 veces tan largo como la maza antenal y 0.95-1.3 veces tan largo como la tibia media (Figura 80). Cabeza amarilla, vértice amarillo anaranjado, ojos rojizos, antenas oscuras, escapo usualmente más oscuro en el extremo del ápice, gáster dorsalmente amarillo anaranjado, lateralmente amarillo claro, patas oscuras, tarsos ligeramente más oscuros que las tibias, el último segmento tarsal es el más oscuro. Alas anteriores ligeramente ahumadas desde la base hasta el final distal de la vena estigmal; venas ahumadas (Figura 81). Macho- similar a la hembra en coloración, con áreas ahumadas en el cuerpo (Figura 82). Distribución en México: Baja California (Myartseva *et al.*, 2012a), Tamaulipas (Arcos *et al.*, 2012). En este trabajo se identificaron ♀10 ♂1. Hospederos: *B. tabaci*, *T. vaporariorum*, *Aleuropleurocelus* sp, *T. acaciae*. Plantas hospederas: *S. lycopersicum*, *H. annuus*, *Myrcia* sp, *P. erosus*. Localidades: Las Margaritas, Cd. Cuauhtémoc; Km 79 y La Rivera, Tampico Alto, Ver. (recol. D. A. García. G).



Figura 75. Antena de *E. mundus*.



Figura 76. Lóbulo medio de *E. mundus*.

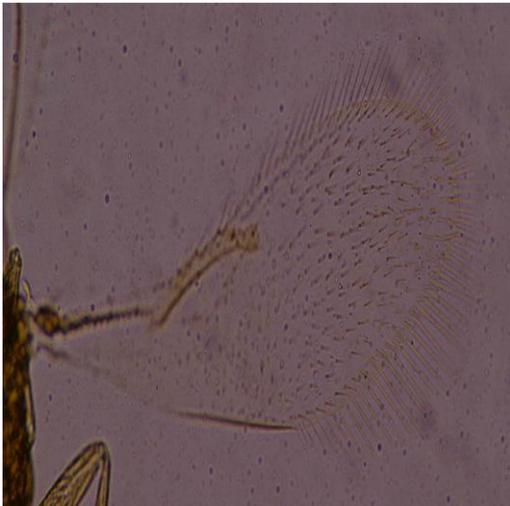


Figura 77. Ala anterior de *E. mundus*.



Figura 78. Vena marginal e hilera de setas en zona calva de *E. mundus*.



Figura 79. Tarso medio de *E. mundus*.

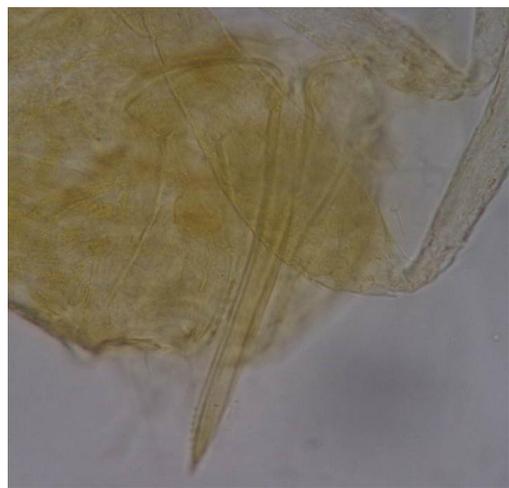


Figura 80. Ovipositor de *E. mundus*.



Figura 81. Morfología general de ♀ de *E. mundus*.



Figura 82. Morfología general de ♂ de *E. mundus*.

***Eretmocerus* sp. 1.** (Figuras. 83-87)

Antena de 5 segmentos (Figura 83), lóbulo medio con 4 setas (Figura 84), hilera de 6 setas en la línea calva (Figura 85), tarso medio de 4 segmentos (Figura 86). Cabeza amarilla, vértice amarillo anaranjado, ojos rojizos, antenas amarillas, escapo usualmente más oscuro en el extremo del ápice, gáster dorsalmente amarillo anaranjado, lateralmente amarillo claro, patas oscuras, tarsos ligeramente más oscuros que las tibias, el último segmento tarsal es el más oscuro (Figura 87). En este trabajo se identificaron ♀3 ♂4. Hospederos: *B. tabaci*, *T. vaporariorum*, *T. acaciae*. Plantas hospederas: *H. annuus*, *P. erosus*. Localidades: Las Margaritas, Cd. Cuauhtémoc; Km 79 y La Rivera, Tampico Alto, Ver. (recol. D. A. García. G).



Figura 83. Antena de *Eretmocerus* sp. 1.



Figura 84. Lóbulo medio de *Eretmocerus* sp. 1.



Figura 85. Vena marginal de *Eretmocerus* sp. 1.



Figura 86. Tarso medio de *Eretmocerus* sp. 1.



Figura 87. Morfología general de ♀ de *Eretmocerus* sp. 1.

En el estado de Veracruz, y más específicamente, en el municipio de Tampico Alto Myartseva *et al.*, (2011) reportaron a la nueva especie *Encarsia tampicana* y a *Eretmocerus naranjae* como primer registro para el estado; durante 2012 se reportó a *Eretmocerus jimenezi* obtenida de ninfas de *A. floccosus* recolectadas en guayaba (Myartseva *et al.*, 2012b), y también a *En. dominicana* y *En. americana* obtenidas de los mismos huéspedes, consignándose como nuevos registros para el estado (Myartseva *et al.*, 2012b). El género *Encarsia* cuenta en su haber con más especies presentes en el estado, ya que Myartseva (2007b), reporta a *E. catemaco*, *E. dmitrii*, *En. flaviceps*, *E. trilineata* y *E. tuxtla*. Sumándose *E. citrina*, *E. clypealis*, *E. colima* y *E. tuxpan* (Myartseva y Evans, 2008).

García, (2012), recolecto a *En. sophia*, *En. inaron* y *Er. mundus* en el sur de Tamaulipas, aproximadamente a 80 km de los municipios donde se realizó esta investigación; por la información generada por este autor se puede decir

que la fauna de Aphelinidae del norte de Veracruz es más diversa (12 especies) que la de la región sur de Tamaulipas (3 especies), y que solo *En. sophia* y *Er. mundus* son coincidentes. En este trabajo se registran adultos de *En. sophia* solo durante septiembre, octubre y noviembre, diferente al sur de Tamaulipas, donde se obtuvieron en abril, mayo, junio coincidiendo únicamente en septiembre y octubre. *Er. mundus*, en el norte de Veracruz emergió de las casas pupales en marzo, junio, agosto, septiembre y octubre, y en el sur de Tamaulipas en abril, mayo, junio, septiembre, octubre y noviembre.

En México no se conoce con certeza que Aleyrodidae son huéspedes de *En. andrewi*, pero en este trabajo se menciona tentativamente a *Aleurodicus* sp. ya que solo se tiene registro a nivel de subfamilia (Aleyrodicinae) (Myartseva et al., 2012a), *En. meritoria* se ha obtenido de *Trialeurodes floridensis* (Myartseva et al., 2012a), y en este estudio de *A. pulvinatus*.

Myartseva et al., (2012a) señalan a *B. tabaci* y *T. acaciae* como huéspedes de *En. nigricephala*, lo cual también ocurrió en este estudio. La autora antes mencionada indica que *En. pergandiella* ataca a *B. tabaci* y *T. vaporariorum*, igual que lo que se explicita en este estudio, registrando además a *Aleuropleurocelus* sp. *En. sophia* se obtuvo en este trabajo de *B. tabaci*, *T. vaporariorum*, *Aleuropleurocelus* sp. y *T. acaciae*, a diferencia de *T. variabilis* obtenida por Myartseva et al., (2012a). *En. tamaulipeca* se reportó como parasitoide de Aleyrodidae en 2012, y en este trabajo como parasitoide de *A. pulvinatus*. También aquí se reporta a *En. trialeurodis* emergiendo de *T. vaporariorum*, y se agrega a *B. tabaci* y *Aleuropleurocelus* sp. como huéspedes. *Er. mundus* se obtuvo de *B. tabaci*, *T. vaporariorum*, *Aleuropleurocelus* sp. y *T. acaciae*, coincidiendo solo con los dos primeros (Noyes, 2011).

A pesar de que en el municipio de Cd. Cuauhtémoc se muestreo menos, siete de las especies de Aphelinidae reportadas aquí (2 de *Eretmocerus* y 5 de *Encarsia*), se obtuvieron en este.

Las plantas hospederas tanto cultivadas como malezas, del sur de Tamaulipas donde se obtuvieron especímenes fueron Soya (*Glycine max*), Tomate (*Solanum lycopersicum*), Girasol silvestre (*Helianthus annuus*), Lechosilla (*Euphorbia* sp.) y Amargosa (*Parthenium hysterophorus*); mientras que para el norte de Veracruz lo fueron Aguacate (*Persea americana*), Manzanita (*Malvaviscus arboreus*), Jícama (*Pachyrhizus erosus*), Santa María (*Myrcia* sp.), Guayaba (*Psidium guajava*), Girasol Silvestre y Tomate.

## CONCLUSIONES

En la región norte de Veracruz, está presente una buena diversidad de especies de Aphelinidae, 9 de las cuales, pertenecientes a los géneros *Encarsia* y *Eretmocerus* fueron determinadas en este estudio, sobresaliendo cuantitativamente *En. tamaulipeca*, ya que represento el 84 % de los especímenes de las especies identificadas. Esta diversidad de afelinidos se encuentra ejerciendo control natural en niveles desconocidos, sobre poblaciones de especies de Aleyrodidos que están afectando a diferentes plantas hospederas, incluyendo cultivos comerciales como lo son aguacate, tomate, jícama y guayaba. Cabe resaltar la presencia de los Aleyrodidos *B. tabaci* y *T. vaporariorum* ya que son moscas reconocidas como plagas importantes de cultivos agrícolas. Dado que el uso de plaguicidas agrícolas es común en la región, es recomendable conocer que efectos están causando en las poblaciones de los afelinidos, buscando minimizarlos para proteger la fauna de enemigos naturales benéficos, incluyendo a los afelinidos.

## RESUMEN

En el norte de Veracruz, México, se identificaron 12 especies de Aphelinidae en los géneros *Encarsia* (10) y *Eretmocerus* (2), siendo estas: *En. andrewi*, *En. meritoria*, *En. nigricephala*, *En. pergandiella*, *En. sophia*, *En. tamaulipeca*, *En. tapachula*, *En. trialeurodis*, *En. "cercana a meritoria"*, *Encarsia* sp. 1, *Er. mundus* y *Eretmocerus* sp. 1, las 9 identificadas a especie son nuevos registros para Veracruz; *En. meritoria* y *En. tamaulipeca* parasitan a *A. pulvinatus*, lo cual es un nuevo registro para México. Se determinaron como Aleyrodidae huésped a las especies *A. pulvinatus*, *Aleuropleurocelus* sp. , *Aleurotrachelus* sp. , *B. tabaci*, *T. vaporariorum* y *T. acaciae*, obtenidas en plantas de Tomate (*Solanum lycopersicum*), Girasol silvestre (*Helianthus annuus*), Jícama (*Pachyrhizus erosus*), Aguacate (*Persea americana*), Manzanita (*Malvaviscus arboreus*) Santa maría (*Myrcia* sp.) y Guayaba (*Psidium guajava*). A nivel de género *Aleuropleurocelus*, es un nuevo registro para Veracruz.

## LITERATURA CITADA

- Alarcón, M.S. 1993. Control biológico de mosquita blanca en Sinaloa. pp. 19–22. En: Rodríguez del Bosque, L.A (Ed.). II Taller sobre control biológico de mosquita blanca, Centro Nacional de Referencia de Control Biológico, DGSV-SARH, México.
- Anento, J.L., Selfa, J. 1997. Himenópteros parasítica y control de plagas. En: Los artrópodos y el hombre, II Curso de control biológico de plagas: Uso de parasitoides. Universidad de Verano de Teruel. Valencia, España. pp:151-160.
- Arcos. C. G., García, G. D.A., Myartseva, S. N y Ramírez, M. M. R. 2012. Primer reporte de *Encarsia sophia* Girault y Dodd y *Encarsia inaron* Walker, parasitoides nativos de *Bemisia tabaci* Gennadius en el sur de Tamaulipas. En memorias de la Novena Convención Mundial del Chile, Zacatecas, Zacatecas. México. pp: 150-158.
- Avidov, Z., M. Balshiw & U. Gerson. 1970. Studies on *Aphytis coheni*, a parasite of the California red scale, *Aonidiella aurantii*, in Israel. Entomophaga, 15: 191–210.
- Begum, S., Anis, S.B., Farooqui, M.K., Rehmat, T and Fatma, J. 2011. Aphelinid parasitoids (Hymenoptera:Aphelinidae) from India. Department of Zoology. Aligarth Muslim University. pp: 222-231.

- Butler, G.D. 1982. Development of sweetpotato whitefly and temperature. Imperial Agricultural Briefs. USA. 4 p.
- Byrne, D. N., and T. S. Bellows Jr. 1991. Whitefly biology. *Ann. Rev. Entomol.* 36: 431-457.
- Byrne, D. N., T. S. Bellows, and M. P. Parella. 1990. Whiteflies in agricultural systems. *In: Whiteflies: Their Bionomics, Pest Status and Management.* Gerling D. (ed). Intercept Ltd., Andover Hants. pp: 227-261.
- Caballero. R. 1996. Identificación de moscas blancas. En: Metodología para el estudio y manejo de moscas blancas y geminivirus. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza. Costa Rica. 133 p.
- Carballo. M. 2002. Manejo de insectos mediante parasitoides. Avances en el fomento de productos fitosanitarios no-sintéticos. Costa Rica. pp: 118-122.
- Cave. R. D 1996. Parasitoides y depredadores. En: metodologías para el estudio y manejo de moscas blancas y geminivirus, CATIE. Costa Rica. 133 p.
- DeBach, P. 1964. Some species of *Aphytis* Howard (Hymenoptera: Aphelinidae) in Greece. *Annals of the Institute of Phytopathology, Benaki, N.S.*, 7: 5–18.
- DeBach, P., T.W. Fisher & J. Landi. 1955. Some effects of meteorological factors on all stages of *Aphytis lingnanensis*, a parasite of the California red scale. *Ecology*, 36: 743–753.

- Dozier, H.L. 1937. Descriptions of miscellaneous chalcidoid parasites from Puerto Rico. *Journal of Agriculture of the University of Puerto Rico*, 21: 121–135.
- Enkegaard, A. 1993. *Encarsia formosa* parasitizing the poinsettia-strain of the cotton whitefly, *Bemisia tabaci*, on poinsettia: bionomics in relation to temperature. *Entomol. Exp. Appl.* 69: 251-261.
- Flanders, S.E. 1943. The role of mating in the reproduction of parasitic Hymenoptera. *Journal of Economic Entomology*, 36(5): 801–808.
- Foltyn, S. y D. Gerling, 1985. The parasitoid *Bemisia tabaci* in Israel: development, host preference and discrimination of the aphelinid wasp *Eretmocerus mundus*. *Entomol. Exp. Appl.*, 38: 255-260.
- Fu, C. A.A., Lourencao, A.L., Rodriguez. A.C., Quevedo, F.C.G., García, V.F., Arredondo, B.H.C., Lara, R.J., Djair, V.I., Aviles, G.M.C y Nava, C.V., Carapia, R.V.E. 2008. Moscas blancas temas selectos sobre su manejo. Mexico. Colegios de posgraduados. 120 p.
- Gahan, A.B. 1927. Miscellaneous descriptions of new parasitic Hymenoptera with some synonymical notes. *Proceedings of the United States National Museum*, 71: 1–39.
- García, G. D. A. 2012. Colecta e Identificación de Parasitoides de Mosquita Blanca *Bemisia tabaci* Gennadius en el Sur de Tamaulipas. Tesis de licenciatura. 63 p.
- Gerling, D.1990. Natural enemies of whiteflies: predators and parasitoids. pp. 147-185. In: Gerling D. (ed.) *Whiteflies: their bionomics, pest status and management*, 348 p.

- Gerson, U. 1968. The comparative biologies of two hymenopterous parasites of the chaff scale, *Parlatoria pergandii*. *Entomophaga*, 13: 163–173.
- Gill, J. R. 1990. The morphology of whiteflies. *In*: Whiteflies: Their Bionomics, Pest Status and Management. Gerling D. (ed). Intercept Ltd., Andover Hants. pp: 13-45.
- Girault, A.A. & A.P. Dodd. 1915. The cane grubs of Australia. Bulletin Bureau Sugarcane Experimental Stations, Queensland Division of Entomology, 2: 1–60.
- Goulet, H, y Hubert, J. (Ed.). 1993. Hymenoptera of the world: an identification guide to families. Agriculture Canada. Ontario. 668 p.
- Hartley, E.A. 1922. Some bionomics of *Aphelinus semiflavus* (How.), chalcid parasite of aphids. *Ohio Journal of Science*, 22(8): 217–236.
- Hazef, H., M.F.S Tawfik., K.T. Awadallah y A.A. Sarham. 1978. Studies on *Eretmocerus mundus* Mercet, a parasite of the cotton whitefly, *Bemisia tabaci* (Genn.), in Egypt. (Hymenoptera.Aphelinidae). *Bull. Soc. Ent. Egypte*, 62: 15-22.
- Heinz, M. K., and P. M. Parrella. 1994. Poinsettia (*Euphorbia pulcherrima* Willd. Ex Koltz) cultivar-mediated differences in performance of five natural enemies of *Bemisia argentifolii* Bellows and Perring, n. sp (Homoptera: Aleyrodidae). *Boil. Control* 4: 305-308.
- Heraty, J., Woolley, M. y Polaslek, A. 2007. Catalog of the *Encarsia*. Electronic format.

- Heraty, J.M., Andrew, P. and Michael. E. S. 2008. Systematics and biology of *Encarsia*. In: J. Gould et al. (eds.), Classical biological control of *Bemisia tabaci* in the United States. 2008. pp: 71-84.
- Hernandez-Suarez, E., Martin, J. H., Gill, R. J., Bedford, I. D., Malumphy, C. P., Reyes Betancort, J. A., & Carnero, A. (2012). The aleyrodidae (Hemiptera: Sternorrhyncha) of the Canary Islands with special reference to *Aleyrodes*, *Siphoninus*, and the challenges of puparial morphology in *Bemisia*. *Zootaxa*, 3212, 1-76.
- Hilje, L. 2000. Taller Latinoamericano y del Caribe sobre moscas blancas y geminivirus (9, Panamá). Informes nacionales. Ed. L, Hilje. Panamá. Disponible en [www.catie.ac.cr/moscablanca](http://www.catie.ac.cr/moscablanca).
- Hoddle, S., R. G. van Driesche, and J. T. Sanderson. 1998. Biology and use of the whitefly parasitoid *Encarsia formosa*. *Ann. Rev. Entomol.* 43: 645-669.
- Howard, L.O. 1907. New genera and species of Aphelininae, with a revised table of genera. Technical Series. United States Department of Agriculture, Bureau of Entomology, No. 12(4): 69–88.
- Hunter, M. S., M. F. Antolin and M. Rose. 1996. Courtship behavior reproductive relationships and allozyme patterns of three Northamerican populations of *Eretmocerus nr. Californicus* (Hymenoptera:Aphelinidae) parasitizing the whitefly *Bemisia sp. tabaci* Complex (Homoptera:Aleyrodidae). *Proc. Entomol. Soc. Wash.* 98: 126-137.
- INAFED (Instituto Nacional para el Federalismo y el Desarrollo Municipal). 2012. Enciclopedia de los municipios y delegaciones de México. Consultado en

línea en octubre de 2012, en:  
<http://www.inafed.gob.mx/work/enciclopedia/EMM30veracruz/index.html>.

Jervis, M.A and Kidd, N.A.C. 1986. Host feeding strategies in Hymenoptera parasitoids, *Biological reviews of the Cambridge Philosophical Society* 61. Pp: 395-434.

López, S.N y Evans, A.G, 2008. Nuevos registros de especies del género *Eretmocerus* (Hymenoptera: Aphelinidae), parasitoides de *Trialeurodes vaporariorum* y el complejo *Bemisia tabaci* (Hemiptera: Aleyrodidae) en Argentina. pp: 185-186.

López-Ávila, A. 1988. A comparative study of four species of *Encarsia* (Hymenoptera: Aphelinidae) as potential control agents for *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Homoptera: Aleyrodidae). Unpublished Ph.D. Thesis. University of London, pp: 1-302.

López-Ávila. A. 2004. Biología y control biológico de las moscas blancas. En: Manejo integrado de las moscas blancas *Bemisia tabaci* (Gennadius) *Aleurotrachelus sociales* Bondar. Boletín de sanidad vegetal 41. ICA. Bogotá Colombia. pp: 13-19.

Martin, J. 2004. Whiteflies of Belize (Hemiptera: Aleyrodidae). Part 1 introduction and account of the subfamily Aleurodicinae Quaintance and Baker. *Zootaxa* 681: 1-119.

Martin, J.H. 2005. Whiteflies of Belize (Hemiptera: Aleyrodidae). Part 2 — a review of the subfamily Aleyrodinae Westwood. *Zootaxa* , 1098, 1–116.

Martin, J. 2008. A revision of *Aleurodicus* Douglas (Sternorrhyncha, Aleyrodidae), with two new genera proposed for palaeotropical natives

and an identification guide to world genera of Aleurodicinae. Zootaxa 1835: 1-100.

Martin, J. H and L.A. Mound. 2007. An annotated check list of the world's whiteflies (Insecta:Hemiptera:Aleyrodidae). Zootaxa 1492: 1-84.

Martin, J. H. 1987. An identification guide to common whiteflies pest species of the world (Homoptera: Aleyrodidae). Trop. Pest Man. 33: 298-322.

Martínez, C.J.L.1995. Problemática fitosanitaria causada por la mosquita blanca en México. En: Memorias de la Segunda Asamblea Anual del CONACOFI 1994. Montecillo. Edo. de México. pp: 76-88

May, M. L. 1985. Thermoregulation. *In*: Comprehensive Insect Physiology Biochemistry and Pharmacology. Kerkut, G. A., Gilbert, L. I. (eds), Vol. 4. Pergamon Press, New York. pp: 507-552.

Mercet, R.G. 1931. Notas sobre Aphelinidos (Hym. Chalc.), 4a nota. Eos. Revista Española di Entomología, Madrid, 7: 395.

Myartseva, S. N y Ruiz-Cancino, E. 2000. Annotated checklist of the Aphelinidae (Hymenoptera: Chalcidoidea) of México. Folia Entomológica Mexicana, Vol. 109: 7-33.

Myartseva, S. N., G. Vejar-Cota & E. Cortez-Mondaca. 2009. A new species of the genus *Encarsia* (Hymenoptera: Aphelinidae) – parasitoid of *Aleurocybotus occiduus* Russell (Hemiptera: Aleyrodidae) from Mexico. Russian Entomological Journal, 19(2): 123–126.

Myartseva, S. N., Ruiz-Cancino, E y Coronado-Blanco, J. M. 2004. Aphelinidae (Hymenoptera), pp 753-757. En: Bousquets, J. L., Morrone, J. J.,

Ordoñez, O. Y. y Fernández. I. V. (Eds.) Biodiversidad, Taxonomía y Biogeografía de Artrópodos de México: Hacia una síntesis de su conocimiento. UNAM, México, Vol, IV, 790 p.

Myartseva, S. N., Ruiz-Cancino, E y Coronado-Blanco .J.M. 2009. Identificación de los Géneros de Aphelinidae de México (Hymenoptera: Chalcidoidea). En: *Entomología Mexicana* "Sistemática y Morfología. (Eds), G. Estrada, A. Equihua, P. Chaires, A. Acuña, R. Padilla y A. Mendoza (Ed. Sociedad Mexicana de Entomología, Texcoco, México), 935-939.

Myartseva, S.N. & Coronado-Blanco, J.M. 2004. A new species of *Encarsiella* Hayat (Hymenoptera: Aphelinidae) with a key to Mexican species. *Folia Entomológica Mexicana*, 43(2): 227-232.

Myartseva, S.N. & G.A. Evans, 2008. Genus *Encarsia* Förster of Mexico (Hymenoptera: Chalcidoidea: Aphelinidae). A revisión, key and description of new species. *Serie Avispas Parasíticas de Plagas y Otros Insectos*, 3. Universidad Autónoma de Tamaulipas, Ciudad Victoria, México. 320 pp.

Myartseva, S.N. & J.M. Coronado-Blanco. 2002. A new parasitoid of whiteflies from Mexico, with a key to New World species of the genus *Encarsiella* (Hymenoptera: Aphelinidae). *Florida Entomologist*, 85(4): 620–624.

Myartseva, S.N. 2007a. Species of genus *Encarsia* Förster (Hymenoptera: Aphelinidae) – parasitoids of whiteflies (Hemiptera: Aleyrodidae) associated with *Psidium guajava* L. in Mexico, with key and description of new species. *Biosystematica*, 1(1): 7–19.

- Myartseva, S.N. 2007b. New species of *Encarsia* Förster from Veracruz, Mexico (Hymenoptera: Chalcidoidea: Aphelinidae). *Zoosystematica Rossica*, 16(1): 67–77.
- Myartseva, S.N. E. Ruiz y .J.M. Coronado. 2012a. Aphelinidae (Hymenoptera: Chalcidoidea) de Importancia Agrícola en México. Revisión y Claves. Serie Avispas Parasíticas de Plagas y Otros Insectos No. 8. (Ed. Departamento de Fomento Editorial UAT, Cd. Victoria, México. 400 p.
- Myartseva, S.N. R.C. Enrique, C.B. Juana María, C. L. Angélica María y T. H. Víctor Hugo. 2012b. Parasitoides (Hymenoptera: Aphelinidae, Signiphoridae, Platygastriidae) de *Aleurothrixus floccosus* (Maskell, 1896) (Homoptera: Aleyrodidae) en el estado de Veracruz, México, y descripción del macho de *Encarsia dominicana* Evans, 2002. *Dugesiana*. Universidad de Guadalajara. 19 (1): 37-42.
- Myartseva, S.N. R.C. Enrique, C.B. Juana María. 2007. Conocimiento actual del género *Eretmocerus* Haldeman (Hymenoptera: Aphelinidae) en México. En memorias del XXX Congreso Nacional de Control Biológico-Simposio del IOBC, Mérida, Yucatán. pp: 275-278.
- Myartseva, S.N. R.C. Enrique, C.B. Juana María. 2011. Nueva especie de *Encarsia* FOERSTER y nuevos registros de avispas parasíticas (Chalcidoidea: Aphelinidae, Encyrtidae) de mosquitas blancas (Homoptera: Aleyrodidae) de Veracruz, México. *Acta Zoológica Mexicana*. pp: 803-809
- Nakahara, S. 1995. Taxonomic Studies of the Genus *Tetraleurodes* (Homoptera: Aleyrodidae). *Insecta Mundi*, 9, 105–150.

- Nava- Camberos U., D. G. Riley, and M. Harris. 2001. Temperature and plant effects on development, survival, and fecundity of *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae). *Environ. Entomol.* 30 (1): 55-63.
- Nikolskaya, M.N. & V.A. Yasnosh. 1966. Aphelinids of the European part of the USSR and the Caucasus (Hymenoptera, Aphelinidae). *Opredeliteli po faune SSSR*, 91. Moscow & Leningrad, Nauka. 296 pp. (in Russian).
- Noyes, J.S. 1982. Collecting and preserving chalcid wasps (Hymenoptera: Chalcidoidea). *Journal of Natural History*, 16: 315–334.
- Noyes, J.S. 2011 (2003). Universal Chalcidoidea Database [online]. Worldwide Web electronic publication. [www.nhm.ac.uk/entomology/chalcidoids/index.html](http://www.nhm.ac.uk/entomology/chalcidoids/index.html). (last updated: october 2010).
- Opp, S.B. & R.F. Luck. 1986. Effects of host size on selected fitness components of *Aphytis melinus* and *A. lingnanensis* (Hymenoptera: Aphelinidae). *Annals of the Entomological Society of America* 78: 700–704.
- Ortega, A.L.D. 1995. Colecta, montaje y determinación de Aleyrodidae. *Fitofilo* No 88 (XLVIII). pp: 53-70.
- Prange, H. D. 1996. Evaporative cooling in insects. *J. Insect. Physiol.* 42 (5): 493-499.
- Rao, S.V. & P. DeBach. 1969. Experimental studies on hybridization and sexual isolation between some *Aphytis* species (Hymenoptera: Aphelinidae). 1. Experimental hybridization and an interpretation of evolutionary relationships among the species. *Hilgardia*, 39: 515–553.

- Ripa, R., Larral. P y Rodríguez. S. 2009. Control biológico. En: Manejo de plagas en Paltos y Cítricos. Chile. pp: 62-63.
- Rose, M. and G. Zolnerowich. 1997. *Eretmocerus* Haldeman (Hymenoptera:Aphelinidae) in the United States, with description of new species attacking *Bemisia (tabaci)* complex) (Homoptera:Aleyrodidae). Proc. Entomol. Soc. Wash. 99: 1-27.
- Rose, M. y G. Zolnerowich. 2003. *Eretmocerus picketti*, new species (Hymenoptera: Chalcidoidea.Aphelinidae), reared from *Tetraleurodes acacia* (Quaintance) (Homoptera: Aleyrodidae). The Pan-Pacific Entomologist. 79 (2) pp: 119-127.
- Rose, M., G. Zolnerowich y M. S. Hunter. 1995. Systematics, *Eretmocerus*, and biological control, pp. 477-497. En: D. Gerling y R.T. Mayer (eds). *Bemisia: Taxonomy, biology, damage, control and management*.
- Rosen, D. & A. Eliraz. 1978. Biological and systematic studies of developmental stages in *Aphytis* (Hymenoptera: Aphelinidae). 1. Developmental history of *Aphytis chilensis* Howard. Hilgardia, 46: 77–95.
- Rusell, L.M. 1948. The North American Species of the genus *Trialeurodes*. Misc. Publ. US. Dep. Agric. 635: 1-85.
- Sippell, D. W., Bindra, O. S., & Khalifa, H. 1987. Resistance to whitefly ( *Bemisia tabaci*) in cotton (*Gossypium hirsutum*) in the Sudan. *Crop protection*, 6(3), 171-178.
- Speyer, E.R. 1927. An important parasite of the greenhouse whitefly. Bulletin of Entomological Research, 17(3): 301–308.

- Téllez, M. M., L. Lara., P.A. Stansly y A. Urbaneja. 2003. *Eretmocerus mundus* (Hym: Aphelinidae), parasitoide autóctono de *Bemisia tabaci* (Hom,: Aleyrodidae): primeros resultados de eficacia en judía. Boletín de Sanidad Vegetal. Plagas. pp: 511-521.
- Téllez, M. M., L. Lara., P.A. Stansly y A. Urbaneja. 2003. *Eretmocerus mundus* (Hym: Aphelinidae), parasitoide autóctono de *Bemisia tabaci* (Hom,: Aleyrodidae): primeros resultados de eficacia en judía. Boletín de Sanidad Vegetal. Plagas. pp: 511-521.
- Tower, D.G. 1914. Notes on the life history of *Prospaltella perniciosi* Tow. Journal of Economic Entomology, 7: 422–432.
- Urbaneja, A. y P. Stansly. 2003. Response of *Eretmocerus mundus* (Hymenoptera:Aphelinidae) to different instars of the whitefly *Bemisia tabaci* “biotype Q” (Homoptera: Aleyrodidae). Biocontrol: en prensa.
- Urbaneja, A., P. Stansly., J. Calvo., D. Beltran., L. Lara y J.vd Blom. 2002. *Eretmocerus mundus*: Control biológico de *Bemisia tabaci*. Phytoma, 144: 139- 142.
- Van Lenteren, J. C., H. W. Nell., L. A. S. Van der Lelie, and J. Woets. 1976. The parasite-host relationship between *Encarsia formosa* (Hymenoptera: Aphelinidae) and *Trialeurodes vaporariorum* (Homoptera: Aleyrodidae). I. Host finding by the parasite. Entomol. Exp. Appl. 20: 123-130.
- Viggiani, G. 1984. Bionomics of the Aphelinidae. Annual Reviews of Entomology, 29: 257–276.

- Virla, E. 2007. ¿Parasitoides depredadores? El caso de los Dryinidae (Hymenoptera:Crysidoidea). II Reunión Argentina de Parasitoidólogos. En <http://vaca.agro.uncor.edu~rap2007/trabajos.doc>. Consultada en abril de 2014.
- Walter, G.H. 1983. Divergent male ontogenies in Aphelinidae (Hymenoptera: Chalcidoidea): a simplified classification and a suggested evolutionary sequence. *Biological Journal of the Linnean Society*, 19: 63–82.
- Yasnosh, V.A. 1972. On the biosystematic characteristics of species of the genus *Aphytis* Howard (Chalcidoidea, Aphelinidae) – parasites of scale insects in the USSR. *Entomologicheskoe Obozrenie*, 51(2): 240–253. (in Russian). English translation: *Entomological Review*, Washington, 51(2): 146–152.
- Yuki, VA; Novaes, QS; Sao José, AR; Rezende, JAM; Kitajima, EW. 2002. Un begomovirus en maracuyá. *Manejo integrado de plagas* 64: Mosca Blanca al Día No. 39.
- Zinna, G. 1961. Ricerche sugli insetti entomofagi. II. Specializzazione entomoparassitica negli Aphelinidae: Studio morfologico, etologico e fisiologico del *Coccophagus bivittatus* Compere, nuovo parassito del *Coccus hesperidum* L. per l'Italia. *Bollettino del Laboratorio di Entomologia Agraria di Portici*, 19: 301–357.