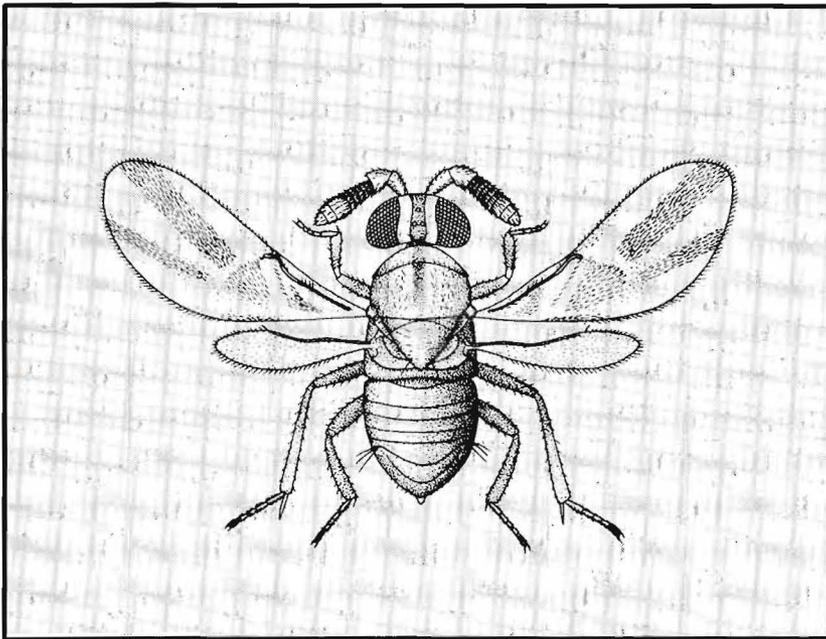


# Encírtidos (Hymenoptera:Encyrtidae) de importancia agrícola en México

Vladimir A. Trjapitzin  
Enrique Ruíz Cancino



**Serie Publicaciones Científicas  
CIDAFF - UAT**



Encírtidos (Hymenoptera:Encyrtidae)  
de importancia agrícola en México

Vladimir A. Trjapitzin  
Enrique Ruíz Cancino

Universidad Autónoma de Tamaulipas  
Unidad Académica Multidisciplinaria Agronomía y Ciencias  
Centro de Investigación y Desarrollo Agropecuario, Forestal y de la Fauna  
Serie Publicaciones Científicas No. 2  
Cd. Victoria, Tamaulipas. México

© 2000 Derechos Reservados Conforme a la Ley  
Universidad Autónoma de Tamaulipas

Encértidos (Hymenoptera:Encyrtidae) de importancia agrícola en México  
Vladimir A. Trjapitzin<sup>1,2</sup>  
Enrique Ruíz Cancino<sup>1</sup>

<sup>1</sup> Centro de Investigación  
UAM Agronomía y Ciencias  
Universidad Autónoma de Tamaulipas  
Cd. Victoria, Tamaulipas. México  
C.P. 87149

<sup>2</sup> Instituto Zoológico  
Academia de Ciencias de Rusia  
San Petersburgo, Rusia  
C.P. 199034

Primera edición 2000

Impreso en México



DEPARTAMENTO DE FOMENTO EDITORIAL  
UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE TAMAULIPAS

## Prólogo

El estudio de los encírtidos es relevante por su gran utilización en el Control Biológico de Plagas: Encyrtidae es la segunda familia de avispas parasíticas con mayor número de éxitos a nivel mundial. Esto ha significado un ahorro significativo de recursos económicos desde hace décadas.

Anteriormente, en México no existía algún libro en castellano que tratara aspectos taxonómicos y biológicos de la Familia Encyrtidae. Además, este volumen podrá ser utilizado en los países de habla hispana con mayor facilidad. Las especies seleccionadas tienen distintos niveles de importancia económica para la agricultura en México. La mayoría de las plagas que controlan existen también en otros países.

El presente texto fue diseñado para que sea utilizado por estudiantes, técnicos y por especialistas. Contiene amplias revisiones bibliográficas, además de información original. El Centro de Investigación de la UAM Agronomía y Ciencias lo distribuye en las bibliotecas de las principales escuelas de Agronomía y Biología de Latinoamérica.

Los autores agradecen a las siguientes personas e instituciones por su colaboración en diversos aspectos de la elaboración del libro:

Al Dr. Yair Ben-Dov (Departamento de Protección de Plantas del Ministerio de Agricultura de Israel, Centro Volcani, Bet Dagan, Israel) por la información acerca de taxonomía de escamas, al Profesor Fred D. Bennett (Laxey, Isla de Man, U.K.) por sus comentarios, envío de literatura y material de encírtidos, al Biol. Rafael Brito Aguilar (UAM Agronomía y Ciencias, Universidad Autónoma de Tamaulipas, Cd. Victoria, Tam., México) por la organización de excursiones, a la Sra. Margarita Chavira López (misma institución) por su ayuda en la captura del texto, a la Sra. Elisaveta Ya. Chouvakhina (Sociedad Entomológica de Rusia) por la colecta de materiales científicos y por sus consejos críticos, a la Dra. Evelina M. Danzig (Instituto Zoológico, Academia de Ciencias de Rusia, San Petersburgo, Rusia) por la identificación de varias especies de escamas, al Profesor Luis De

Santis (Departamento de Entomología, Facultad de Ciencias Naturales y Museo, Universidad Nacional de La Plata, Argentina) por el envío de literatura y su amable inspiración, al Dr. Alejandro González Hernández (Laboratorio de Identificación de Insectos Benéficos, Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Autónoma de Nuevo León, San Nicolás de los Garza, N.L., México) por su ayuda en la obtención de algunas imágenes de encírtidos.

Al Profesor Gordon Gordh (Director, Subtropical Agricultural Research Center, USDA, Weslaco, Texas, EE.UU.) por su ayuda con literatura entomológica, al Dr. John Heraty (Departamento de Entomología, Universidad de California, Riverside, EE.UU.) por la posibilidad de trabajar en su Departamento, al Dr. Dave Hollis (Museo de Historia Natural, Londres, U.K.) por la identificación de psíidos, al M.C. Manuel Lara Villalón (Secretario Académico, Instituto de Ecología y Alimentos, Universidad Autónoma de Tamaulipas, Cd. Victoria, Tam., México) por su colaboración en algunas colectas, a la Dra. Valentina G. Kusnetzova (Instituto Zoológico, Academia de Ciencias de Rusia, San Petersburgo, Rusia) por sus consejos sobre cariología, al M.C. Refugio Lomelí Flores (Colegio de Postgraduados, Estado de México, México) por su colaboración en las visitas a museos del D.F., a la Srita. Nereyda López Castañón (UAM Agronomía y Ciencias, Universidad Autónoma de Tamaulipas, Cd. Victoria, Tam., México) por su ayuda en la captura del texto.

Al M.C. Juan Roberto Mateos Crespo (Universidad Veracruzana, Tuxpan, Veracruz, México) por la organización de excursiones de colecta, a la Profesora Svetlana N. Myartseva (Instituto Nacional de Desiertos, Flora y Fauna, Ashgabat, Turkmenistán) por la preparación de algunos dibujos, al Dr. John S. Noyes (Museo de Historia Natural, Londres, U.K.) por la identificación de algunos encírtidos, la posibilidad de estudiar colecciones en Londres y por su ayuda en varios aspectos, a la Sra. Dora Luz Paz Reyes (UAM Agronomía y Ciencias, Universidad Autónoma de Tamaulipas, Cd. Victoria, Tam., México) por su ayuda en la captura del texto, al M.C. Guadalupe Peña Chora (Laboratorio de Parasitología Vegetal, Centro de Estudios Biológicos, Universidad Autónoma de Morelos, Cuernavaca, Mor., México) por la organización de algunas excursiones de colecta, al Dr. Wojciech J. Pulawski (Departamento de Entomología, Academia de Ciencias de California, San Francisco, EE.UU.) por la oportunidad de trabajar en su Departamento.

Además, los autores agradecen al Dr. Rabindranath Manuel Thompson Farfán (Universidad Autónoma de San Luis Potosí, S.L.P., México) por la organización de excursiones de colecta y ayuda variada, al Dr. Serguei V. Triapitsyn (Departamento de Entomología, Universidad de California, Riverside, EE.UU.) por la posibilidad de trabajar en

el Museo Entomológico del Departamento y por su ayuda con literatura y envío de colecciones de encírtidos, al Ing. Juan R. Treviño Higuera (Coordinador de Investigación Científica, Universidad Autónoma de Tamaulipas, Cd. Victoria, Tam., México) por su apoyo para la estancia en México del primer autor, al Dr. Gillian Watson (Museo de Historia Natural, Londres, U.K.) por la identificación de algunas escamas, al Dr. James B. Woolley (Departamento de Entomología, Texas A & M University College Station, Texas, EE.UU.) por la posibilidad de trabajar en su Departamento y por el envío de literatura entomológica, al Dr. Gregory Zolnerowich (mismo Departamento) por su ayuda en varios aspectos, al Dr. Robert L. Zuparko (Laboratorio de Control Biológico, Universidad de California, Berkeley, California, EE.UU) por la posibilidad de trabajar en dicho Laboratorio y por su ayuda variada.

En especial a la Dra. Juana María Coronado Blanco (Laboratorio de Control Biológico, UAM Agronomía y Ciencias, UAT, Cd. Victoria, Tamaulipas, México) por su valiosa ayuda en varios aspectos de trabajo y por el formateo y revisión final del texto.

Los autores agradecen al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología por su apoyo al proyecto "Encyrtidae (Hymenoptera) de México y su evaluación desde el punto de vista del control biológico de insectos plaga", incluyéndose una parte de los resultados en el presente libro y por el Programa Cátedras Patrimoniales de Excelencia, en el cual participó el primer autor durante 1995 – 1997.

A la Universidad Autónoma de Tamaulipas, por su apoyo en la obtención de esta meta, a través de su personal en distintas dependencias, especialmente en el Centro de Investigación de la UAM Agronomía y Ciencias, la Dirección de Investigación Científica y el Departamento de Fomento Editorial.

Vladimir A. Trjapitzin  
Enrique Ruíz Cancino



## CONTENIDO

SECCIÓN I. ASPECTOS GENERALES DE ENCYRTIDAE.....	11
<b>CAPÍTULO 1</b>	
<b>INTRODUCCIÓN</b> .....	13
<b>CAPÍTULO 2</b>	
<b>LA SISTEMÁTICA DE LOS INSECTOS ENTOMÓFAGOS Y EL CONTROL BIOLÓGICO DE PLAGAS AGRÍCOLAS</b>	
Introducción.....	18
Importancia de la Sistemática para el Control Biológico.....	19
Importancia del Control Biológico en el desarrollo de la Sistemática.....	28
Conclusiones.....	29
<b>CAPÍTULO 3</b>	
<b>MORFOLOGÍA</b>	
Terminología del cuerpo de los adultos.....	30
Tipos de huevecillos y larvas .....	33
Diagnosís .....	35
Posición sistemática.....	37
<b>CAPÍTULO 4</b>	
<b>TERMINOLOGÍA</b>	
Introducción.....	44
Lista de términos .....	44

SECCIÓN II. ESPECIES DE IMPORTANCIA AGRÍCOLA.....	51
CAPÍTULO 5	
<i>AENASIVS FLANDERSI</i> KERRICH, PARASITOIDE DE PIOJOS HARINOSOS	
Introducción .....	53
<i>Aenasius</i> Walker, 1846 .....	54
Clave de especies de <i>Aenasius</i> en México (hembras) .....	55
<i>Aenasius flandersi</i> Kerrich, 1967 .....	57
CAPÍTULO 6	
<i>ANAGYRUS SACCHARICOLA</i> TIMBERLAKE, ENEMIGO NATURAL DEL PIOJO HARINOSO DE LA CAÑA DE AZÚCAR	
Introducción .....	58
<i>Anagyrus</i> Howard, 1895.....	59
<i>Anagyrus saccharicola</i> Timberlake, 1932 .....	59
CAPÍTULO 7	
<i>ANAGYRUS SHAHIDI</i> HAYAT, UN ENTOMÓFAGO ASIÁTICO, EN EL ESTADO DE TAMAULIPAS	
Introducción .....	62
Clave de especies de <i>Anagyrus</i> de México (hembras) .....	63
<i>Anagyrus shahidi</i> Hayat, 1979.....	64
CAPÍTULO 8	
ESPECIES DE <i>APOANAGYRUS</i> COMPERE EN EL NUEVO MUNDO	
Introducción .....	65
<i>Apoanagyrus</i> Compere, 1947 .....	66
Clave de especies de <i>Apoanagyrus</i> del Nuevo Mundo (hembras).....	67
CAPÍTULO 9	
<i>ARRHENOPHAGUS CHIONASPIDIS</i> AURIVILLIUS, PARASITOIDE DE LA ESCAMA NIEVE DE LOS CÍTRICOS	
Introducción .....	73
<i>Arrhenophagus</i> Aurivillius, 1888 .....	74
Clave de especies de <i>Arrhenophagus</i> .....	75
Sinopsis de especies .....	76

**CAPÍTULO 10**  
**BLEPYRUS INSULARIS (CAMERON), ENEMIGO NATURAL DEL PIOJO**  
**HARINOSO LISTADO**

Introducción .....	79
<i>Blepyrus</i> Howard, 1898 .....	80
Clave de especies de <i>Blepyrus</i> del Mundo (hembras).....	81
<i>Blepyrus insularis</i> (Cameron, 1886).....	86

**CAPÍTULO 11**  
**CHEILONEURUS ELEGANS (DALMAN), UN HIPERPARASITOIDE DE**  
**COCCOIDEOS**

Introducción .....	88
<i>Cheiloneurus</i> Westwood, 1833 .....	88
<i>Cheiloneurus elegans</i> (Dalman, 1820) .....	89
Clave de especies holárticas de <i>Cheiloneurus</i> del grupo <i>elegans</i> (hembras)....	91

**CAPÍTULO 12**  
**COCCIDOXENOIDES PEREGRINUS (TIMBERLAKE), PARASITOIDE DEL PIOJO**  
**HARINOSO DE LOS CÍTRICOS**

Introducción .....	94
<i>Coccidoxenoides</i> Girault, 1915 .....	94
<i>Coccidoxenoides peregrinus</i> (Timberlake, 1919) .....	95

**CAPÍTULO 13**  
**COMPERIELLA BIFASCIATA HOWARD, ENEMIGO NATURAL DE ESCAMAS**  
**ARMADAS**

Introducción .....	97
<i>Comperiella</i> Howard, 1906 .....	98
<i>Comperiella bifasciata</i> Howard, 1906 .....	98
Hospederos .....	99
Razas de <i>Comperiella bifasciata</i> .....	101

**CAPÍTULO 14**  
**COPIDOSOMA FLORIDANUM (ASHMEAD), UN PARASITOIDE**  
**POLIEMBRIÓNICO DE NOCTUIDOS EN AMÉRICA**

Introducción .....	103
<i>Copidosoma</i> Ratzeburg, 1844.....	104

Clave de géneros de Copidosomatina de América (hembras).....	105
<i>Copidosoma floridanum</i> (Ashmead, 1900).....	106
Biología .....	108
Desarrollo poliembriónico .....	109
Número de cromosomas .....	111
Uso en Control Biológico .....	112

## CAPÍTULO 15

### LEPTOMASTIDEA ABNORMIS (GIRAULT), UNA ESPECIE DEL MEDITERRÁNEO EN EL ESTADO DE MORELOS

Introducción .....	114
<i>Leptomastidea</i> Mercet, 1916 .....	115
Clave de especies de <i>Leptomastidea</i> de México (hembras) .....	115
<i>Leptomastidea abnormis</i> (Girault, 1915) .....	115

## CAPÍTULO 16

### PSEUDAPHYCUS UTILIS TIMBERLAKE, PARASITOIDE DEL PIOJO HARINOSO DEL AGUACATE

Introducción .....	118
<i>Pseudaphycus</i> Timberlake, 1916 .....	120
Clave de especies de <i>Pseudaphycus</i> de México (hembras) .....	120
<i>Pseudaphycus utilis</i> Timberlake, 1923.....	121

## CAPÍTULO 17

### PARASITOIDES DE PSYLLOIDEA (HOMOPTERA) EN MÉXICO

Introducción .....	124
<i>Psyllaephagus</i> Ashmead, 1900 .....	124
Clave de especies de <i>Psyllaephagus</i> de México (hembras y machos) .....	125
<i>Psyllaephagus gyces</i> Noyes et Hanson, 1996 .....	126
<i>Psyllaephagus pilosus</i> Noyes, 1988 .....	127

CONCLUSIONES.....	131
-------------------	-----

LITERATURA CITADA.....	133
------------------------	-----

ÍNDICE DE NOMBRES CIENTÍFICOS DE ENCYRTIDAE.....	155
--	-----

ÍNDICE DE NOMBRES CIENTÍFICOS DE HOSPEDEROS DE ENCYRTIDAE.....	161
--	-----

## ASPECTOS GENERALES DE ENCYRTIDAE

Esta Sección consta de cuatro capítulos.

En la parte introductoria (Capítulo 1) se proporciona información general de la familia Encyrtidae, de las especies utilizadas en Control Biológico en México después de la publicación de la «Lista comentada de encírtidos de México» (Trjapitzin & Ruíz Cancino, 1996).

La sistemática de los insectos entomófagos ha servido de base a los proyectos de Control Biológico. Este tema es tratado en el Capítulo 2, presentándolo desde los puntos de vista de ambas disciplinas.

Para lograr una mayor comprensión del contenido de los capítulos de este libro, se incluyeron detalles de la morfología de adultos e inmaduros de Encyrtidae (Capítulo 3), así como una lista de términos en español, inglés y latín (Capítulo 4).



## CAPÍTULO 1

## INTRODUCCIÓN

Encyrtidae es una de las familias más grandes y de mayor importancia económica en la superfamilia Chalcidoidea. Según datos no publicados del primer autor, 3,647 especies válidas de 471 géneros habían sido descritas en la fauna mundial hasta 1998. Los encírtidos de la Región Paleártica están mejor estudiados; con 1,381 especies pertenecientes a 222 géneros. En la fauna de la Región Neártica se citan solamente 433 especies de 171 géneros (Noyes *et al.*, 1997).

Los encírtidos en su fase larval son parasitoides de insectos de diferentes órdenes, más comúnmente de escamas (Homoptera: Coccoidea) y de garrapatas de la familia Ixodidae. El papel de los encírtidos en el control natural de insectos plaga es importante, muchas especies son empleadas como agentes de control biológico clásico y en el manejo integrado de poblaciones de plagas agrícolas.

En México se obtuvo gran éxito con la introducción de los encírtidos exóticos *Apoanagyrus antoninae* (Timberlake) y *Neodusmetia sangwani* (Subba Rao) para combatir la escama algodonosa de los pastos *Antonina graminis* Maskell (Coronado Padilla y Sosa Esquilano, 1966; Bartlett, 1978; De Bach & Rosen, 1991; Trjapitzin & Ruíz Cancino, 1997). *Comperiella bifasciata* Howard fue importada contra una importante plaga de cítricos, la escama roja de California *Aonidiella aurantii* Maskell (Jiménez Jiménez, 1961); Rodríguez Pérez y Reyes Villanueva, 1990). Un importante género y especie nuevos, *Pawenus orthopterae* Noyes *et* Woolley fue descrito de México como parasitoide de huevos de la chiva de los encinos *Pterophylla beltrani* Bolívar *et* Bolívar, un tetigónido muy peligroso para los bosques (Noyes &

Woolley, 1994). Es también necesario mencionar aquí a *Ixodiphagus hookeri* (Howard), parasitoide de garrapatas (Ixodidae) vectores de enfermedades humanas y del ganado (Morales Soto, 1995; Trjapitzin y Ruíz Cancino, 1998 a).

No obstante la gran importancia de los encírtidos en México, no existían estudios fundamentales acerca de estos insectos benéficos. La familia todavía es insuficientemente estudiada en América. Existe solamente una monografía importante sobre los encírtidos de Argentina, la cual incluye claves para la determinación y descripciones de 88 especies de 64 géneros (De Santis, 1964), una revisión importante de los géneros neotropicales (Noyes, 1980), y una serie de catálogos de Chalcidoidea de la Región Neotropical, incluyendo Encyrtidae (De Santis, 1979, 1981, 1989 b; De Santis & Fidalgo, 1994).

Las claves para la identificación de los géneros de los encírtidos de la Región Neártica fueron publicadas por Trjapitzin & Gordh (1978 a, 1978 b) y por Noyes *et al.* (1997). En México, un trabajo sobre encírtidos del estado de Nuevo León fue publicado por Rodríguez Pérez y Reyes Villanueva (1990), además de un catálogo comentado de las especies conocidas de la República Mexicana por Trjapitzin & Ruíz Cancino (1996). Los encírtidos de Costa Rica han sido estudiados por Noyes y sus colegas (Noyes & Ren, 1995; Noyes & Hanson, 1996).

La lista comentada de los encírtidos de México (Trjapitzin & Ruíz Cancino, 1996) contiene 79 especies más o menos exactamente identificadas, las cuales pertenecen a 85 géneros, junto con algunas especies no identificadas.

Enseguida se enumeran las especies citadas para la fauna de México no incluidas en dicha lista y las especies descubiertas y citadas más tarde.

1. *Aenasius brasiliensis* (Mercet, 1926).  
Noyes & Ren, 1995: 136 – 137 (Veracruz).
2. *A. flandersi* Kerrich, 1967.  
Trjapitzin *et al.*, 1998 b: 10 (México).
3. *A. longiscapus* Compere, 1937.  
Noyes & Ren, 1995: 137 (Nayarit).
4. *Anagyrus chilensis* Brèthes, 1916.  
Velázquez Raygoza *et al.*, 1998: 243 (Guerrero).

5. *A. clauseni* Timberlake, 1924.  
Velázquez Raygoza *et al.*, 1998: 243 (Tamaulipas, Oaxaca).
6. *A. insolitus* (Howard, 1896).  
Velázquez Raygoza *et al.*, 1998: 243 (Coahuila, Nuevo León, Tamaulipas, Jalisco, Guerrero, Oaxaca).
7. *A. pulcher* (Ashmead, 1888).  
Velázquez Raygoza *et al.*, 1998: 243 (Tamaulipas, Oaxaca).
8. *A. saccharicola* Timberlake, 1932.  
Trjapitzin, 1998a: 53 (México, ecesis); Trjapitzin *et al.*, 1998 b: 10 (México, ecesis de Asia Oriental); Trjapitzin *et al.*, 1998 a: 86 (Veracruz, *ex Saccharicoccus sacchari* (Cockerell), escama harinosa de la caña de azúcar *Saccharum officinarum* L., ecesis de Asia Oriental).
9. *A. shahidi* Hayat, 1979.  
Trjapitzin, 1998 a: 54 (Tamaulipas, Morelos); Trjapitzin *et al.*, 1998 b:12 (México, probablemente un parasitoide de la escama algodonosa de los pastos *Antonina graminis* Maskell, ecesis de India).
10. *Anusioptera koebelei* Trjapitzin, 1997.  
Trjapitzin, 1997: 66 – 70 (Morelos, Oaxaca).
11. *Apoanagyrus diversicornis* (Howard, 1894).  
Velázquez Raygoza *et al.*, 1998: 243 (Coahuila, Jalisco, Oaxaca).
12. *A. lopezi* (De Santis, 1964).  
Velázquez Raygoza *et al.*, 1998: 243 (Nuevo León).
13. *Coccidoxenoides peregrinus* (Timberlake, 1919).  
Trjapitzin, 1998 a: 53 (México, ecesis); Trjapitzin *et al.*, 1998 b: 10 (México, ecesis, probablemente de Asia Oriental).
14. *Holcencyrtus gonzalezi* Trjapitzin, 1998.  
Trjapitzin, 1998 b: 185 – 188 (Nuevo León).
15. *Homalotylus terminalis* (Say, 1829).  
Pacheco Mendivil, 1978: 123 (Sonora, *ex larva de Cycloneda sanguinea* Linnaeus sobre trigo), Trjapitzin & Ruíz Cancino, 1998 c: 157 – 160 (Morelos, *ex larva de Coccinellidae*).

16. *Leptomastidea dispar* (Kerrich, 1953).  
Trjapitzin *et al.*, 1998 b: 10 (México).
17. *Microterys kotinskyi* (Fullaway, 1913).  
Trjapitzin *et al.*, 1998 b: 10 (México, ex Coccidae).
18. *M. nietneri* (Motschulsky, 1859).  
Trjapitzin, 1998 a: 53 (México, ecesis); Trjapitzin *et al.*, 1998 b: 10 (México, ex Coccidae; probablemente ecesis de Estados Unidos de América, de la Región Mediterránea o directamente del sureste de Asia).
19. *Mucroncyrtus variabilis* Sharkov, 1996.  
Sharkov, 1996: 366 – 368 (Veracruz, Puebla).
20. *Prionomastix pulawskii* Trjapitzin *et* Ruíz, 1998.  
Trjapitzin y Ruíz Cancino, 1998 d: 163 – 168 (Puebla).
21. *Psyllaephagus gyces* Noyes *et* Hanson, 1996.  
Trjapitzin *et al.*, 1998 b: 10 (México, ex *Trioza limbata* Enderlein sobre guayabo).
22. *P. trioziphagus* (Howard, 1885).  
Noyes & Hanson, 1996: 134 (Campeche).
23. *Syrphophagus smithi* Kamal, 1939.  
Pacheco Mendivil, 1978: 123 (Sonora, ex pupa de Syrphidae sobre sorgo).  
Después de 1996 fueron publicados también los siguientes trabajos sobre la fauna de los encírtidos de México:
  - 1) De *Neodusmetia sangwani* (Subba Rao) (Trjapitzin y Ruíz Cancino, 1997)
  - 2) Del género *Ixodiphagus* Howard (Trjapitzin y Ruíz Cancino, 1998 a)
  - 3) De *Diversinervus elegans* Silvestri (Trjapitzin y Ruíz Cancino, 1998 b)
  - 4) De *Homalotylus terminalis* Say (Trjapitzin y Ruíz Cancino, 1998 c)
  - 5) De *Pseudhomalopoda prima* Girault (Trjapitzin y Ruíz Cancino, 1998 e)
  - 6) De *Prionomastix pulawskii* sp. nov. (Trjapitzin y Ruíz Cancino, 1998 d)
  - 7) De *Plagiomerus diaspidis* Crawford (Coronado Blanco *et al.*, 1998)
  - 8) De *Anusioptera aureocincta* Brues (Monrreal-Hernández *et al.*, 1999)

Se publicó también información de *Ageniaspis citricola* Logvinovskaya en conexión con la necesidad de importar a México este importante parasitoide del minador de la hoja de los cítricos *Phyllocnistis citrella* (Stainton) (Trjapitzin y Ruíz Cancino, 1995; Ruíz Cancino, 1997).

También algunos otros nuevos géneros de Encyrtidae para México han sido encontrados por los autores y colaboradores en el país, pero no se incluyen aquí porque la tarea es dar a conocer la fauna de estos insectos útiles a nivel de especie. Dicho conocimiento sirve de base para el desarrollo del control biológico y del manejo integral de plagas de los cultivos.

Además de la parte general, este libro incluye ensayos de 14 especies de encírtidos de México de importancia económica y de algunas otras especies emparentadas. Se sostiene que la tarea de los taxónomos no es solamente la clasificación y descripción de especies sino también la generación del conocimiento sobre las especies descritas, posiblemente más importantes como agentes del control biológico natural y clásico y el manejo integral de plagas, por ejemplo, encírtidos benéficos como *Anagyrus saccharicola* Timberlake en la caña de azúcar, *Comperiella bifasciata* Howard en cítricos y *Copidosoma floridanum* (Ashmead) en algodonero, soya y hortalizas.

## CAPÍTULO 2

# LA SISTEMÁTICA DE LOS INSECTOS ENTOMÓFAGOS Y EL CONTROL BIOLÓGICO DE PLAGAS AGRÍCOLAS

### INTRODUCCIÓN

La Sistemática es definida como una rama de la Biología relacionada con la diversidad de los seres vivos y su agrupación o clasificación. No todos los científicos consideran Sistemática y Taxonomía como sinónimos. Control Biológico es definido por De Bach & Rosen (1991) como la utilización de enemigos naturales para reducir el daño causado por organismos nocivos a niveles tolerables o como la regulación de las poblaciones de plantas y animales por los enemigos naturales.

La existencia de la interrelación del progreso de la sistemática de los entomófagos y el control biológico de insectos plaga es considerada ahora como un hecho reconocido. Además, la Sistemática indudablemente representa uno de los fundamentos básicos del control biológico. El éxito de los programas de control biológico puede depender de la participación de los taxónomos en el desarrollo de dichos programas. Algunas grandes autoridades en el campo del control biológico también han sido (o son) taxónomos líderes. Entre los científicos que brillantemente han combinado el conocimiento profundo en ambos campos se encuentran L.O. Howard (E.U.), H. Compere (E.U.), F. Silvestri (Italia), K. Yasumatsu (Japón), N.F. Meyer (URSS), N.A. Telenga (URSS), P. De Bach (E.U.), G.A. Victorov (URSS), R.L. Doutt (E.U.), Y. Hirashima (Japón), L. Knutson (E.U.) y D. Rosen (Israel) mientras que algunas autoridades que trabajan activamente en la actualidad son E.S. Sugonjaev (Rusia), G. Gordh (E.U.) y G. Viggiani (Italia).

La Sistemática moderna es una rama compleja de la ciencia con sus propios objetivos y métodos de estudio. La esencia del trabajo en la Sistemática consiste ahora no solamente de la identificación, clasificación y descripción de especies sino también de una síntesis de todos los datos en morfología comparativa, evolución, filogenia, etología, genética, ecología, paleontología e importancia económica de los grupos de animales bajo estudio. El entrenamiento de un taxónomo altamente calificado requiere mucho tiempo y un guía competente, generalmente esto es posible sólo en instituciones científicas altamente competitivas.

La Sistemática resume y comprende diversos datos de los organismos, por ejemplo, de los entomófagos y generosamente da su conocimiento a la humanidad en forma de monografías sobre la fauna de grupos separados de animales, de revisiones más o menos completas de grupos importantes, en forma de libros de referencia, catálogos, claves para identificación de taxa, bases de datos y en innumerables identificaciones de especies. Para llevar a cabo el trabajo más simple en control biológico de insectos plaga, cada especialista debe estar entrenado apropiadamente en taxonomía de entomófagos y mientras más perfecto sea este entrenamiento, se espera obtener más resultados del trabajo de dicho especialista. Algunas grandes autoridades consideran que un especialista serio en control biológico debe dedicar parte de su tiempo a la taxonomía aunque sea de algún grupo pequeño de entomófagos.

## IMPORTANCIA DE LA SISTEMÁTICA PARA EL CONTROL BIOLÓGICO

Este tema ha sido discutido en la literatura entomológica varias veces (Clausen, 1942; Sabrosky, 1955; Compere, 1969; De Bach, 1969 a,b; Rosen & De Bach, 1973; Tobias, 1974; Delucchi *et al.*, 1976; Schlinger & Doult, 1978; Knutson, 1981; Rosen, 1978,1986; De Santis, 1989 a; Wharton *et al.*, 1990; De Bach & Rosen, 1991; Schauff, 1992 y Gupta, 1994. Todos estos autores enfatizan el importante papel organizativo de la Sistemática en el trabajo de generalizar y resumir los casi innumerables datos de las decenas de miles de especies de insectos entomófagos. Los entomólogos aplicados se confrontarían con un caos de hechos si los datos no estuvieran sistematizados. Es necesario indicar la circunstancia de que, en muchas regiones del mundo, no más del 10% de las especies de entomófagos han sido descritas y que la mayor parte del trabajo en la determinación de los recursos globales de entomófagos es todavía tarea del futuro.

Desafortunadamente, muchos grupos importantes de entomófagos están pobremente estudiados. Entre tales grupos deben mencionarse los mimáridos, pteromálicos, bethyloideos y tetrastichinos. De acuerdo con la evaluación preliminar de especialistas (Noyes & Hayat, 1984), cerca de 1,000 especies del género *Psyllaephagus* Ashmead (Hymenoptera: Encyrtidae), parasitoides de psílidos (Homoptera: Psylloidea), podrían existir en Australia pero no más de 70 especies que viven en eucaliptos han sido descritas y cuentan con nombres científicos. Varios miles de especies de Tetrastichinae (Hymenoptera: Eulophidae) existen en la región Paleártica pero no más de algunos cientos han sido descritas. Es necesario enfatizar que los entomófagos están pobremente estudiados en países tropicales.

La dependencia entre el desarrollo del control biológico y la Sistemática de los entomófagos es muy grande, y todos los aspectos de esta dependencia probablemente no han sido clasificados. Primeramente, la Sistemática provee a los entomólogos prácticos de identificaciones exactas de especies. Todo el trabajo científico y aplicado en control biológico es imposible o fuertemente obstaculizado sin las identificaciones y a veces puede conducir a resultados indeseables y a la desacreditación del método mismo.

Debido al gran potencial pronóstico de la Sistemática, la identificación de un entomófago a nivel género puesta en las manos de especialistas en control biológico, ofrece algunos datos tentativos importantes en el posible rango de hospederos de la especie, en el tipo de parasitismo, en peculiaridades del desarrollo y del ciclo de vida, en adaptaciones a condiciones vitales más o menos definidas, etc.

La identificación exacta de una especie introduce inmediatamente a un especialista en todo el ámbito de la literatura que le concierne, y le permite ahorrar tiempo, el cual sería necesario en el caso contrario de tener que determinar la especie por sus propios medios, labor a menudo imposible para los trabajadores prácticos. Los taxónomos, basándose en datos zoogeográficos y en varias otras circunstancias, pueden expresar su opinión, bien fundamentada, acerca del país nativo de las plagas o de los entomófagos, ofreciendo así la dirección necesaria para la actividad de búsqueda de los entomólogos aplicados.

La Sistemática y Zoogeografía de los entomófagos permitieron aclarar muchos casos de introducción no intencionada de especies entomófagas en nuevas regiones junto con sus hospederos. De Bach (1971) nombró 'ecesis' a este fenómeno (ver además Trijapitzin & Sugonjaev, 1987; De Bach & Rosen, 1991). Él describió algunos casos de ecesis de chalcidoideos parasitoides del género *Aphytis* Howard (Hymenoptera: Aphelinidae) y

apuntó la existencia de una escala alta de eciosis con la siguiente conclusión: el hecho de la existencia de la eciosis muestra nuestro débil conocimiento de las faunas locales de entomófagos y asegura el gran potencial de su introducción.

La atención apropiada a la investigación de las faunas regionales y locales de entomófagos tiene como resultado la detección más temprana de los casos de eciosis, lo que crea posibilidades para su introducción desde regiones geográficas más accesibles. Se conocen casos en que la introducción de un entomófago podría haberse efectuado décadas antes que lo que pasó en realidad, si este entomófago hubiera sido tomado, no de su región nativa, sino de una zona secundaria de su área de distribución. Por ejemplo, *Aphytis lingnanensis* Compere (Hymenoptera: Aphelinidae), parasitoide de la escama roja de California *Aonidiella aurantii* Maskell (Homoptera: Diaspididae), pudo haberse dispersado desde su sitio de origen en el sureste asiático hasta México muchos años antes desde Filipinas vía los galeones de Manila. Como esta situación no se conoció, la especie fue introducida a California desde China en 1948 mientras que *A. lingnanensis* se encontraba en Hermosillo, Sonora (México) a sólo 500 km de las áreas cítrícolas del Condado de San Diego, California en Estados Unidos (De Bach y Rosen, 1991).

La participación personal de los taxónomos en expediciones de búsqueda de entomófagos siempre es efectiva, aún los viajes individuales de taxónomos con este propósito. Los taxónomos a menudo encuentran la especie necesaria, más fácil y más rápidamente que colectores menos experimentados. Como ejemplos se pueden citar las expediciones de H. Compere, F. Silvestri, E.S. Sugonjaev y otras autoridades. Algunos taxónomos como Trjapitzin, sugieren sus propios programas de introducción de entomófagos (ver Trjapitzin, 1981).

En el proceso de la producción masiva de entomófagos en laboratorios o en condiciones industriales, generalmente sólo un taxónomo puede garantizar un control taxonómico efectivo. Por ejemplo, en Uzbekistán, en algunos laboratorios de producción en masa de entomófagos, la especie nativa *Encarsia formosa* Gahan (Hymenoptera: Aphelinidae) fue propagada bajo el nombre de *E. partenopea* Masi contra *Bemisia tabaci* (Gennadius) (Homoptera: Aleyrodidae). Este hecho fue determinado por la Profesora Svetlana N. Myartseva de Ashgabat, Turkmenistán, una taxónoma experimentada de Chalcidoidea (Comunicación personal).

Algunas veces los taxónomos pueden sugerir ideas bien fundamentadas acerca de la posibilidad de la detección futura de los entomófagos de algunas plagas. Estas ideas generalmente están basadas en la suma del conocimiento en Taxonomía y en la intuición científica, la cual no puede ser ignorada. Así, V.A. Trjapitzin y O. V. Kovalev (San Petersburgo, Rusia) supusieron por largo tiempo que algún parasitoide de huevecillos de la catarinita de la papa *Leptinotarsa decemlineata* Say (Coleoptera: Chrysomelidae) podía encontrarse en Norte o Centroamérica. Se indicaron incluso los grupos sistemáticos de calcidoideos a los cuales podrían pertenecer tales parasitoides: Mymaridae o Eulophidae (Entedontinae). Las razones para tales suposiciones fueron los esfuerzos de algunos mimáridos de poner huevecillos dentro de los huevecillos de la plaga mencionada, fenómeno observado en Europa, y también los hechos bien conocidos del parasitismo de Entedontinae en huevecillos de varios Chrysomelidae. Y ¿qué pasó?. Se encontró en Colombia un parasitoide de huevecillos de las especies del género *Leptinotarsa* que se desarrolla también en los huevecillos de la catarinita de la papa, siendo una nueva especie de un nuevo género de Entedontinae que fue descrita por E.E. Grissell (calcidólogo de E.U.) con el nombre de *Edovum puttleri* Grissell.

Es difícil sobreestimar el papel de la Sistemática para el control de los resultados de la introducción de entomófagos. En algunos casos contradictorios o cuestionables, donde hay una coexistencia local de varias especies de entomófagos similares o cercanamente relacionados, solamente un taxónomo calificado puede confirmar el hecho de la aclimatación de una especie introducida. Esto es por lo que la inclusión de taxónomos dentro de las comisiones para la estimación de resultados de introducción de especies benéficas es extremadamente deseable. Por ejemplo, *Leptomastix dactylopii* Howard (Hymenoptera: Encyrtidae), un parasitoide de origen americano de piojos harinosos (Homoptera: Pseudococcidae) puede ser confundido en Europa y Asia con la especie nativa *L. flava* Mercet, muy similar a la americana. También es muy difícil distinguir los encértidos *Metaphycus flavus* Howard y *M. luteolus* Timberlake, parasitoides bien conocidos de cóccidos en cítricos.

El papel de la Sistemática es grande también en el desarrollo de programas de Manejo Integrado de Plagas. El estudio de complejos de parasitoides y predadores de plagas agrícolas y otros insectos fitófagos, tan necesario para el desarrollo de tales programas, es prácticamente imposible sin la participación directa o indirecta de taxónomos. Esto es especialmente cierto si el trabajo es realizado en regiones geográficas donde la fauna está

pobremente estudiada (incluyendo plagas e insectos benéficos). Para aumentar las probabilidades de completar ciertos proyectos, en algunos casos los taxónomos especialistas reciben solicitudes de instituciones prácticas para elaborar claves más o menos simplificadas para la identificación de entomófagos de una cierta plaga o grupo de plagas. Como ejemplo de tales guías, excelentemente ilustradas, puede citarse la de Prinsloo (1984) sobre parasitoides asociados a plagas citrícolas en la República de Sudáfrica. La publicación de tales guías es una de las mejores maneras de ayuda de los académicos a los agricultores. A menudo, especialmente en regiones con fauna pobremente estudiada, la preparación de estas guías requiere investigaciones preliminares largas que están conectadas con la invitación de especialistas calificados.

Los ejemplos de la influencia favorable de la Sistemática, incluyendo la de los entomófagos, en la práctica del control biológico de plagas, es tan numerosa y diversificada que es posible indicar en este capítulo solamente unos pocos de esta clase.

Clausen (1942) demostró con varios ejemplos convincentes lo importante que es la identificación correcta de un hospedero para conocer la región nativa de distribución con la máxima precisión posible para lograr la dirección correcta en la búsqueda de entomófagos para introducción. Este autor proporciona también un ejemplo notable de cómo puede afectar a la economía una identificación incorrecta de la posición sistemática de entomófagos y sus hospederos. *Coccidoctonus dubius* Girault [= *Quaylea whittieri* Girault (Hymenoptera: Encyrtidae)] es un parasitoide que fue criado en grandes cantidades en Australia en la escama negra *Saissetia oleae* Olivier (Homoptera: Coccidae). Los taxónomos indicaron que pertenecía a un grupo de encírtidos que son parasitoides primarios. En los años 1900-1901, esta especie fue introducida exitosamente a California (EE.UU.) y se aclimatizó pero, a pesar de todas las expectativas, se desarrolló como parasitoide secundario en varias especies de encírtidos que eran parasitoides primarios de la plaga. Esta dañina introducción se estableció tan bien en California que 25 años después paralizó casi completamente la efectividad de *Metaphycus lounsburyi* Howard (Hymenoptera: Encyrtidae), especie que había sido introducida intencionalmente a California desde Sudáfrica. Este parasitoide primario fue introducido recientemente a Europa desde Estados Unidos con grandes precauciones, sin su enemigo *C. dubius*.

Una serie de proyectos brillantes de control biológico de escamas armadas (Diaspididae) fue efectuada con la investigación y el uso de especies del género *Aphytis* que se desarrollan como parasitoides externos. La introducción de varias especies de *Aphytis* en

muchos países fue un gran éxito del control biológico clásico. Estas avispas son muy pequeñas (1 mm de longitud), generalmente amarillas, pero separar las especies es difícil. Su introducción tuvo un colosal efecto económico, reforzando el crédito dado al control biológico en toda la generación de especialistas y muchos administradores. Los resultados de este trabajo fueron resumidos en la monografía fundamental de Rosen y De Bach (1979). Toda la epopeya de la investigación y el uso práctico de las especies de *Aphytis* fue un verdadero triunfo de la visión científica multifacética a un problema complicado de control biológico y, sin duda, se confirmó la idea de las profundas interrelaciones existentes y de la interdependencia de la sistemática de entomófagos y el control biológico.

En primer lugar, las especies del género *Aphytis* proveen de varios buenos ejemplos para decidir la importancia de la correcta identificación de los enemigos naturales de plagas para la realización exitosa de los programas de control biológico. De hecho, el éxito potencial de la supresión biológica de la escama roja de California *Aonidiella aurantii* Maskell (Homoptera: Diaspididae) fue pospuesto medio siglo debido a la circunstancia de que diferentes especies de *Aphytis* de Asia Oriental habían sido identificadas erróneamente por taxónomos de Estados Unidos como *A. chrysomphali* Mercet, una especie comparativamente poco efectiva que ya estaba presente en California. Como resultado de esta situación, las especies de Asia Oriental fueron ignoradas durante muchos años en los programas de introducción y aún fueron eliminados en las crías de entomófagos como especies indeseables. Dos de las más efectivas especies de parasitoides de la escama en cuestión, *A. lingnanensis* Compere y *A. melinus* Compere, no fueron separadas por los taxónomos como especies distintas hasta los años 1948 y 1956, y sólo después se introdujeron exitosamente a California y algunas otras regiones del mundo.

Para probar en la práctica la gran importancia de las especies de *Aphytis* en el desarrollo del control biológico de las escamas armadas dañinas, Rosen y De Bach efectuaron un trabajo fundamental en la elucidación de los recursos mundiales de los calcidoideos de este género. Algunos de ellos, como *A. testaceus* Tshumakova descrito de Rusia, se cree que son muy prometedores aunque todavía no se ha utilizado en la práctica.

En el curso de la investigación de las especies del género *Aphytis*, una circunstancia importante fue revelada: algunas especies prácticamente no diferenciables o con diferencias morfológicas muy ligeras, pueden poseer esencialmente características biológicas diferentes y estar aisladas reproductivamente (lo que se ha probado con experimentos). *A. paramaculicornis* De Bach sirve de ejemplo. Inicialmente, esta especie se designó como

la 'raza persa' de *A. maculicornis* Masi, de la cual difiere en la bisexualidad y la arrhenotokia (es decir, las hembras originan sólo machos por reproducción partenogenética, sin fecundación); ahora se reconocen como especies 'siblinas'. Habiendo sido introducida a California, *A. paramaculicornis* suprimió completamente a su huésped, la escama del olivo *Parlatoria oleae* Colvée (Homoptera: Diaspididae) en olivos y otros frutales. La investigación en *Aphytis* ha estimulado considerablemente los trabajos en la biosistemática de los entomófagos y ha demostrado que son prometedores en el desarrollo del control biológico.

La historia de la investigación y el uso práctico de calcidoideos parasitoides de huevecillos como *Trichogramma* Westwood (Hymenoptera: Trichogrammatidae) presenta otro ejemplo notable de la influencia decisiva de la sistemática de entomófagos en el progreso del control biológico. Claramente muestra la importancia de la ciencia básica, en este caso de la Morfología y la Sistemática, en la práctica del control biológico.

La mayoría de las especies del género *Trichogramma* son prácticamente indistinguibles en sus caracteres morfológicos externos. Al principio fueron criadas en los laboratorios y biofábricas de todo el mundo propagando especies a menudo identificadas incorrectamente o aún varias especies con diferentes características biológicas. Tal práctica resultó en la imposibilidad de la estimación objetiva de la efectividad de las especies, disminuyendo fuertemente las posibilidades de recomendar especies concretas de parasitoides contra plagas concretas, privando a los especialistas de toda esperanza de recomendaciones científicas apropiadas del uso práctico de especies definidas en regiones definidas.

Otra situación que complicó la efectividad de los enemigos naturales fue la práctica de nombrar algunas poblaciones o especies como razas de acuerdo a sus hospederos o al primer lugar donde se descubrieron, creando una ilusión de exactitud en tales recomendaciones. Algunos especialistas competentes llegaron a una conclusión más pesimista acerca de la imposibilidad de lograr algún entendimiento de la composición de las especies de *Trichogramma*, y muchos entomólogos aplicados habían perdido la esperanza ya que era casi imposible explicar los resultados inadecuados obtenidos por cierta 'especie' o 'raza'.

La salvación vino de parte de los morfólogos y taxónomos. Para la mayoría de los grupos de insectos, los taxónomos usaban ya desde hace mucho tiempo como caracteres distintivos, los del aparato copulatorio (genitalia) del macho. Este enfoque fue especialmente

fructífero para la identificación exacta de especies de Lepidoptera poco distinguibles en los caracteres externos de los adultos. Pero en los estudios de los diminutos himenópteros parasíticos, este 'método genital' no fue utilizado por largo tiempo. Las razones del retraso en aplicar este método incluyeron las dificultades en la preparación de genitalia de machos en insectos diminutos aunque los protistólogos, por ejemplo, habían elaborado la técnica de preparación para organismos más pequeños, utilizando ampliamente micromanipuladores especiales. La segunda razón consistió, probablemente, en una larga tradición de describir insectos solamente en sus caracteres externos, así como en la suposición de que la mayoría de las estructuras morfológicas de la genitalia del macho en insectos diminutos era muy simplificada (por la reducción del tamaño) y, consecuentemente, no sería útil para propósitos de sistemática y diagnóstico.

Aunque inicialmente algunos especialistas describieron la genitalia del macho de varias especies de Chalcidoidea e ilustraron sus caracteres, solamente hasta mediados de este siglo algunos de estos caracteres empezaron a ser usados regularmente en la sistemática de este importante grupo de entomófagos. El mérito del uso de este método en la sistemática de *Trichogramma* corresponde a la Dra. Sudha Nagarkatti, especialista de India. Ella comprobó el gran valor taxonómico y diagnóstico de estos caracteres y condujo los primeros experimentos para aclarar la independencia de algunas especies de *Trichogramma* por medio de la hibridación (Nagarkatti & Nagaraja, 1977). Tales trabajos han venido a ser comunes ahora en el curso de la investigación de las especies de *Trichogramma*.

Por tanto, todos los datos publicados anteriormente acerca de la taxonomía, biología y el uso práctico de especies de este género han venido a ser bastante obsoletos, pudiendo ser analizados y utilizados sólo con grandes dificultades. Todo el trabajo debe empezarse nuevamente. Muchas especies nuevas han sido descubiertas y descritas de todas las regiones zoogeográficas, utilizando los nuevos criterios, incluyendo los fisiológicos. Sin embargo, los trabajos fundamentales en sistemática y biología de las especies de *Trichogramma* a nivel mundial, tal como se hizo con *Aphytis*, todavía no se ha hecho. La única clave de especies de *Trichogramma* del mundo fue publicada por la Dra. Alexandra P. Sorokina de Rusia, en 1993.

Existen grandes esperanzas de que estos nuevos principios de investigación de las especies de *Trichogramma* darían en el futuro importantes resultados económicos, iniciando con el control taxonómico de las biofábricas. Este control taxonómico es especialmente

necesario en México, donde trabajan muchos laboratorios comerciales en la propagación de *Trichogramma* pero no existe el control taxonómico por la ausencia de especialistas.

La sistemática de los entomófagos juega un papel importante también en el programa de manejo integrado de plagas del arroz que incluye a los dañinos saltones y chicharritas (Homoptera: Delphacidae, Cicadellidae), este programa se planeó en gran escala. Algunos de estos homópteros transfieren enfermedades virales al arroz. De acuerdo con la opinión del Profesor M.S. Swimanathan (1984), Director General del Instituto Internacional de Investigación en Arroz en Filipinas, una guerra sin fin contra las plagas del arroz condujo a especialistas a la convicción de que la meta de la agricultura no es la destrucción de insectos sino obtener el control de sus poblaciones. Para controlar poblaciones de insectos se requiere un enfoque complejo, incluyendo métodos de control genéticos, agronómicos y biológicos, así como el uso razonable de insecticidas efectivos, no dañinos para la fauna benéfica.

Teniendo como fin el manejo integrado de plagas del arroz, especialistas japoneses de la Universidad Kyushu (Fukuoka) realizaron un programa internacional a gran escala acerca de la investigación fundamental de los saltones y chicharritas plaga, y de sus enemigos naturales. Al principio, el programa fue dirigido por el Profesor K. Yasumatsu y después por el Profesor Y. Hirashima. Se realizaron actividades en Japón, Taiwán, Filipinas, Corea del Sur, Tailandia, Bangladesh, Indonesia y Malasia. Como resultado de este gran esfuerzo, se conoció la fauna de calcidoideos entomófagos en el arroz.

Los parasitoides más importantes fueron calcidoideos que atacan huevecillos (Trichogrammatidae y Mymaridae), Strepsiptera, avispas Dryinidae, moscas Pipunculidae, libélulas (Odonata), chinches Miridae y algunas chinches acuáticas, hormigas (Formicidae), nemátodos parasíticos y coleópteros predadores (Carabidae y Staphylinidae), así como los hongos entomopatógenos *Beauveria* y *Entomophthora*. Para lograr conocer estas especies benéficas, participaron taxónomos líderes de Japón, India, Inglaterra, Italia y de otros países. El Dr. K.A. Sahad, especialista en Taxonomía de Mymaridae, recibió su grado en Japón por el trabajo que efectuó en Bangladesh.

El Primer Taller Internacional en chicharritas y saltones dañinos fue organizado en Londres por el Instituto de Entomología de la Comunidad Británica. En las Memorias de tal evento, el Dr. B.R. Subba Rao, trabajando en Londres, publicó un catálogo de enemigos naturales de algunos cicadoideos importantes con una clave para la identificación de los

parasitoides de estas plagas (Subba Rao, 1983). El Dr. K.A. Sahad de Bangladesh y el Profesor Y. Hirashima (1984) publicaron una revisión taxonómica de mimáridos del género *Gonatocerus* y *Anagrus*, los cuales son difíciles de estudiar, estos géneros contienen especies que parasitan huevecillos de cicadoideos del arroz.

Indudablemente, sin la cooperación internacional bien organizada, ningún país por sí solo hubiera tenido la posibilidad de resolver el problema de estudiar todo el complejo de entomófagos de las plagas del arroz. En Vietnam, los himenópteros parasitoides de lepidópteros del arroz fueron estudiados por el Dr. Woo Cuang Con, quien recibió su grado en el Instituto Zoológico en San Petersburgo, Rusia, bajo la guía del Profesor E.S. Sugonjaev. Un trabajo similar fue llevado a cabo en Tailandia por especialistas japoneses y tailandeses, bajo la guía del Profesor K. Yasumatsu.

Un importante e interesante programa para el desarrollo de un sistema de manejo integrado de plagas del algodón fue efectuado en Tadjikistán, Turkmenistán y Uzbekistán, con la participación directa de taxónomos del Instituto Zoológico en San Petersburgo (Academia de Ciencias de Rusia). El desarrollo de las bases científicas de este programa es mérito primordialmente del Profesor E.S. Sugonjaev.

## IMPORTANCIA DEL CONTROL BIOLÓGICO EN EL DESARROLLO DE LA SISTEMÁTICA

Este tema ha sido discutido en la literatura con poco detalle. Una revisión interesante fue publicada por Schlinger y Doult (1978). Dichos autores citan la opinión de C.W. Sabrosky acerca de aspectos y circunstancias en que los especialistas en control biológico pueden ofrecer ayuda esencial a los taxónomos.

Primeramente, los taxónomos reciben datos importantes en hospederos de parasitoides, series grandes de insectos criados (que pueden usarse en el análisis de la variabilidad), estados inmaduros de desarrollo (huevos, larvas o pupas) de los parasitoides, y datos de la distribución geográfica de las especies. Después, los resultados de las investigaciones de biólogos, por ejemplo, en genética, serología o cromatografía, sin duda contribuyen esencialmente al trabajo de los taxónomos con los especímenes muertos, preservados en museos. Los biólogos pueden dar también algunas indicaciones de valor en las diferencias de las poblaciones y en especies sibilinas, subespecies y en especies morfológicamente no bien diferenciadas.

Además, es necesario enfatizar la gran importancia para la Sistemática que ahora han adquirido las investigaciones en el aislamiento reproductivo de las especies, así como los estudios de etología, especialmente del cortejo y conducta de apareamiento. Se ha encontrado que en muchas especies de calcidoideos, el comportamiento peculiar de los machos antes de la copulación y la correspondiente respuesta de las hembras, es característica para la especie. En ocasiones, aún la estructura de algunos órganos (las antenas, por ejemplo) que juegan un importante papel en el cortejo, corresponderá a esta conducta específica. En general, las demandas de la entomología práctica presionan ahora a los taxónomos y los obligan a modernizar los métodos de investigación y las formas de presentación de datos.

## CONCLUSIONES

El gran papel, a veces decisivo, de la sistemática de los entomófagos y otros organismos en el desarrollo del control biológico de plagas y en el manejo integrado de plagas es indudable y, sin embargo, la Sistemática necesita protección. La necesidad de especialistas calificados, sobre todo en grupos de importancia económica, es relevante en todo el mundo.

En relación con varios grupos de entomófagos relevantes, ningún especialista trabaja en ellos seria y consistentemente. La situación actual de la taxonomía de entomófagos es mejor en algunos países como Estados Unidos, Inglaterra, la ex Unión Soviética, Japón, Italia e India. En los países en desarrollo, la educación de tales especialistas generalmente apenas empieza.

Las voces a favor de un mayor soporte a la Sistemática son escuchadas más a menudo actualmente en congresos regionales y mundiales, y en reuniones de especialistas en control biológico y otros biólogos. Las decisiones correspondientes fueron aceptadas en este problema muchas veces. Es necesario enfatizar en esta conexión que la Asamblea General de la Unión Internacional de Ciencias Biológicas, efectuada en Budapest en 1985 adoptó la resolución de apoyar las investigaciones en Sistemática a nivel mundial.

## CAPÍTULO 3

# MORFOLOGÍA

### TERMINOLOGÍA DEL CUERPO DE LOS ADULTOS

La terminología aceptada por varios autores para algunas partes del cuerpo de los encírtidos no está completamente unificada. En este capítulo se presenta la terminología en castellano.

El cuerpo de los encírtidos adultos (Figs. 1, 2) consiste de tres partes: cabeza, mesosoma y metasoma.

#### Cabeza

La terminología de algunas partes de la cabeza es más o menos condicional. La parte de la cabeza, en vista dorsal (Fig. 1) delimitada lateralmente por los ojos, enfrente por el borde con la cara y en la parte posterior con el margen del occipucio, ha recibido el nombre de frontovértice porque no existe en los encírtidos una delimitación entre frente y vértice. Tres ocelos están situados sobre el vértice: el ocelo anterior es impar y hay un par de ocelos posteriores o laterales; en algunos encírtidos muy pequeños los ocelos pueden estar fuertemente reducidos o ausentes. El margen del occipucio puede ser agudo o redondeado. Al observar la cabeza en vista lateral (Fig. 2) y frontal se puede ver el espacio malar, el cual es medido comúnmente a lo largo del surco malar.

En la cara (Fig. 3) se ve usualmente la cavidad facial formada por las escrobas antenales, las cuales generalmente se unen arriba. En la base de las escrobas, se encuentran los tórulos (o fosas antenales). Entre las escrobas hay comúnmente una elevación de la cara.

La cabeza también presenta antenas, labio, mandíbulas y complejo labiomaxilar.

La antena (Figs. 26 - 29) consiste de radícula, escapo, pedicelo, funículo y maza. Entre el pedicelo y el primer artejo del funículo se puede ver un anillo muy fino, el cual no se toma en consideración cuando se cuenta el número de artejos del funículo; en algunas especies del género *Aenasius* Walker en lugar de este anillo existe un artejo pequeño. Las mandíbulas pueden ser cuadridentadas (Fig. 4), tridentadas (Fig. 5), con 2 dientes y una truncadura (Fig. 6), bidentadas (Fig. 7), con un diente y una truncadura ancha (Fig. 8), unidentadas (Fig. 10) o transversalmente truncadas, sin dientes (Fig. 9). Los palpos maxilares tienen generalmente 4 artejos (Fig. 11) y los labiales 3 (Fig. 12) (fórmula de palpos 4-3, pero se pueden encontrar también las fórmulas 4-2, 4-1, 3-2, 3-1, 2-2 y 2-1).

## Mesosoma

Se compone del tórax y del propodeo (Figs. 13, 14). En los himenópteros del suborden Apocrita, el propodeo es el primer segmento del abdomen unido con el tórax.

El tórax presenta varios elementos. En el dorso: pronoto, mesoescudo, tégulas, axilas, escutelo y mesopleuras. Las mesopleuras están formadas por escleritos grandes, enteros, usualmente más o menos convexos; el prepecto está situado antes de cada mesopleura; los prepectos son denominados también escleritos postspiraculares. Estos escleritos separan el pronoto de las tégulas y son característicos de Chalcidoidea. Las metapleuras se pueden encontrar en algunos encírtidos arcaicos, por ejemplo en el género *Savzargia* Trjapitzin.

El mesoescudo tiene a veces las líneas parapsidales, las cuales son conocidas entre los especialistas de Chalcidoidea como notaulos. Pueden ser completas (alcanzan el margen posterior del mesoescudo), incompletas o indicadas solamente en la parte anterior del mesoescudo. Una parte del esqueleto del tórax que a veces penetra adentro del abdomen, es el postfragma (Fig. 13).

Los apéndices del tórax son las alas y las patas.

Las alas anteriores tienen venación muy reducida (Figs. 15 – 17), consistente de la vena submarginal (la cual delimita por debajo a la celda costal), la vena marginal, la vena postmarginal y la vena estigmática. En la placa de la ala anterior de la mayoría de los encírtidos está situada la línea oblicua calva (Figs. 16, 17). La terminología de la quetotaxia de la ala anterior se presenta en la Fig. 17.

La pata de los encírtidos se compone de coxa, trocánter, fémur, tibia y tarso. El primer artejo (basitarso, metatarso) del tarso medio está fuertemente alargado en la mayoría de los encírtidos. El ápice de la mesotibia está armado generalmente con un espolón largo y fuerte.

En el propodeo se encuentran situados dos espiráculos.

## Metasoma

Se compone del pecíolo y del gaster. El pecíolo (segundo segmento abdominal) está bien desarrollado solamente en las hembras de la tribu Acroaspidiini, conocida exclusivamente de América. En todos los otros encírtidos, el pecíolo es rudimentario (Fig. 14) y prácticamente imperceptible sin disectar el insecto.

Los segmentos abdominales se cuentan, tradicionalmente, iniciando del propodeo y se marcan con números romanos. Los segmentos del metasoma se cuentan iniciando del pecíolo y se marcan con números arábigos. Los segmentos del gaster se cuentan iniciando del primer segmento gástrico (= el tercer segmento abdominal) y se marcan también con números arábigos.

Los cercos (apéndices abdominales) se han convertido en los calcidoideos en formaciones especiales, también sensoriales – los pigostilos. En los encírtidos están dirigidos hacia adelante y tienen forma de pequeñas placas con pelos largos (Figs. 1, 18, 19, 21 - 24). La dirección de los pigostilos influye fuertemente en la forma de los terguitos gástricos (Figs. 1, 18, 19, 21 - 23). Los terguitos abdominales IX y X son confluentes y forman el IX sinterguito (Figs. 1, 18, 19, 21 - 24). En los encírtidos de la subfamilia Tetracneminae, entre los lóbulos laterales del VIII esternito y el IX sinterguito se encuentran

escleritos estrechos, los paraterguitos (Figs. 18, 21), los cuales son partes del IX terguito y comúnmente separados de él. El último esternito abdominal de los encírtidos es el séptimo (VII).

El aparato de oviposición de los encírtidos (Fig. 24) es semejante al de la mayoría de calcidoideos, excepto que sus láminas externas están generalmente separadas de la parte dorsal del IX terguito (Fig. 24).

El órgano copulatorio del macho (falo, pene) (Fig. 25) consiste de la falobase y de un edeago móvil. Los apéndices apicales de la falobase son las parámeras y los escleritos digitales.

## TIPOS DE HUEVECILLOS Y LARVAS

En la diversidad de formas larvales, los encírtidos sobrepasan a las de otras familias de Chalcidoidea. Entre los calcidoideos, solamente en encírtidos se conoce la poliembrionía. Las adaptaciones de las larvas de los encírtidos monoembriónicos para la respiración del aire atmosférico son peculiares: la respiración se efectúa a través de una estructura especial que conduce aire de la membrana del huevo. Se conocen ocho tipos de desarrollo de huevos y larvas de los encírtidos.

Tipo I. Huevo y larva encirtiformes (Fig. 32). Las larvas del primer estadio aunque se encuentran en medio del contenido líquido del huésped, respiran el aire atmosférico, lo cual es posible, porque en la superficie del huevo bibulboso existe una estructura especial, la placa aeroscópica (Figs. 32, 33). Esta estructura sirve para conducir aire al huevo depositado dentro del hospedero y después a la larva del parasitoide, se llena con aire durante el proceso de oviposición. Hay también la opinión de que esta placa sirve como estructura a través de la cual se lleva a cabo el intercambio gaseoso del huevo y la larva del parasitoide con la hemolinfa del huésped.

Durante la oviposición, la parte mayor del huevo bibulboso de los encírtidos se difunde dentro del cuerpo del huésped y está colgada en el cuello del huevo (Fig. 33); este cuello se llama ahora pedúnculo. Una parte del cuello, junto con el bulbo menor crispado, se queda afuera del cuerpo del huésped (Fig. 33). Los últimos cuatro o cinco segmentos de la larva de primer estadio de los parasitoides y comúnmente de algunos estadios siguientes son protegidos con la membrana (envoltura) del huevo. Del lado interno de la

placa aeroscópica están adheridos dos espiráculos caudales de la larva del parasitoide. El sistema traqueal de la larva de este tipo es metapnéustica, es decir, funcionan solamente dos espiráculos caudales. Es probable que a este tipo pertenezcan la mayoría de los huevos y larvas de los encirtidos. En el género *Encyrtus* Latreille, se conoce el contacto funcional de los sistemas traqueales de las larvas del parasitoide y del huésped.

**Tipo II.** Intermedio. El huevo depositado carece de placa aeroscópica pero está adherido a la pared del cuerpo del huésped; la larva es apnéustica, es decir, sin espiráculos abiertos, y está débilmente conectada con la membrana del huevo. La larva respira a través de la cutícula de su cuerpo.

**Tipo III.** El huevo, sin placa aeroscópica, es depositado adentro del cuerpo del huésped libremente. La larva es apnéustica. En este tipo, las larvas con una cola son bastante comunes (Fig. 34).

**Tipo IV.** El huevo es depositado a través del proctodeo de los coccoideos. Este tipo de oviposición es conocido en *Diversinervus elegans* Silvestri y en *D. cervantesi* (Girault). La larva del primer estadio de *D. elegans* perfora la pared intestinal de la escama y consume la hemolinfa del huésped. Al final del segundo estadio, las larvas se pueden atacar unas a otras. Por su parte, la larva de *D. cervantesi* es caudada.

**Tipo V.** El huevo es depositado en el tracto genital de las escamas de la familia Diaspididae. Este modo de oviposición se conoce solamente en *Thomsonisca amathus* (Walker). La larva penetra pasivamente a la cavidad del cuerpo del huésped, sin utilizar sus mandíbulas.

**Tipo VI.** A este grupo pertenece la especie americana *Comperia merceti* (Compere), parasitoide de ootecas de cucarachas. El huevo de *C. merceti* pertenece al tipo I (encirtiforme), con la placa aeroscópica bien desarrollada; este huevo está colgado por su cuello a la pared de la ooteca. La larva del primer estadio es metapnéustica, colgada a la membrana del huevo. Las larvas del segundo y tercer estadios son peripnéusticas (es decir, con todos los espiráculos abiertos), pierden contacto con la envoltura del huevo y, moviéndose dentro de la ooteca, devoran los huevos del huésped. Este tipo es característico por la movilidad de las larvas.

**Tipo VII.** Presenta huevo y larva del primer estadio del tipo I (encirtiforme), pero las larvas de todos los estadios son depredadores de huevos depositados por coccoideos debajo de su cuerpo. Este tipo es característico para algunas especies del género *Microterys*.

**Tipo VIII.** Desarrollo poliembriónico. La mayoría de los encírtidos poliembriónicos pertenecen a la tribu Copidosomatini. Comúnmente son parasitoides de larvas de Lepidoptera, ovipositando dentro de los huevos de sus huéspedes, excepto *Ageniaspis citricola* Logvinovskaya, cuya hembra puede infestar también larvas del primer estadio del minador de la hoja de los cítricos, *Phyllocnistis citrella* (Stainton).

## DIAGNOSIS

Longitud del cuerpo (sin las vainas del ovipositor) de 0.25 a 4 mm, generalmente de 1 a 2 mm. Cuerpo compacto (Fig. 1), en forma de barril, a veces elongado, mirmecomorfo o fuertemente aplanado dorsoventralmente.

Cabeza relativamente grande, usualmente hipognata (abertura oral dirigida hacia abajo); en las formas aplanadas es más frecuentemente prognata (abertura oral dirigida hacia adelante) y puede ser también opistognata (con apertura oral dirigida hacia abajo y atrás). Margen del occipucio agudo, raramente redondeado. Vértice y frente no separados. Ojos, generalmente grandes. Ocelos presentes, en las formas muy pequeñas pueden ser desvanecidos o ausentes. Área facial de la cabeza comúnmente con la cavidad facial bien pronunciada, formada por dos escrobas unidas, generalmente arriba. Tórulos usualmente divididos por una elevación de la cara. Antenas consistentes de radícula, escapo, pedicelo, funículo de 2-7 (normalmente 6) artejos y maza de 1-4 (generalmente 3) artejos; maza de los machos comúnmente entera. Es muy frecuente, en particular en hembras, que las antenas o sus partes puedan estar fuertemente aplanadas en los lados y ensanchadas (Fig. 27). Ápices de mandíbulas frecuentemente con 2 ó 3 dientes, más raras son las mandíbulas con 4 dientes, con 2 dientes y una truncadura, con 1 diente y una truncadura ancha, con un diente o sin dientes. Palpos maxilares generalmente con 4 artejos, palpos labiales de 3 artejos; en los encírtidos más pequeños, el número de artejos palpaes puede ser menor (4-2, 4-1, 3-3, 3-2, 3-1, 2-2, 2-1).

Pronoto normalmente corto y transverso; en encírtidos aplanados puede ser alargado. Mesoescudo comúnmente sin excavaciones o depresiones y sin notaulos; si los notaulos están presentes, están como líneas finas. Ápices internos de las axilas normalmente contiguos, rara vez ampliamente separados. Escutelo, generalmente grande, subtriangular.

Ala anterior generalmente con la vena marginal corta (a menudo puntiforme) y con la vena postmarginal también corta (a menudo casi desvanecida), vena estigmática

también puede estar reducida; pero a veces estas venas son largas como en los pteromálidos y los eupélmidos. La quetotaxia de la lámina de la ala posterior muy característica, por la presencia de la línea oblicua calva, que va aproximadamente desde la base de la vena estigmática hasta el margen posterior de la ala. La fimbria apical de las alas anteriores es, normalmente, corta pero puede ser muy larga o ausente. Las especies con alas reducidas, a menudo prácticamente ápteras, son bastante comunes, frecuentemente se pueden encontrar en la misma especie o hasta en la misma población formas completamente aladas y formas con alas más o menos reducidas. En algunos encértidos pequeños, la fimbria de la ala puede ser muy larga (Fig. 30).

Mesopleuras grandes, enteras, más o menos convexas (Figs. 2, 14, 20). Patas, en general relativamente largas y fuertes, especialmente el par medio. Coxas medias situadas adelante de la mitad de las mesopleuras. Tarsos de 5 segmentos, muy raramente de 4. El primer artejo de los tarsos medios generalmente es muy largo (Figs. 1, 2).

Propodeo corto, especialmente en su parte media pero con ángulos posterolaterales bien desarrollados; en algunas formas ápteras, el propodeo puede ser muy grande. Pecíolo formado por el II segmento abdominal generalmente rudimentario, presente solamente como un anillo muy corto, por lo que el gaster parece ser sésil o subsésil. En América, algunos encértidos (tribu Acroaspidiini) tienen el pecíolo muy bien desarrollado. Los pigostilos generalmente no están en el ápice del gaster (excepto en algunos géneros arcaicos) sino más adelante, a veces casi en su base, como resultado la forma de algunos terguitos cambia, al estar situados delante de los pigostilos. La parte media del terguito modificado tiene forma de arco, dirigido hacia atrás con su parte convexa y estrechándose hacia ambos pigostilos. Los anchos lóbulos laterales de los terguitos se doblan hacia el lado inferior del gaster, dirigiéndose hacia abajo y algo atrás.

El IX sinterguito abdominal (producto de la confluencia de los terguitos IX y X) de los encértidos, cuyos pigostilos están situados cerca la base del gaster, ocupa la mayor parte de la superficie dorsal del gaster. La longitud de las vibrisas de los pigostilos puede alcanzar hasta 1/3 de la longitud del gaster. Una peculiaridad característica del gaster de las hembras de los encértidos es la división del IX terguito, cuando sus partes ventrales (láminas externas del ovipositor) están separadas de su parte dorsal (la cual es confluyente con el terguito X). Los rudimentos que atestiguan la entereza del terguito IX, existente anteriormente, son los dos paraterguitos estrechos, generalmente aislados por delante y por detrás. Estos paraterguitos son característicos para las hembras de las especies de la

subfamilia Tetracneminae; están situados simétricamente entre los lados del sinterguito IX y los lóbulos del terguito VIII; cada uno de estos lóbulos tiene un espiráculo. En algunos tetracneminos arcaicos se preserva una conexión de los paraterguitos con la parte dorsal del sinterguito IX o con las láminas externas del ovipositor, o en un caso, con ambas. Las vainas del ovipositor a veces frecuentemente largas. El último (VII) esternito abdominal alcanza (Figs. 20, 21) o no alcanza (Figs. 22, 23) el ápice del gaster.

El dimorfismo sexual de los encírtidos es pronunciado: extraordinariamente, diversas modificaciones de la forma y estructuras del cuerpo son expresadas más notablemente en las hembras. Mientras el cuerpo de los machos conserva el común tipo encirtiforme a diferenciar la forma del cuerpo de las hembras es especializada. Las antenas de los machos, de su gran diversidad en las hembras, son filiformes más frecuentemente con escapo corto, pedicelo semiglobular, artejos del funículo elongados y la maza entera (Fig. 28); en algunos machos los artejos del funículo pueden tener ramificaciones largas (Fig. 29). Para las hembras de muchos encírtidos la coloración vistosa del cuerpo y los diseños en las alas anteriores es característica (Fig. 31); el cuerpo de los machos conserva en estos casos generalmente una coloración monótona oscura y, normalmente, brillo metálico.

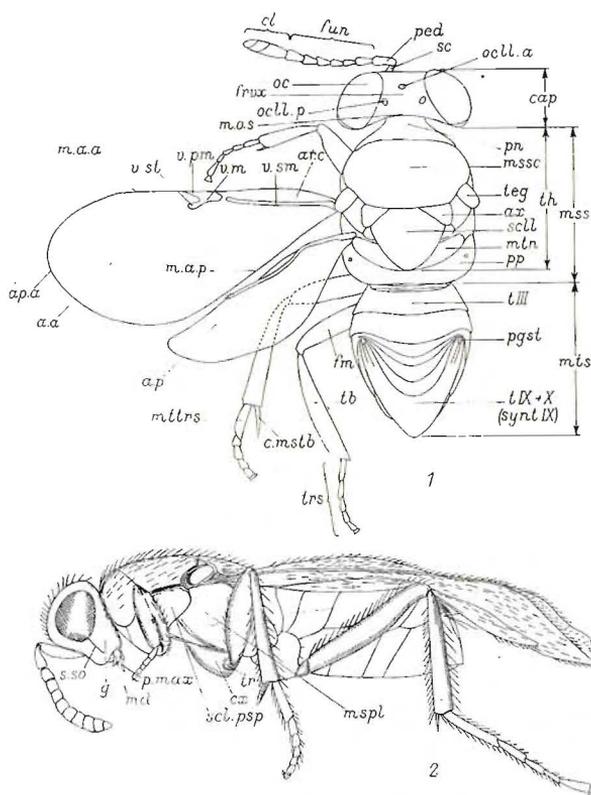
Las larvas de los encírtidos son predominantemente parasitoides internos (endoparasitoides) de diversos insectos, especialmente coccoideos y psílidos; algunas especies parasitan garrapatas de la familia Ixodidae y cocones de arañas. La estructura y desarrollo de los estadios preimaginales (huevos, larvas) de la mayoría de los encírtidos es sumamente peculiar: las larvas de los primeros estadios se encuentran en medio del contenido líquido de sus huéspedes y respiran el aire atmosférico, usando una estructura especial del huevo - la placa aeroscópica (Figs. 32, 33). La poliembrionía es conocida entre los calcidoideos solamente en la familia Encyrtidae.

## POSICIÓN SISTEMÁTICA

La familia Encyrtidae pertenece al complejo pteromaloide de la superfamilia Chalcidoidea. Este complejo incluye también a las familias Pteromalidae, Eupelmidae y Tanaostigmatidae.

La familia inicial de este complejo es Pteromalidae, todas las otras familias están fuertemente especializadas; la especialización se ha desarrollado en distintas direcciones en estas familias. Para Eupelmidae, Tanaostigmatidae y Encyrtidae son típicas las mesopleuras

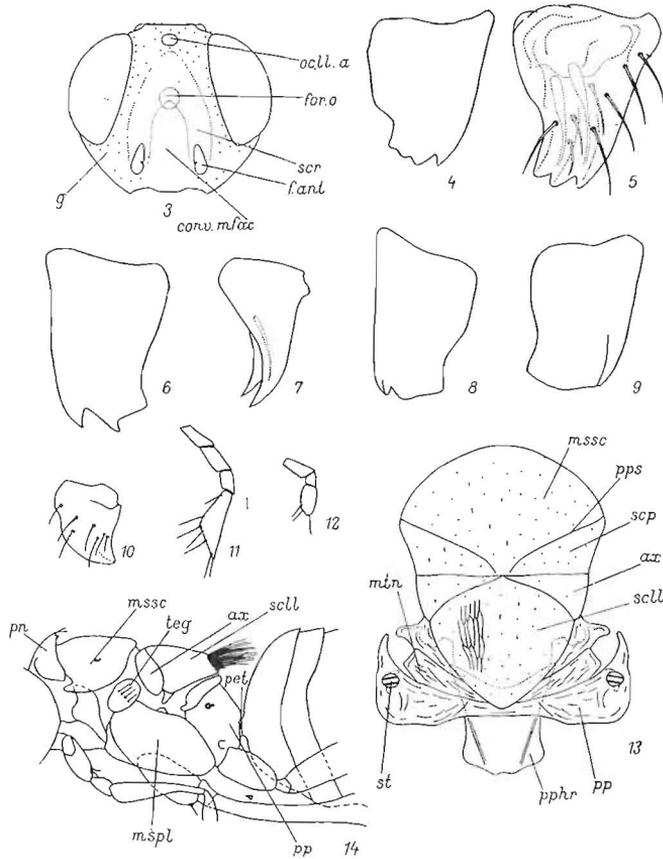
completas, el espolón de las tibias medias largo y grueso y, generalmente, la presencia de la línea oblicua calva en las alas anteriores. Los eupélmidos y tanaostigmátidos tienen la constitución del gaster arcaica (láminas externas del ovipositor no separadas de la parte dorsal del IX terguito), pero son especializados en la constitución del tórax. Los encírtidos son sumamente especializados en la constitución del gaster (láminas externas del ovipositor separadas de la parte dorsal del IX terguito o su conexión rudimentaria). Es importante también que las coxas medias de los encírtidos están situadas antes de la mitad de las mesopleuras (formados por los episternos) (Perkins & Eady, 1959). También el aparato de adhesión de las alas anteriores de los encírtidos es muy específico (Hennessey, 1981). El modo de respiración de las larvas de Encyrtidae es único. La semejanza habitual de Aphelinidae y Encyrtidae es solamente superficial. La familia Aphelinidae pertenece al complejo tetracampoide de la superfamilia Chalcidoidea (Trjapitzin, 1989). La familia Signiphoridae tampoco es pariente de la familia Encyrtidae.



Figs. 1-2. Partes del cuerpo.

1- *Pseudencyrtoides cupressi* Gordh et Trjapitzin, hembra, vista dorsal del insecto adulto (ex Trjapitzin, 1989, según Gordh & Trjapitzin, 1975); 2 - *Ixodiphagus hirtus* Nikol'skaya, vista lateral (ex Trjapitzin, 1989, diseño de E. S. Sugonjaev).

a.a. – ala anterior (lat.: ala anterior), a.p. – ala posterior, (lat.: ala posterior), ap. a – ápice alar (lat.: apex alaris), ar. e – celda costal (lat.: cellula costalis), ax – axila (lat.: axilla), cap – cabeza (lat.: caput), cl – maza antenal (lat.: clava), c. mstb – espolón de la tibia media (lat.: calcar), cx – coxa, fm – femur, frvx – frontovértice (lat.: frontovortex), fun – funículo antenal (lat.: funiculus), g – espacio malar (lat.: spatium malare), m.a.a – margen anterior de la ala (lat.: margo alaris anterior), m.a.p – margen posterior de la ala (lat.: margo alaris posterior), md – mandíbula (lat.: mandibula), m.o.s. – margen del occipucio (lat.: margo occipitalis), mspl – mesopleura (lat.: mesopleuron), mss – mesosoma, mssc – mesoescudo (lat.: mesoscutum), mtn – metanoto (lat.: metanotum), mts – metasoma, mtrns – basitarso medio (lat.: basitarsus medius), oc – ojo (lat.: oculus), occl.a – ocelo anterior (lat.: ocellus anterior), occl.p. – ocelo posterior (lat.: ocellus posterior), ped – pedicelo antenal (lat.: pedicellus), pgst – pigostilo (lat.: pygostilus), p. max - palpo maxilar (lat.: palpus maxillaris), pn – pronoto (lat.: pronotum), pp – propodeo ( lat.: propodeum), sc – escapo (lat.: scapus), scll – escutelo (lat.: scutellum), scl. psp – esclerito postspiracular (lat.: scleritus postspiracularis), s.so – surco subocular (lat.: sulcus subocularis), tm –tercer terguito abdominal, t IX + X (Synt IX) – noveno terguito abdominal, tb – tibia, te tégula (lat.: tegula), th – tórax (lat.: thorax), tr – trocánter (lat.: trochanter), trs – tarso (lat.: tarsus), v.m. – vena marginal (lat.: vena marginalis), v.pm – vena postmarginal (lat.: vena postmarginalis), v.sm – vena submarginal (lat.: vena submarginalis), v.st vena estigmática (lat.: vena stigmatalis).

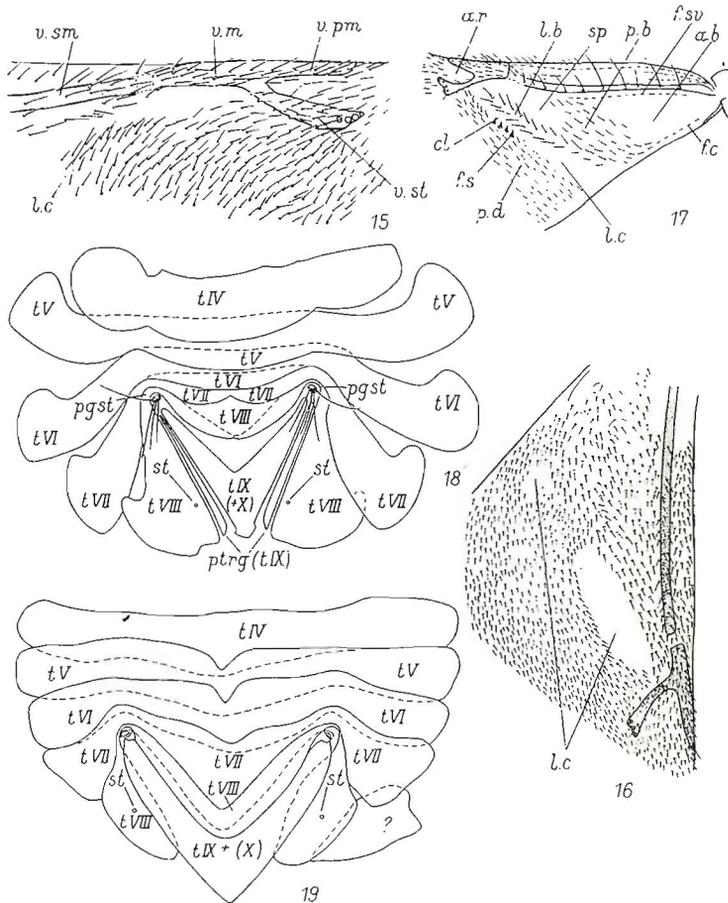


Figs. 3-14. Detalles de la cabeza y el mesosoma.

3- *Trechmites flavipes* (Mercet), hembra, cabeza, vista anterior (ex Trjapitzin, 1989, diseño de J.V. Rosanov); 4-10 – mandíbulas: *Epitetracnemus intersectus* (Fonscolombe), macho, 5- *Echthroplexiella popovi* Trjapitzin et Rosanov, hembra, (ex Trjapitzin, 1989, diseño de J.V. Rosanov), 6 – *Psyllaephagus longiventris* Trjapitzin, hembra, (ex Trjapitzin, 1989), 7- *Callipteroma sexguttata* Motschulsky, hembra (ex Tachikawa, 1963), 8- *Zaomma lambinus* (Walker), (ex Trjapitzin, 1989) 9- *Prionomitus mitratus* (Dalman), hembra (ex Trjapitzin, 1989), 10- *Encyrtus aurantii* (Geoffroy) (ex Trjapitzin, 1989); 11-12- *Ixodiphagus hirtus* Nikolskaya, hembra: 11- palpo maxilar, 12- palpo labial (ex Trjapitzin, 1989); 13- *Trechmites flavipes* (Mercet), hembra - parte del mesosoma, vista dorsal (ex Trjapitzin, 1989, diseño de J.V. Rosanov); 14- *Encyrtus aurantii* (Geoffroy) – mesosoma y base del gaster, vista lateral (ex Trjapitzin, 1989).

ax – axila (lat.: axilla), conv.mfac – elevación de la cara (lat.: elevacio facialis), f. ant- tórulo (lat.: torulus), for. o – orificio occipital (lat.: foramen occipitale), g. – espacio malar (lat.: spatium malare), mspl – mesopleura (lat.: mesopleuron), mssc – mesoescudo (lat.: mesoscutum), mtn - metanoto (lat.: metanotum), ocll.a - ocelo anterior (lat.: ocellus anterior), pet – peciolo (let.: petiolus), pn – pronoto (lat.: pronotum), pp – propodeo (lat.: propodeum), ppfr – postfragma (lat.: postphragma), pps – línea parapsidal (lat.: línea parapsidalis), scll – escutelo (lat.: scutellium), scp – escapula (lat.: scapula), scr – escroba (lat.: scrobus), st – espiráculo (lat.: spiraculus), teg – tégula (lat.: tegula).

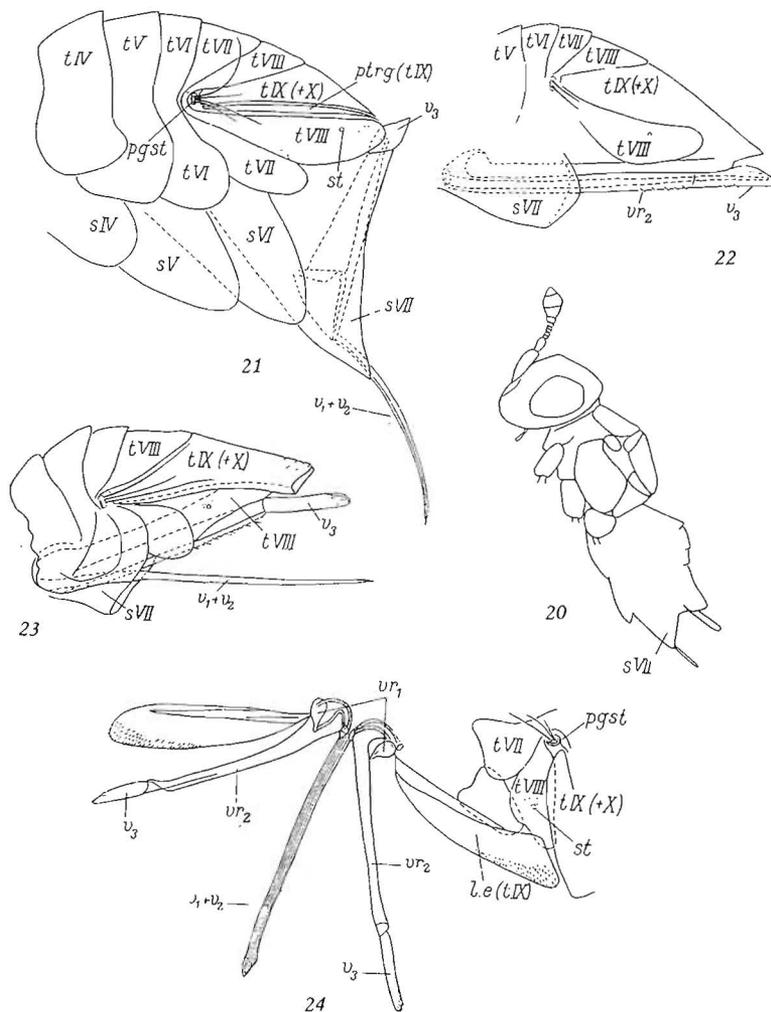
ENCÍRTIDOS (HYMENOPTERA:ENCYRTIDAE) DE IMPORTANCIA AGRÍCOLA EN MÉXICO



Figs. 15-19. Detalles de las alas anteriores y del gaster.

15 - *Echthroplexiella emeljanovi* Trjapitzin, hembra, venación de la ala anterior (ex Trjapitzin, 1989), 16- *Anagyrus schoenherri* (Westwood), hembra, venación de la ala anterior y la quetotaxia de la parte basal de la ala (ex Trjapitzin, 1989), 17 - *Syrphophagus* sp., hembra, esquema de quetotaxia de la ala anterior (ex Trjapitzin, según Hoffer, 1965); 18-19- terguitos del gaster (excepto III): 18 - *Dinocarsis hofferi* Graham, 19 - *Microterys cuprinus* (Nikolskaya) (ex Trjapitzin, 1989).

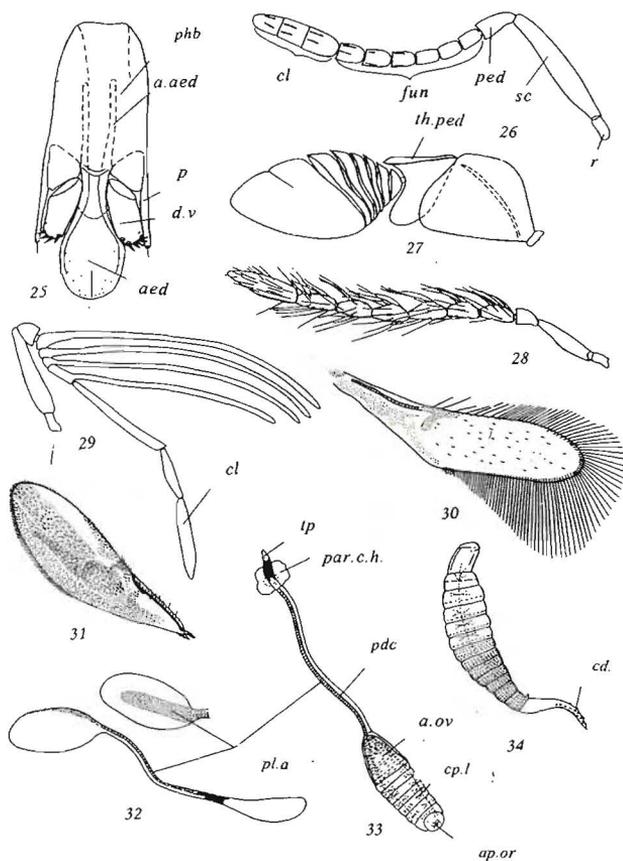
*a.b* - lat.: area basalis, *a.r.* - lat.: area radialis, *cl.* lat.: clausura, *f.c.* - lat.: filum cubitale, *f.s.* lat.: filum spinosum, *f. sv* - lat.: filum subvenale, *l.b.* lat.: línea bifida, *l.c.* - lat.: línea calva, *p.b* - lat.: pilositas basalis, *p.d.* - lat.: pilositas disci, *pgst* - pigostilo (lat.: (pygostilus), *ptrg* - paratergito (lat.: paratergum), *sp* - espejo (lat.: speculum), *st* - espiráculo (lat.: spiraculus), *t* - terguito (lat.: tergum), *v.m.* vena marginal (lat.: vena marginalis), *v.p.* - vena postmarginal (lat.: vena postmarginalis), *v.sm* - vena submarginal (lat.: vena submarginalis), *v.st* - vena estigmática (lat.: vena stigmatalis).



Figs. 20-24. Detalles del gaster de Encyrtidae (ex Trjapitzin, 1989).

20 – *Coelopencyrtus arenarius* (Erdos), hembra, vista lateral; 21 – *Dinocarsis hofferi* Graham, hembra, vista lateral (sinterguito III); 22 – *Cheiloneurus claviger* Thomson, hembra, vista lateral, con estiletes del ovipositor ocultos entre vainas; 23 – misma especie, con estiletes del ovipositor salientes; 24- *Microterys cuprinus* (Nikolskaya), los últimos terguitos abdominales y el aparato de oviposición.

*l.e.* - lámina externa del ovipositor (lat.: lamina externa ovipositoris), *pgst* - pigostilo (lat.: pygostilus), *ptrg* - paraterguito (lat.: paratergum), *s* - esternito (lat.: sternum), *st* - espiráculo (lat.: spiraculus), *t* - terguito ( lat.: tergum). *V<sub>1</sub>*, *V<sub>2</sub>*, *V<sub>3</sub>* - valvas (lat.: valvae), *V<sub>1</sub>* + *V<sub>2</sub>* - estiletes del ovipositor (lat.: styli ovipositoris), *V<sub>3</sub>* - vainas del ovipositor (lat.: valvulae ovipositoris), *Vr* - valvifero (lat.: valvifer), *Vr<sub>1</sub>* - lámina triangular (lat.: lamina triangularis), *Vr<sub>2</sub>* - lámina interna del ovipositor (lat.: lamina interna ovipositoris).



Figs. 25-34. Detalles del imago y de inmaduros.

25 – *Encyrtus albitarsis* Zetterstedt, macho, aparato copulatorio ex Trjapitzin, 1989; 26-29- antenas: 26 – *Eremencyrtus unifasciatus* Trjapitzin, hembra, 27 – *Anicetus integrellus* Trjapitzin, hembra, 28 – *Parasauleia trjapitzini* Hoffer, macho, 29- *Asencyrtus deserticola* Trjapitzin, macho, (ex Trjapitzin, 1989), 30-31- alas anteriores. 30- *Anthemus aspidioti* Nikolskaya, hembra, (ex Trjapitzin, 1989), 31 – *Comperiella unifasciata* Ishii, hembra, (ex Trjapitzin, 1989, según Tachikawa, 1963); 32 – 33 – *Microterys masii* Silvestri, huevo y larva (ex Trjapitzin, 1989, según Silvestri, 1919); 32 – huevo ovarial (lat.: ovum ovariale), 33- larva, pendiente en la envoltura del huevo, 34 – *Cerapteroceroides mirabilis* Wetwood, larva (ex Trjapitzin, 1989, según Silvestri, 1919).

*a.aed* – apodema del edeago (lat.: apodema aedeagalís), *aed* – edeago (lat.: aedeagus), *ap. or* – abertura oral de larva (lat.: apertura oralis larvae), *cd* – cola (lat.: cauda), *cl* – maza (lat.: clava), *cp. l* – cuerpo de larva (lat.: corpus larvae), *d.v* – dígito volselar (lat.: digitus volsellaris), *e.ov* – envoltura del huevo, *fun* – funículo (lat.: funiculus), *p* – paramera (lat.: parameron), *par.c.h* – pared del cuerpo del hospedero, *pdc* – pedúnculo del huevo (lat.: pedunculus ovalis), *ped* – pedicelo (lat.: pedicellus), *phb* – falobase (lat.: phallobasis), *pl.a* – placa aeroscópica, *r* – radícula (lat.: radícula), *sc* – escapo (lat.: scapus), *th. ped* – teca del pedicelo (lat.: theca pedicelli), *tp* – tapón.

## CAPÍTULO 4

# TERMINOLOGÍA

### INTRODUCCIÓN

Para un estudio adecuado de los encártidos, es necesario conocer los nombres de las distintas partes del cuerpo. Con la finalidad de lograr esta meta, se elaboró la siguiente lista de términos, principalmente de caracteres morfológicos externos de los adultos, tomando en consideración los nombres utilizados por diversos autores en castellano y en inglés, especialmente de la literatura más reciente. En los casos donde los nombres en plural presentan un poco de variación en comparación con los nombres en singular, también se anotaron los plurales para evitar confusiones.

### LISTA DE TÉRMINOS

Español	Inglés	Latín
abdomen	abdomen	abdomen
abertura oral	oral aperture	apertura oralis
ala	wing	ala
alas (pl.)	wings (pl.)	alae (pl.)
ala anterior	anterior wing (= fore wing)	ala anterior
alas anteriores (pl.)	anterior wings (= fore wings) (pl.)	alae anteriores (pl.)

Español	Inglés	Latín
ala posterior	posterior wing (= hind wing)	ala posterior
alas posteriores (pl.)	posterior wings (= hind wings) (pl.)	alae posteriores (pl.)
anillo	anellus	anellus
anillos (pl.)	anelli (pl.)	anelli (pl.)
antena	antenna	antenna
antenas (pl.)	antennae (pl.)	antennae (pl.)
apéndice	appendix	appendix
apéndices (pl.)	appendices (pl.)	appendices (pl.)
aparato copulatorio	copulatory apparatus	apparatus copulatorius
ápice alar	alar apex	apex alaris
apnéustico	apneustic	apneusticus
apodema del edeago	aedeagal apodeme	apodema aedeagalis
apodemas del edeago (pl.)	aedeagal apodemes (pl.)	apodemae aedeagalēs (pl.)
artejo (= segmento)	joint (= segment)	segmentum
artejos (pl.) (= segmentos) (pl.)	joints (= segments) (pl.)	segmenta (pl.)
axila	axilla	axilla
axilas (pl.)	axillae (pl.)	axillae (pl.)
basitarso*	basitarsus	basitarsus
basitarsos (pl.)*	basitarsi (pl.)	basitarsi (pl.)
boca	mouth	os
bulbo	bulb	bulbus
cabeza	head	caput
cara	face	facies
cavidad facial	facial cavity (= scrobal depression)	cavitas facialis (depressio scrobalis)
celda costal	costal cell	cellula costalis
cercos	cercus	cercus
cercos (pl.)	cerci (pl.)	cerci (pl.)
cola	tail	cauda
coxa	coxa	coxa
coxas (pl.)	coxae (pl.)	coxae (pl.)
cuello	collar	collum
cuerpo	body	corpus
diente	tooth	dens
dientes (pl.)	teeth (pl.)	dentes (pl.)
dígito volselar	digitus of volsella	digitus volsellaris
dígitos volselares (pl.)	digiti of volsellae (pl.)	digiti volsellares (pl.)
edeago	aedeagus	aedeagus
encirtiforme	encyrtiform	encyrtiformis

Español	Inglés	Latín
escapo	scape	scapus
escápula	scapula	scapula
escápulas (pl.)	scapulae (pl.)	scapulae (pl.)
esclerito	sclerite	scleritus
esclerito digital	digital sclerite	scleritus digitalis
(vea también dígito volselar)		
escleritos digitales (pl.)	digital sclerites (pl.)	scleriti digitales (pl.)
esclerito postspiracular	postspiracular sclerite	scleritus postspiracularis
escleritos postspiraculares (pl.)	postspiracular sclerites (pl.)	scleriti postspiraculares (pl.)
escroba antenal	antennal scrobe	scrobus antennalis
escrobas antenales (pl.)	antennal scrobes (pl.)	scrobes antenales (pl.)
escudo	scutum	scutum
escutelo	scutellum	scutellum
espacio malar	malar space	spatium malare
espiráculo	spiracle	spiraculus
espiráculos (pl.)	spiracles (pl.)	spiraculi (pl.)
espolón	spur	calcar
estadio	stage	stadium
estadios (pl.)	stages (pl.)	stadia (pl.)
esternito	sternite	sternum
esternitos (pl.)	sternites (pl.)	sterna (pl.)
esternito abdominal	abdominal sternite	sternum abdominale
esternitos abdominales (pl.)	abdominal sternites (pl.)	sterna abdominales (pl.)
esternito gástrico	gastral sternite	sternum gastrale
esternitos gástricos (pl.)	gastral sternites (pl.)	sterna gastrales (pl.)
estigma	stigma	stigma
estigmas (pl.)	stigmae (pl.)	stigmata (pl.)
estilete del ovipositor	stylet of ovipositor	stylus ovipositoris
estiletos del ovipositor (pl.)	stylets of ovipositor (pl.)	styli ovipositoris (pl.)
falo (= pene)	phallus (= penis)	phallus (= penis)
falobase	fallobase	phallobasis
fémur	femur	femur
fémures (pl.)	femora (pl.)	femora (pl.)
foramen occipital	occipital foramen	foramen occipitalis
frente	frons	frons
frontovértice	frontovortex	frontovortex
funículo	funicle	funiculus
hipognato	hypognathous	hypognathicus

Español	Inglés	Latín
línea oblicua calva	oblique hairless line	linea obliqua calva
gaster	gaster	gaster
hembra	female	femmina
hembras (pl.)	females (pl.)	femminae (pl.)
hemolinfa	haemolymph	haemolympha
huevo	egg	ovum
huevos (pl.)	eggs (pl.)	ova (pl.)
huevo ovarial	ovarial egg	ovum ovariale
huevos ovariales (pl.)	ovarial eggs (pl.)	ova ovariales (pl.)
lámina externa del ovipositor	outer plate of ovipositor	lamina externa ovipositoris
láminas externas del ovipositor (pl.)	outer plates of ovipositor (pl.)	laminae externae ovipositoris (pl.)
lámina interna del ovipositor	inner plate of ovipositor	lamina interna ovipositoris
láminas internas del ovipositor (pl.)	inner plates of ovipositor (pl.)	laminae internae ovipositoris (pl.)
lámina triangular	triangular plate	lamina triangularis
láminas triangulares (pl.)	triangular plates (pl.)	laminae triangulares (pl.)
larva	larva	larva
larvas (pl.)	larvae (pl.)	larvae (pl.)
línea parapsidal	parapsidal line	linea parapsidalis
líneas parapsidales (pl.)	parapsidal lines (pl.)	lineae parapsidales (pl.)
macho	male	mas
machos (pl.)	males (pl.)	mares (pl.)
mandíbula	mandible	mandibula
mandíbulas (pl.)	mandibles (pl.)	mandibulae (pl.)
margen anterior de ala	anterior margin of wing	margo alaris anterior
margen del occipucio	occipital margin	margo occipitalis
maza	club (= clava)	clava
mesoescudo	mesoscutum	mesoscutum
mesonoto	mesonotum	mesonotum
mesopleura	mesopleuron	mesopleuron
mesopleuras (pl.)	mesopleura (pl.)	mesopleura (pl.)
mesosoma	mesosoma	mesosoma
metanoto	metanotum	metanotum
metapleura	metapleuron	metapleuron
metapleuras (pl.)	metapleura (pl.)	metapleura (pl.)
metasoma	metasoma	metasoma
metapnéustico	metapneustic	metapneusticus
mirmecomorfo	myrmecomorph	myrmecomorphus
monembrionía	monembryony	monembryonia

Español	Inglés	Latín
monembriónico	monembryonic	monembryonicus
nervio	nerve	nervus
nervios (pl.)	nerves (pl.)	nervi (pl.)
notaulo	notaulus	notaulus
notaulos (pl.)	notauli (pl.)	notauli (pl.)
ocelo	ocellus	ocellus
ocelos (pl.)	ocelli (pl.)	ocelli (pl.)
ocelo anterior (= ocelo medio)	anterior ocellus (= median ocellus)	ocellus anterior (= ocellus medius)
ocelos anteriores (= ocelos medios) (pl.)	anterior ocelli (= median ocelli) (pl.)	ocelli anteriores (ocelli mediae) (pl.)
ocelo posterior (= ocelo lateral)	posterior ocellus (= lateral ocellus)	ocellus posterior (= ocellus lateralis)
ocelos posteriores (= ocelos laterales) (pl.)	posterior ocelli (= lateral ocelli) (pl.)	ocelli posteriores (ocelli laterales) (pl.)
ojo	eye	oculus
ojos (pl.)	eyes (pl.)	oculi (pl.)
ooteca	ootheca	ootheca
ootecas (pl.)	oothecae (pl.)	oothecae (pl.)
opistognato	opisthognathous	opisthognaticus
ovipositor	ovipositor	ovipositor
palpo labial	labial palpus	palpus labialis
palpos labiales (pl.)	labial palpi (pl.)	palpi labiales (pl.)
palpo maxilar	maxillary palpus	palpus maxillaris
palpos maxilares (pl.)	maxillary palpi (pl.)	palpi maxillares (pl.)
parámera	paramere	parameron
parámeras (pl.)	parameres (pl.)	paramera (pl.)
paraterguito	paratergite	paratergum
paraterguitos (pl.)	paratergites (pl.)	paraterga (pl.)
pata	leg	pes
patas (pl.)	legs (pl.)	pedes (pl.)
peciolo	petiole	petiolus
pedicelo	pedicel	pedicellus
pedúnculo	peduncle	pedunculus
peripnéustico	peripneustic	peripneusticus
pigostilo	pygostile	pygostilus
pigostilos (pl.)	pygostiles (pl.)	pygostili (pl.)
placa aeroscópica (= banda aeroscópica)	aeroscopic plate (aeroscopic band)	
placa cercal	cercal plate	

Español	Inglés	Latín
poliembrionía	polyembryony	polyembryonia
poliembriónico	polyembryonic	polyembryonicus
postfragma	postphragma	postphragma
prepecto	prepectus	prepectus
proctodeo	proctodeum	proctodeum
prognato	prognathous	prognathicus
pronoto	pronotum	pronotum
propodeo	propodeum	propodeum
pupa	pupa	pupa
pupas (pl.)	pupae (pl.)	pupae (pl.)
radícula	radicle	radicula
rama	branch	ramus
ramas (pl.)	branches (pl.)	rami (pl.)
segmento	segment	segmentum
segmentos (pl.)	segments (pl.)	segmenta (pl.)
segmento abdominal	abdominal segment	segmentum abdominale
segmentos abdominales (pl.)	abdominal segments (pl.)	segmenta abdominales (pl.)
segmento del gaster	gastral segment	segmentum gastralis
segmentos del gaster (pl.)	gastral segments (pl.)	segmenta gastrales (pl.)
seta	seta	seta
setas (pl.)	setae (pl.)	setae (pl.)
sinterguito	syntergite	syntergum
surco malar	malar sulcus	sulcus malaris
surco parapsidal	parapsidal sulcus	sulcus parapsidalis
surcos parapsidales (pl.)	parapsidal sulci (pl.)	sulci parapsidales (pl.)
tapón del pedúnculo	crumpled bulb	
tarso	tarsus	tarsus
tarsos (pl.)	tarsi (pl.)	tarsi (pl.)
tégula	tegula	tegula
tégulas (pl.)	tegulae (pl.)	tegulae (pl.)
tegumento	tegumen	tegumen
terguito	tergite	tergum
terguitos (pl.)	tergites (pl.)	terga (pl.)
terguito abdominal	abdominal tergite	tergum abdominale
terguitos abdominales (pl.)	abdominal tergites (pl.)	terga abdominales (pl.)
terguito del gaster	gastral tergite	tergum gastrale
terguitos del gaster (pl.)	gastral tergites (pl.)	terga gastrales (pl.)
tibia	tibia	tibia

Español	Inglés	Latín
tibias (pl.)	tibiae (pl.)	tibiae (pl.)
tórax	thorax	thorax
tórulo	torulus	torulus
tóruos (pl.)	toruli (pl.)	toruli (pl.)
tracto genital	genital tract	tractus genitalis
trocánter	trochanter	trochanter
trocánteres (pl.)	trochanters (pl.)	trochanteres (pl.)
truncadura	truncation	truncatio
vaina del ovipositor	ovipositor sheath	valvula ovipositoris
vainas del ovipositor (pl.)	ovipositor sheaths (pl.)	valvulae ovipositoris (pl.)
valva	valve	valva
valvas (pl.)	valves (pl.)	valvae (pl.)
valvífero	valvifer	valvifer
valvíferos (pl.)	valvifers (pl.)	valviferes (pl.)
vena	vein	vena
venas (pl.)	veins (pl.)	venae (pl.)
venación	venation	venatio
vena estigmática	stigmal vein	vena stigmalis
vena marginal	marginal vein	vena marginalis
vena postmarginal	postmarginal vein	vena postmarginalis
vena submarginal	submarginal vein	vena submarginalis
vértice	vertex	vertex

\* Primer artejo del tarso en cada pata.

## SECCIÓN II

## ESPECIES DE IMPORTANCIA AGRÍCOLA

Esta Sección contiene trece capítulos, en forma de ensayos sobre diversas especies de encírtidos de importancia económica en México, información sobre sus caracteres morfológicos, biología, distribución geográfica y uso en el control biológico (si existe información publicada). Las características de los géneros correspondientes están incluidas, además de las claves para la identificación de especies de los géneros *Aenásius* Walker (de México), *Anagyrus* Howard (de México), *Apoanagyrus* Compere (del Nuevo Mundo), *Blepypus* Howard (del mundo), *Cheiloneurus* Westwood del grupo *elegans* (de la región Holártica), *Pseudaphycus* Timberlake (de México) y *Psyllaephagus* Ashmead (de México).

Cuatro razas de *Comperiella bifasciata* Howard son caracterizadas. *Anagyrus shahidi* Hayat, *Coccidoxenoides peregrinus* (Timberlake), *Leptomastidea abnormis* (Girault) y *Psyllaephagus pilosus* Noyes han entrado a México probablemente por ecesis con sus hospederos.



## CAPÍTULO 5

***Aenasius flandersi* KERRICH, PARASITOIDE  
DE PIOJOS HARINOSOS**

## INTRODUCCIÓN

En noviembre de 1996, V.A. Trjapitzin colectó en Cd. Victoria, Tamaulipas, una hembra del género *Aenasius* Walker. La especie fue identificada como *A. phenacocci* Bennett, 1957, usando la revisión de las especies de *Aenasius* de Costa Rica de Noyes & Ren (1995). Noyes & Woolley (1994) habían establecido que *Blepyrus phenacocci* Ashmead, 1902 de Estados Unidos, tratada por Kerrich (1967) como *Chalcaspis phenacocci*, pertenece al género *Aenasius*, creando así la combinación nueva *Aenasius phenacocci* (Ashmead, 1902). Por tanto, *A. phenacocci* Bennett es homónimo menor de *A. phenacocci* (Ashmead). En marzo de 1997, V.A. Trjapitzin consultó este problema de nomenclatura con el Dr. John S. Noyes (Londres) y con el Dr. Fred Bennett (Isla de Man), y ambos especialistas aconsejaron usar para *A. phenacocci* Bennett el nombre de su sinónimo subjetivo *A. flandersi* Kerrich, 1967. En este capítulo se siguió la opinión indicada.

El género *Aenasius* es uno de los más importantes entre los encírtidos que son enemigos naturales de piojos harinosos, especialmente en el Nuevo Mundo. Por esta razón, se incluye una breve caracterización del género, la clave para identificación de sus especies conocidas en México e información sobre *A. flandersi*.

## *Aenasius* WALKER, 1846

Especie tipo: *Aenasius hyettus* Walker, 1846.

Sinónimos: *Chalcastis* Howard, 1895; *Neodiscodes* Compere, 1931; *Pseudanasius* Hayat, Alam et Agarwal, 1975.

El género pertenece a la subfamilia Tetracneminae, tribu Aenasiini (Noyes & Ren, 1995).

La revisión de las especies de *Aenasius* de la fauna mundial fue publicada por Kerrich (1967); *Chalcastis* y *Neodiscodes* fueron tratados como géneros válidos mientras *Neodiscodes* fue sinonimizado con *Aenasius* por Prinsloo (1988), y *Chalcastis* por Noyes & Woolley (1994). Una monografía valiosa de las especies de *Aenasius* de Costa Rica fue publicada recientemente por Noyes & Ren (1995). Según estos autores, de 38 especies descritas de *Aenasius*, 29 son conocidas en el Nuevo Mundo, y 8 son Afrotropicales y Orientales. Una especie, *A. advena* Compere está distribuida en los trópicos, pero su origen es Neotropical (Noyes & Ren, 1995). Todas las especies de *Aenasius* con huéspedes conocidos son parasitoides internos solitarios de piojos harinosos (Homoptera: Coccoidea: Pseudococcidae). Cinco especies de *Aenasius* han sido usadas en programas de control biológico clásico.

Las especies del género *Aenasius* tienen apariencia muy característica. El cuerpo generalmente es robusto. En la hembra, el frontovértice tiene puntos pilíferos grandes y su superficie parece un dedal; escapo antenal más o menos lineal o fuertemente ensanchado, funículo de 7 artejos pero su primer artejo es generalmente muy pequeño, rara vez distinguishible; alas anteriores más o menos ahumadas. En el macho, las antenas con 6 artejos de funículo distinguishibles, y una pequeña maza entera, o con 2-5 artejos aneliformes y maza extraordinariamente larga; alas anteriores hialinas.

En la fauna de México, el género *Aenasius* se puede confundir con el género *Blepyrus* Howard. Sin embargo, las hembras de *Aenasius* tienen la vena postmarginal de las alas anteriores no más larga o solamente un poco más larga que la vena estigmática; la puntuación del frontovértice de *Aenasius* llega más abajo entre los ojos y la cavidad facial.

El huevo y la larva del primer estadio han sido descritos para *Aenasius maplei* Compere en Estados Unidos (Maple, 1947, según Noyes & Ren, 1995). El huevo depositado

es encirtiforme y pegado a la pared del cuerpo de la escama por un pedúnculo que se asoma junto con un bulbo arrugado fuera del integumento del huésped. La larva del primer estadio es metapneústica; tiene solamente un par de espiráculos funcionales, permanece pegada a la pared del huevo y usa aire atmosférico para su respiración, a través de la placa aeroscópica del huevo.

El catálogo de los encírtidos de México (Trjapitzin & Ruíz Cancino, 1996) contiene 5 especies del género *Aenasius*: *A. advena* Compere, 1937; *A. caeruleus* Brues, 1940; *A. insularis* Compere, 1937; *A. pacificus* Compere, 1937 y *A. vexans* Kerrich, 1967. Noyes & Ren (1995) han sinonimizado *A. pacificus* con *A. longiscapus* Compere, 1937 y agregado *A. brasiliensis* (Mercet, 1926).

#### CLAVE DE ESPECIES DE *Aenasius* EN MÉXICO (hembras)

1. Escapo antenal no menos de 3 X tan largo como su anchura .....2
- Escapo antenal no más de 2 X tan largo como su anchura.....4
  
2. Ala anterior sin banda hialina desnuda en el ápice de la venación. Escapo 3-4 X más largo que ancho; funículo amarillo; maza tan larga como el funículo y el pedicelo juntos. Vértice tan ancho como 1/6 - 1/4 de la anchura de la cabeza. Dorso del tórax con fuerte brillo esmeralda o verde azulado. 1.11 - 2.03 mm. Nayarit.  
..... *A. insularis* Compere, 1937
- Ala anterior con banda hialina desnuda en el ápice de la venación.....3
  
3. Maza antenal corta y ancha, menos que 2 X más larga que ancha y solamente un poco más larga que el funículo. 1.21 - 1.9 mm. Veracruz..... *A. brasiliensis* (Mercet, 1926)
- Maza antenal alargada, más de 2 X más larga que ancha y tan larga como el funículo y el pedicelo juntos. 1.19 - 2.09 mm. Nayarit.....*A. longiscapus* Compere, 1937

4. Escapo antenal 1.4 – 1.9 X más largo que ancho, funículo completamente negro. El borde superior de la cavidad facial en forma de arco. 1.01 – 2.3 mm. Nuevo León, Veracruz.....*A. caeruleus* Brues, 1910
- Ala anterior sin banda hialina en el ápice de la venación.....5
5. Tégulas anaranjadas o amarillas en la base. Escapo antenal aproximadamente 1.5 X más largo que ancho. 0.76 - 1.35 mm. Nayarit..... *A. vexans* Kerrich, 1967
- Tégulas completamente oscuras.....6
6. Funículo antenal con algunos artejos amarillos. 1.14 - 2.16 mm. Baja California Sur, ex *Ferrisia virgata* Cockerell; Tamaulipas..... *A. advena* Compere, 1937
- Funículo antenal (Fig. 35) completamente marrón oscuro 0.88 - 1.84 mm. Tamaulipas..... *A. flandersi* Kerrich, 1967

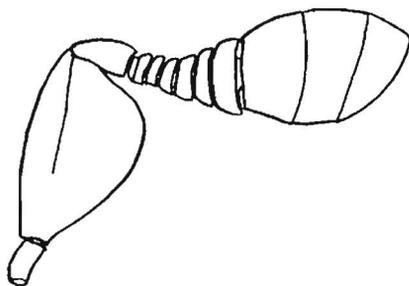


Fig. 35. *Aenasius flandersi* Kerrich, hembra, antena (orig.).

***Aenasius flandersi* KERRICH, 1967**

**Sinónimo:** *Aenasius phenacocci* Bennett, 1957, sin. n., no Ashmead, 1902.

Bennett, 1957: 569-570 (*A. phenacocci*); Kerrich, 1967: 204-205; Noyes & Ren, 1995: 125-127 (*A. phenacocci*).

**Distribución:** EE.UU. (California); México (Tamaulipas); Costa Rica; Islas Cayman, *ex Ferrisia virgata* Cockerell sobre *Sida* sp.; San Vicente; Trinidad, *ex Phenacoccus gossypii* Townsend *et* Cockerell, puede ser una identificación incorrecta de *P. madeirensis* Green (Ben- Dov, 1994) sobre *Hibiscus* sp., *Acalypha* sp. y *Lantana montividentis*; *ex Ph. madeirensis* Green sobre *Cordia curassavica* y *Tussaca* sp.; Guyana, *ex P. manihoti* Matile - Ferrero sobre *Manihot esculenta* y *ex Phenacoccus* sp. sobre *Acalypha* sp.; Ecuador; Perú, *ex Pseudococcidae* sobre algodónero *Gossypium* sp.; Uruguay.

Según Noyes & Ren (1995), *Aenasius flandersi* fue introducida al continente africano en 1978 para combatir al piojo harinoso *Phenacoccus manihoti* sobre *Manihot esculenta*, pero el parasitoide probablemente no fue liberado.

**Material estudiado:** México: Tamaulipas: Cd. Victoria. UAT, 5-XI-1996, 1 hembra (V.A. Trjapitzin).

## CAPÍTULO 6

### *Anagyryus saccharicola* TIMBERLAKE, ENEMIGO NATURAL DEL PIOJO HARINOSO DE LA CAÑA DE AZÚCAR

#### INTRODUCCIÓN

*Anagyryus saccharicola* es un parasitoide importante del piojo o escama harinosa de la caña de azúcar *Saccharicoccus sacchari* (Cockerell) (Homoptera: Coccoidea: Pseudococcidae) en muchos países tropicales del mundo. No obstante, esta especie no fue enlistada para México, donde existe la plaga. Solamente Zwaluwenburg (1953) y Contreras (1976) han citado a *Anagyryus* sp. (sin mencionar el estado) como un parasitoide de *S. sacchari*, que pudiera ser *A. saccharicola*.

En 1995, V.A. Trjapitzin y J.R. Mateos Crespo (Universidad Veracruzana) obtuvieron *A. saccharicola* de piojos harinosos sobre caña de azúcar en el Estado de Veracruz. La identificación del parasitoide la efectuó el primer autor del libro y fue confirmada por J.S. Noyes (Londres, Museo de Historia Natural). El piojo harinoso no fue identificado, pero pudiera ser *S. sacchari*.

Este capítulo contiene breve información sobre el género *Anagyryus* Howard y la especie *A. saccharicola*.

***Anagyrus* HOWARD, 1895**

Especie tipo: *Anagyrus greeni* Howard, 1896.

Sinónimos: *Heterarthrellus* Howard, 1898; *Paranusia* Brèthes, 1913; *Philoponectroma* Brèthes, 1913; *Gyranusia* Brèthes, 1920; *Gyranusa* Mercet, 1921; *Protanagyrus* Blanchard, 1940; *Xiphomastix* De Santis, 1972.

El género pertenece a la subfamilia Tetracneminae, tribu Anagyrini, subtribu Anagyrina. Más de 150 especies han sido descritas en la fauna mundial de este género, muy importante para el control biológico, la mayoría de ellas parasitan piojos harinosos (Homoptera: Pseudococcidae) y algunas a escamas de la familia Eriococcidae (Homoptera).

La fauna americana del género *Anagyrus* es hasta ahora poco estudiada y no existen revisiones contemporáneas de las especies del género. La clave de especies paleárticas ha sido publicada por Trjapitzin (1989) y una revisión de especies de la Región Oriental (Indo – Malaya) por Noyes & Hayat (1994).

El género *Anagyrus* es muy afín al género *Apoanagyrus* Compere. Las diferencias entre ellos son indicadas en el Capítulo 8 de este libro, dedicado al género *Apoanagyrus*.

***Anagyrus saccharicola* TIMBERLAKE, 1932**

Timberlake, 1932: 159 – 162; Compere, 1939: 5, 7 – 8; Mani, 1989: 756 –758; Trjapitzin, 1989: 135; Noyes & Hayat, 1994: 156 – 158.

Distribución: Estados Unidos (Texas – introducido), México, Nicaragua, Costa Rica, St. Kitts y Nevis (introducido), Barbados (introducido), Trinidad, Venezuela (introducido), Guyana (introducido), Colombia, Perú (introducido), Bolivia (introducido), Japón (Islas de Ryukyu), Taiwán, Tailandia, Malasia, Filipinas, Hawaii (introducido), Fidji, Australia (Queensland), Mauricio, Reunión, Uganda, República Sudafricana (en laboratorio).

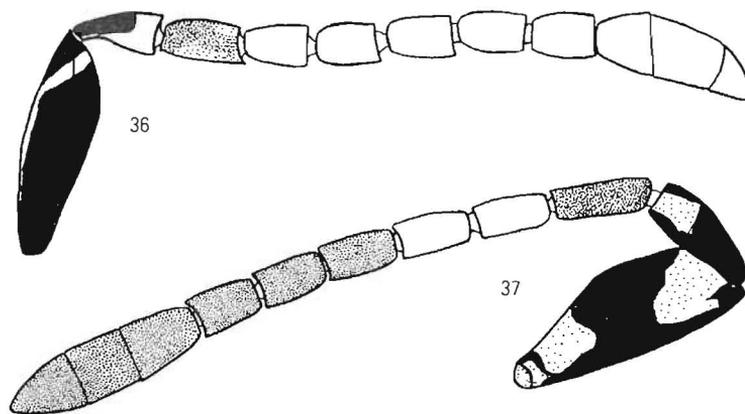
Huésped común: *Saccharicoccus sacchari* (Cockerell) sobre caña de azúcar.

*Anagyrus saccharicola* es una especie muy característica, bien adaptada para atacar piojos harinosos que se ocultan debajo de las vainas de las hojas. Por esta razón,

la hembra del parasitoide tiene el cuerpo aplanado. Su cabeza es también aplanada, las escrobas de la cara son cortas y no se unen arriba; segmentos del funículo cortos, solamente el primer segmento del funículo es negro, los demás son blancos; maza blanca (Fig. 36). Cabeza y tórax más o menos amarillo anaranjado. Metasoma muy largo. Ovipositor no saliente.

La especie fue descrita de Malasia y Filipinas (Timberlake, 1932) y es originaria de Asia Oriental, tal como su huésped *S. sacchari* y también la caña de azúcar. En 1930 fue introducida de Filipinas a Hawaii. La rápida reducción de las poblaciones de *S. sacchari* en plantaciones de caña de azúcar en 2 – 3 años es atribuida a la actividad de *A. saccharicola* (Noyes & Hayat, 1994). Posteriormente, en 1935 y nuevamente en 1952 – 1953, el parasitoide fue introducido de Hawaii a Australia pero probablemente no se estableció. Más tarde se registró su establecimiento en Australia (Noyes & Hayat, 1994).

En la zona caribeña, *A. saccharicola* fue introducido a Barbados desde Uganda en 1970 (Greathead & Gerling, 1971; Alam, 1972) y más tarde a St. Kitts (Cock, 1985) y Perú (Salazar, 1972; Pruett & Colgie, 1984; Altieri *et al.*, 1989). *A. saccharicola* ha sido introducido también a los Estados Unidos, Venezuela, Guyana y Bolivia (Noyes & Hayat, 1994).



Figs. 36 – 37. *Anagyrus* spp., hembras, antenas.

36 – *A. saccharicola* Timberlake (orig., dib. por S.N. Myartseva y V.A. Trjapitzin); 37 – *A. shahidi* Hayat (orig.).

No se tiene información de la introducción de *A. saccharicola* a México. Es probable que el parasitoide haya entrado en América por ecesis (con su huésped) durante los tiempos coloniales, a través del Océano Pacífico con plantas de caña de azúcar destinadas a las posesiones españolas americanas o después con el movimiento de plantas en este siglo o que haya penetrado desde Texas.

**Material estudiado:** México: Veracruz; Tamiahua; Alpirez; ex Pseudococcidae sobre caña de azúcar *Saccharum officinarum* Linnaeus, 21 – XII – 1995, 10 machos, 5 hembras (V.A. Trjapitzin y J.R. Mateos Crespo).

## CAPÍTULO 7

### *Anagyrus shahidi* HAYAT, UN ENTOMÓFAGO ASIÁTICO, EN EL ESTADO DE TAMAULIPAS

#### INTRODUCCIÓN

El material estudiado fue colectado con red entomológica sobre gramíneas cerca de la Universidad Autónoma de Tamaulipas, en la orilla del río San Marcos (Cd. Victoria) y en Canindo (Gómez Farías). Fue imposible identificar esta especie usando literatura sobre encírtidos de América del Norte, del Centro y del Sur. La especie no estaba presente en la Colección de la Universidad de California (Riverside). Por estas razones, algunos ejemplares de *Anagyrus* fueron enviados a Dr. John S. Noyes (Londres, Museo de Historia Natural), quien los identificó como *Anagyrus shahidi* Hayat.

*A. shahidi* Hayat es de origen asiático. Esta especie es común en Cd. Victoria, y fue obtenida también en la Reserva de la Biosfera "El Cielo", en las montañas de la Sierra Madre Oriental. En este capítulo se registra su hallazgo en el Estado de Tamaulipas.

Hay dos hipótesis acerca del hallazgo de *Anagyrus shahidi* en México. La primera es la ecesis (penetración casual con el huésped). La segunda es que *A. shahidi* fue introducido a México de la India vía Texas en los años 1957 o 1964, cuando dos encírtidos parasitoides de la escama algodonosa de los pastos *Antonina graminis* Maskell fueron introducidos para el control biológico de esta plaga de gramíneas herbáceas.

Estos parasitoides son *Apoanagyrus antoninae* Timberlake y *Neodusmetia sangwani* (Subba Rao). Ambos se establecieron en México, pero el último probablemente desplazó a *Apoanagyrus antoninae* por competencia. Puede ser que *Anagyrus shahidi* haya estado mezclado con los dos parasitoides mencionados y que haya sido introducido y establecido en México sin la exacta identificación taxonómica. Esta es también la opinión de Dr. John S. Noyes (comunicación personal).

El descubrimiento de *Anagyrus shahidi* es muy interesante para la teoría y práctica del control biológico. ¿Qué conclusiones pueden deducirse de este hecho?

1. La introducción de *Neodusmetia sangwani* a México fue sin duda un éxito importante del control biológico a nivel mundial. Fue efectuada por entomólogos mexicanos y estadounidenses.
2. Esta introducción fue efectuada sin un control taxonómico constante y, como resultado, probablemente *Anagyrus shahidi* entró a México por ecesis.
3. Esta historia confirma la necesidad de incluir taxónomos en proyectos control biológico clásico para estar seguros sobre la identidad de los entomófagos que se están introduciendo a otros países.

#### CLAVE DE ESPECIES DE *Anagyrus* DE MÉXICO (hembras)

1. Ovipositor saliente, solamente un poco más que la mitad del mesosoma. Escapo antenal 3 X más largo que ancho; funículo oscuro con los artejos 2 y 6 blancos; maza blanca. Longitud 1.75 mm. (sin ovipositor). México. (Tamaulipas); St. Vincent..... *A. pulchricornis* (Howard, 1894)
- Ovipositor no saliente o apenas saliente.....2
2. Primer artejo del funículo antenal negro, los demás artejos y maza, blancos. Alas anteriores no ahumadas. Longitud 1.22-1.75. México (Veracruz), Estados Unidos (California, Texas) (introducido), Nicaragua, Costa Rica, St. Kitts (introducido), Nevis (introducido), Barbados (introducido), Trinidad (introducido), Colombia, Perú (introducido), Bolivia, Uganda, República Sudafricana, Mauricio, Reunión, Japón (Islas de Ryukyu), India, Filipinas, Malasia, Tailandia, Taiwán, Australia, Fiji, Islas Hawaii. Parasitoide de *Saccharicoccus sacchari* Cockerell en caña de azúcar .....*A. saccharicola* Timberlake, 1932

- Primer artejo del funículo antenal negro, artejos 2 y 3 blancos o amarillos, artejos 4-6 oscurecidos; maza oscura. Alas anteriores ahumadas. Longitud 0.98 - 1.59 mm. México (Tamaulipas), India, Indonesia, Filipinas..... *A. shahidi* Hayat, 1979

### ***Anagyrus shahidi* HAYAT, 1979**

Hayat, 1979 a : 177-178; Noyes & Hayat, 1994: 107-108.

Esta especie, descrita originalmente de la India y redescrita después de India, Indonesia y Filipinas, se caracteriza de la siguiente manera:

#### **Hembra**

Cuerpo elongado, ligeramente aplanado. Frontovértice ancho, *ca.* 1/2 de la anchura de la cabeza. Escapo antenal ensanchado (Fig. 1); todos los artejos del funículo más largos que anchos. Ovipositor apenas saliente. Color del cuerpo más o menos anaranjado o anaranjado sucio, con el dorso del tórax de café negruzco a negro; artejos del funículo 2 y 3 blancos o amarillos; los otros artejos del funículo y maza más o menos y oscurecidos; escapo con banda oblicua oscura. Alas anteriores oscurecidas, especialmente debajo de la vena submarginal y del ápice de la nervadura. Longitud del cuerpo 0.98 - 1.52 mm.

#### **Macho**

Funículo antenal con pelos largos. Pene muy largo sin escleritos digitales. Alas anteriores prácticamente no oscurecidas.

## CAPÍTULO 8

ESPECIES DE *Apoanagyrus* COMPERE  
EN EL NUEVO MUNDO

## INTRODUCCIÓN

En este capítulo se presenta información general del género *Apoanagyrus* (muy común e importante en América) y una clave para identificar las hembras de las especies descritas. Dos especies de *Apoanagyrus* son empleadas como agentes importantes de control biológico de piojos harinosos que son plagas de los pastos y de la mandioca *Manihot esculenta* (Crantz). La introducción de *A. lopezi* De Santis desde América del Sur hasta África tropical para el combate biológico contra *Phenacoccus manihoti* Matile-Ferrero sobre mandioca, es estimada como uno de los éxitos más grandes del control biológico durante toda la historia de este método de supresión de plagas de plantas cultivadas. Este hecho justifica ampliamente el estudio del género *Apoanagyrus*.

Se estudió la especie *Apoanagyrus trinidadensis* Kerrich del Estado de Durango, México (Lerdo, 5 hembras, 4 machos, colectados por P. de Bach e identificados por D. Rosen) en la colección del Museo Entomológico de la Universidad de California en Riverside, Estados Unidos. La identificación fue confirmada por el primer autor comparando los ejemplares de México con los materiales de Trinidad, país donde *A. trinidadensis* fue descrita originalmente. La clave para identificación de las especies americanas de *Apoanagyrus* fue elaborada utilizando material de la colección de encírtidos del Instituto Zoológico, Academia de Ciencias de Rusia, San Petersburgo y su extensa biblioteca.

Quince especies del género *Apoanagyryus* han sido registradas hasta ahora de América. Se preparó la clave de hembras de 14 especies; *A. pallidipes* (Ashmead, 1900) de Estados Unidos (Distrito de Columbia) no se incluye porque su hembra es desconocida. Solamente dos especies de *Apoanagyryus* son conocidas de México: *A. trinidadensis* Kerrich, 1953 y *A. antoninae* (Timberlake, 1920). *A. trinidadensis* es indígena de América, fue citada anteriormente de los estados de Sonora y Durango (México) por De Bach & Warner (1969) y de Durango por Kerrich (1982), en ambos casos se indica como huésped al piojo harinoso *Ferrisia virgata* Cockerell, plaga de muchos cultivos tropicales y subtropicales. *A. antoninae* fue introducida de Texas (donde se introdujo de Hawaii aunque probablemente inmigró desde Asia) a México (Tamaulipas en 1957, San Luis Potosí en 1958) y se estableció como parasitoide de la escama algodonosa de los pastos *Antonina graminis* Maskell (para la literatura correspondiente véase Trjapitzin & Ruíz Cancino 1996, 1997). En el período 1995 - 1998, *A. antoninae* no fue colectada por los autores en México. Es posible que *A. antoninae* haya sido reemplazada en México por otro parasitoide, *Neodusmetia sangwani* (Subba Rao), que fue introducido a México en 1959. Esta situación ya ocurrió también en Florida (Schuster & Dean, 1976; Bennett, 1994).

### *Apoanagyryus* COMPERE, 1947

Especie tipo: *Apoanagyryus californicus* Compere, 1947

Sinónimos: *Anathrix* Burks, 1952; *Aglyptoideus* De Santis, 1964.

El género *Anathrix* (especie tipo: *A. argyrus* Burks, 1952 fue sinonimizado con *Apoanagyryus* por Noyes & Woolley (1994), el género *Aglyptoideus* (especie tipo: *A. rusticus* De Santis, 1964), con *Anathrix* por Noyes (1980).

*Apoanagyryus* pertenece a la subfamilia Tetracneminae, a la tribu Anagyryini y a la subtribu Anagyryina (Trjapitzin, 1989).

Veinte especies de *Apoanagyryus* han sido descritas hasta ahora en la fauna mundial. Trece de ellas son indígenas en América. *A. antoninae* (Timberlake, 1920) proviene de Asia y fue introducida a América. *A. californicus* Compere, 1947, descrita de Estados Unidos, penetró con los piojos harinosos a Hawaii y fue descubierta también en Hong Kong. Cinco especies de *Apoanagyryus* son conocidas solamente de la región Paleártica: *A. archangelskayae* (Trjapitzin, 1972) en Turkmenistán y Uzbekistán, *A. kurilensis* (Sharkov,

1983) en Rusia, *A. nitidus* (Trjapitzin *et* Rzajeva, 1967) en Bulgaria y Azerbaydzhán, *A. sacchalinensis* (Sharkov, 1986) en Rusia y *A. sogdianus* (Sugonjaev, 1968) en Tadjikistán. La clave para la identificación de 4 especies paleárticas fue publicada por Trjapitzin (1989 - como *Epidinocarsis* Girault), y la clave y descripciones de 7 especies americanas por Kerrich (1982).

La diagnosis más reciente de *Apoanagyrus* fue publicada por Noyes & Hayat (1994). El carácter más importante de este género es la escultura del frontovértice entre el ocelo anterior y el borde superior de las escrobas: la escultura es regular, hexagonalmente reticulada, parecida en el diámetro de sus elementos a una faceta de los ojos; con tal escultura del frontovértice se pueden diferenciar los géneros *Apoanagyrus* y *Anagyrus*, los cuales son muy afines. En *Anagyrus*, el frontovértice es normalmente mate y su escultura es muy fina, en forma de celda o de otro tipo (rugosa, finamente rayada, estrigosa, etc.); el funículo antenal es de 6 artejos; las mandíbulas, como en todos los Anagyrini, son bidentadas; el mesoescudo sin notaulos; las alas bien desarrolladas y la vena marginal de las alas anteriores normalmente tan larga como la estigmática.

En la hembra, el escapo puede ser fuertemente ensanchado y aplanado, pero también subcilíndrico (linear) en algunas especies; artejos del funículo más largos que anchos; maza triarticulada con suturas subparalelas. El borde del occipucio es siempre agudo. Línea calva de las alas anteriores cerrada posteriormente e interrumpida. Ovipositor en general no distintamente saliente.

En el macho, el escapo ligeramente ensanchado y aplanado; todos los artejos del funículo considerablemente más largos que anchos, con pelos muy largos; el sexto artejo del funículo y la maza con sensilas escamiformes.

#### CLAVE DE ESPECIES DE *Apoanagyrus* DEL NUEVO MUNDO (hembras)

1. Escapo antenal muy ensanchado, de 1.5 a 2.5 X más largo que ancho.....2
- Escapo antenal no ensanchado o ligeramente ensanchado, al menos 4 X más largo que ancho.....8

2. Maza antenal negra, solamente un poco pálida en el ápice. 2-3 artejos del funículo más o menos amarillos, a veces ligeramente oscurecidos en la base y en el ápice; el primer artejo del funículo aproximadamente 6 X más largo que ancho; escapo 1.8 X más largo que ancho. Ocelos formando un triángulo claramente agudo. Colombia, ex *Phenacoccus madeirensis* Green sobre mandioca *Manihot esculenta*; Perú, ex *Phenacoccus* sp. sobre algodónero (*Gossypium* sp.) ..... *A. elgeri* Kerrich, 1982
- Maza antenal blanca o blanca-amarillenta, a veces con la base oscurecida o negra.....3
3. Todos los artejos del funículo antenal negros. Escapo 1.8 X más largo que ancho; el primer artejo del funículo hasta 4 X más largo que ancho. Ocelos formando un triángulo claramente agudo. Bermudas, ex *Phenacoccus gossypii* Townsend et Cockerell, puede ser una identificación incorrecta de *Phenacoccus madeirensis* Green sobre *Acalypha* sp.; Jamaica ..... *A. bermudensis* (Kerrich, 1982)
- Funículo antenal con 1 o 2 artejos claros (blancos o blanco-amarillentos).....4
4. El quinto y sexto artejos del funículo antenal (a veces solamente el sexto) claros. Escapo 1.5 - 1.7 X más largo que ancho.....5
- El segundo y tercer artejos del funículo antenal amarillentos (el tercer artejo puede ser oscuro sólo en la base completamente).....6
5. El primer artejo del funículo antenal visiblemente más largo que el segundo artejo (Fig. 38). Quinto artejo del funículo a veces oscurecido. Ocelos forman un triángulo rectángulo. Mesoescudo comúnmente más o menos anaranjado. Metasoma considerablemente más largo que el mesosoma y la cabeza juntos. Cuerpo aplanado. Hembra 1.5 - 1.7 mm; macho: 1.3 mm. -Rusia (Sakhalin), ex *Antonina crawi* Cockerell sobre bambú *Sasa* spp.; Japón, ex *A. crawii* sobre bambú; la especie ha penetrado por ecesis con piojos harinosos a las Islas Hawaii, donde parasita *A. crawi* y *A. graminis* Maskell; en 1942-1950 y 1953 fue introducido de las Islas Hawaii a Texas y en 1954-1957 de Texas a Florida (EE.UU.), donde el parasitoide se estableció sobre *A. graminis* - plaga de *Chloris guyana* y otras gramíneas; en 1957-1958 fue introducido de Texas a México contra la misma plaga, su establecimiento fue constatado; descubierto en Brasil..... *A. antoninae* (Timberlake, 1920)
- El primer artejo del funículo antenal apenas más largo que el segundo. Ocelos forman un triángulo equilátero. Mesoescudo oscuro. Trinidad..... *A. gaudens* Kerrich, 1982

6. Anchura del vértice es igual *ca.* 2/3 de la anchura del ojo (vista dorsal); ocelos forman un triángulo claramente agudo. Escapo antenal 1.4 - 1.8 X más largo que ancho (Fig. 39). El primer artejo del funículo 4.5 X más largo que ancho. México (Durango y Sonora; *ex Ferrisia virgata* Cockerell sobre plantas ornamentales); Trinidad, *ex. F. virgata* sobre cacao y *Ferrisia* sp. sobre tomatera..... *A. trinidadensis* Kerrich, 1953
- Anchura del vértice casi igual que la anchura del ojo (vista dorsal); ocelos forman un triángulo equilátero o rectángulo. Escapo antenal 2.2 - 2.5 X más largo que ancho.....7
7. Ocelos forman un triángulo equilátero. Escapo antenal 2.5 X más largo que ancho (Fig. 40); 4-6 artejos del funículo considerablemente más largos que anchos. Coxas anteriores negras. Estados Unidos (California, *ex Phenacoccus solani* Ferris; Florida); Hong Kong, *ex P. solani*; Islas Hawaii (penetró por ecesis con piojos harinosos)..... *A. californicus* Compere, 1947
- Ocelos forman un triángulo rectángulo. Escapo antenal 2.2 X más largo que ancho (Fig. 42); 4-6 artejos del funículo casi cuadrados. Coxas anteriores de color café rojizo. Hembra: 1.44 mm; Macho: 0.94 mm. México (Nuevo León) (Velázquez Raygoza *et al.*, 1998); Bolivia, Brasil, Paraguay, Argentina; parasitoide de *Phenacoccus manihoti* Matile-Ferrero sobre mandioca *Manihot esculenta*; el parasitoide ha sido introducido con éxito para el control biológico de esta plaga a 25 países de Africa Tropical, incluyendo Nigeria (en 1981), Congo, Gabón, Ghana; Costa de Marfil, Senegal, Togo y Zambia..... *A. lopezi* (De Santis, 1964).
8. Todos los artejos del funículo antenal negros u oscuros.....9
- Funículo antenal al menos con un artejo de color claro.....10
9. Línea calva de la ala anterior interrumpida solamente por 2 filas de pelos. El primer artejo del funículo antenal 2 X más corto que el escapo; antenas insertadas cerca del clípeo. Hembra: 1.8-2 mm. Estados Unidos (Virginia, *ex Ferrisia virgata* Cockerell; Texas)..... *A. argyrus* (Burks, 1952)
- Línea calva de la ala anterior ampliamente interrumpida. El primer artejo del funículo antenal aproximadamente 3 veces más corto que el escapo; antenas insertadas en el nivel del borde inferior de los ojos. Hembra: 2.08 mm. Argentina..... *A. rusticus* (De Santis, 1964)

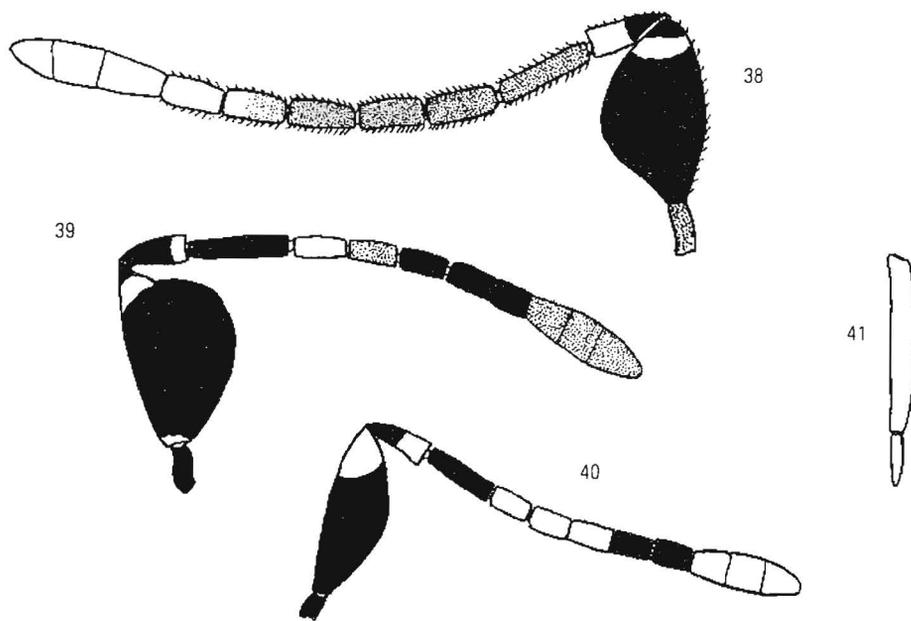


Fig. 38 - 41. *Apoanagyrs* spp., hembras, antenas.

38 - *A. antoninae* (Timberlake) (ex Timberlake, 1920); 39 - *A. trinidadensis* Kerrich (ex Kerrich, 1953);  
 40 - *A. californicus* Compere (ex Compere, 1947); 41 - *A. diversicornis* (Howard), radícula y escapo (ex Kerrich, 1982).

10. Artejos 2-6 del funículo antenal claros (solamente el primer artejo oscuro). Escapo linear, algo más que 7 X más largo que ancho; el primer artejo del funículo 4 X más largo que ancho. Ocelos forman un triángulo equilátero. Hembra: 1.7 mm. Argentina..... *A. malenotus* (De Santis, 1972)
- Artejos 2 y 6 del funículo antenal (o solamente el segundo artejo) claros.....11
11. El segundo y el sexto artejos del funículo antenal blancos. Escapo aproximadamente 4 X más largo que ancho; el primer artejo del funículo casi 6 X más largo que ancho. Cuerpo amarillo-anaranjado; cabeza, pronoto en su parte anterior (alrededor del cuello), ápice del metasoma y vainas del ovipositor negros. Hembra: 2.18 mm. Argentina..... *A. nigriceps* (De Santis, 1972)
- Solamente el segundo artejo del funículo antenal claro.....12

12. La parte saliente de las vainas del ovipositor tan larga como la mitad de la longitud del metasoma (o algo más larga). Escapo antenal 4 X más largo que ancho; el primer artejo del funículo 5 X más largo que ancho. Hembra (sin ovipositor): 1.75 mm. St. Vincent..... *A. terebratus* (Howard, 1894)
- Ovipositor no saliente o apenas saliente.....13
13. Escapo antenal 5 X más largo que ancho (Fig. 41). Hembra: 1.4 mm. St. Vincent, *ex* Pseudococcidae; Dominica, *ex* Pseudococcidae; Barbados, *ex* *Phenacoccus gossypii* Townsend *et* Cockerell, puede ser una identificación incorrecta de *Phenacoccus madeirensis* Green; Tobago; Trinidad; Guayana Francesa, *ex* *P. ?manihoti* Matile-Ferrero sobre mandioca *Manihot esculenta* y *ex* *P. herreni* Cox *et* Williams sobre la misma

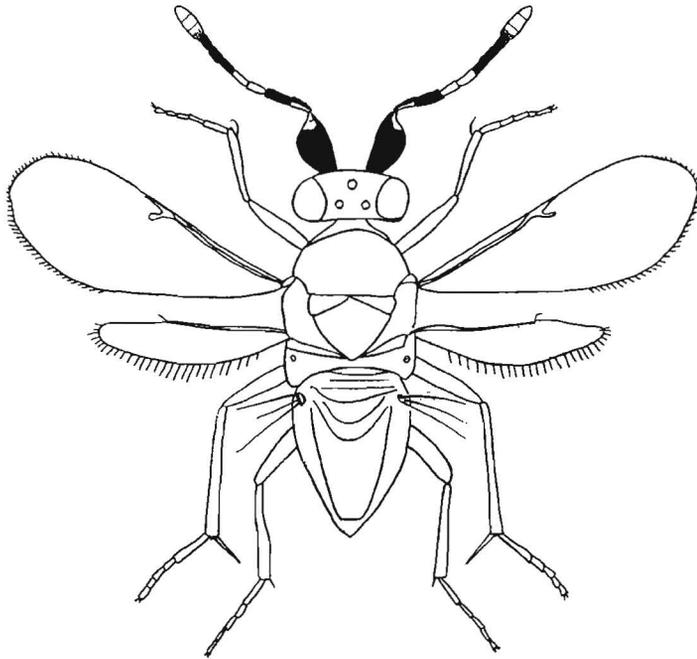


Fig. 42. *Apoanagyrus lopezi* (De Santis), hembra (*ex* De Santis, 1964).

planta; Guayana, ex *Ph. herreni*; Colombia, e. *P. herreni*; Brasil ex *P. herreni*; Paraguay y Chile, ex *P. manihoti*; Argentina, ex *P. gossypii*, puede ser una identificación incorrecta de *Phenacoccus madeirensis* Green; fracasó la tentativa de introducción del parasitoide a África Occidental para el control biológico de *P. manihoti*..... *A. diversicornis* (Howard, 1894)

- Escapo antenal 7.6 X más largo que ancho. Hembra: 1.3 mm. Argentina ..... *A. montivagus* (De Santis, 1964)

## CAPÍTULO 9

### *Arrhenophagus chionaspidis* AURIVILLIUS, PARASITOIDE DE LA ESCAMA NIEVE DE LOS CÍTRICOS

#### INTRODUCCIÓN

En 1996, la M.C. Juana María Coronado Blanco obtuvo un pequeño encírtido, *Arrhenophagus chionaspidis* Aurivillius a partir de la escama nieve de los cítricos *Unaspis citri* (Comstock) en hojas de naranjo 'Valencia' obtenidas en Llera, Tamaulipas. Dicha escama es una plaga seria de la naranja *Citrus sinensis* (L.) Osbeck, toronja *Citrus paradisi* Macf. y lima *C. aurantifolia* (Christm.) Swingle en México.

*Unaspis citri* (Homoptera: Diaspididae) es una escama armada que ataca cítricos, infestando principalmente los troncos. También ataca ramas, ramitas y, en infestaciones fuertes, se encuentra en hojas y frutos; causa grietas en la corteza del árbol, por lo que pierde vigor, reduce su producción y puede llegar a morir.

El control químico es ineficiente para esta escama ya que las aspersiones son dirigidas hacia el follaje y no alcanzan a la plaga en el tronco y las ramas interiores. Por lo anterior, es necesario resaltar la importancia del control biológico de esta escama dentro del manejo integrado de plagas.

Anteriormente, *Arrhenophagus chionaspidis* fue registrada por De Santis (1989b) para México sin indicar el lugar de colecta y el huésped. Hasta ese momento, sólo

*Aspidiotiphagus* sp. (Hymenoptera: Aphelinidae) había sido registrado como parasitoide de esta plaga en México (Coronado & Ruíz, 1995).

*Arrhenophagus chionaspidis* está distribuido ampliamente en muchas partes del mundo e infesta varias especies de escamas armadas en distintas zonas climáticas pero como parasitoide de *Unaspis citri* fue reportado solamente en Argentina (Terán *et al.* 1985). El conocimiento de este parasitoide es importante para la estimación del control natural y el desarrollo del control biológico clásico y del manejo integrado de las poblaciones de la escama nieve de los cítricos.

Durante el período comprendido entre septiembre de 1995 y marzo de 1996, se colectaron muestras de hojas y ramitas infestadas con escama de nieve *Unaspis citri* en diversas huertas de cítricos de Llera, Tamaulipas. Dichas muestras fueron transportadas en bolsas de papel al Laboratorio de Control Biológico de la Unidad Académica Multidisciplinaria Agronomía y Ciencias para ser colocadas en cajas Petri y en charolas de plástico, respectivamente, con papel húmedo como base y tapadas con Kleen Pack, para esperar la emergencia de parasitoides. Los parasitoides emergidos fueron montados en laminillas para su posterior determinación con las claves de Trjapitzin (1989).

Se obtuvieron especímenes de *Arrhenophagus chionaspidis* Aurivillius sobre los machos de tercer estadio de la escama de nieve *Unaspis citri* (Comstock), los cuales fueron determinados por el primer autor, siendo el primer registro en México de esa avispa como parasitoide de la escama de nieve.

Además, en este capítulo se caracteriza brevemente al género *Arrhenophagus*, se incluye la clave para la identificación de las dos especies conocidas de este género y una sinopsis de las mismas.

### ***Arrhenophagus* AURIVILLIUS, 1888**

Especie tipo: *Arrhenophagus chionaspidis* Aurivillius, 1888

Sinónimo: *Mymariella* Risbec, 1951

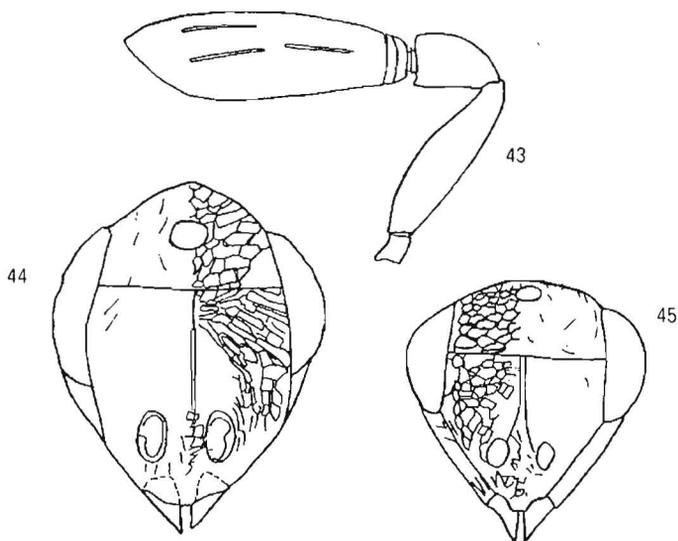
*Arrhenophagus* pertenece a la subfamilia Encyrtinae y a la tribu Arrhenophagini. Solamente dos especies han sido descritas de la fauna mundial, ambas son endoparasitoides primarios de escamas armadas (Homoptera: Diaspididae). Estas avispidas son muy pequeñas, con longitud del cuerpo menor de 1 mm, los tarsos de *Arrhenophagus* consisten de cuatro

segmentos, lo que es raro entre los encírtidos. Funículo antenal de la hembra compuesto de 2-4 segmentos muy pequeños, anillados, aplanados, junto a la maza que es muy larga y entera, al menos tan larga como el resto de la antena (Fig. 43). Funículo del macho de 4 o 6 segmentos, normales. Alas anteriores anchas con un máximo de 2.25 veces tan largas como anchas y con fimbria marginal mucho más corta que la anchura de la ala. Mandíbula con un diente agudo y un pequeño rudimento del segundo diente (Trjapitzin, 1989).

Además de *Arrhenophagus*, se conocen solamente otros dos géneros de Encyrtidae caracterizados por tener los tarsos de 4 segmentos: *Anthemus* Howard y *Tetracyclos* Kryger. Todas las especies conocidas de *Anthemus* son endoparasitoides primarios de escamas armadas. Este género se puede distinguir fácilmente de *Arrhenophagus* por tener de 5 a 6 segmentos normales (no anillados) en las antenas de la hembra y por tener alas anteriores muy estrechas, con la fimbria marginal no más corta que la anchura de la ala. En el género *Tetracyclos*, la especie *T. boreios* Kryger es conocida de algunas islas de Canadá, la región Ártica y de Groenlandia, donde fue criada de pseudocóccidos sobre *Dryas* (Fam. Rosaceae). Además, entre las especies del género *Oobius* Trjapitzin, normalmente caracterizado por 5 segmentos tarsales, hay una especie con 4 segmentos en los tarsos, *O. anomalus* Guerreri, Garonna et Viggiani, descubierta en Italia. Todos estos géneros de encírtidos con tarsos de 4 segmentos pertenecen a tribus diferentes: *Arrhenophagus* a Arrhenophagini, *Anthemus* a Anthernini, *Tetracyclos* a Aphycini y *Oobius* (parasitoides de huevos de Coleoptera y algunos Diptera) a Microteryini. La reducción del número de los segmentos tarsales en Encyrtidae es paralela e independiente, como la oligomerización conectada con la miniaturización de los insectos.

#### CLAVE DE ESPECIES DE *ARRHENOPHAGUS*

1. Hembra. Borde de la boca casi sin excavaciones (Fig. 44). Escultura de la cara alargada. Tóbulos más o menos alargados. Escultura del escutelo fuertemente alargada. Macho. Funículo antenal de 6 segmentos..... *A. albitibiae* Girault, 1915.
- Hembra. Borde de la boca con 2 excavaciones (Fig. 45). Escultura de la cara un poco transversa. Tóbulos ovales. Escultura del escutelo poco alargada. Cuerpo negro-marrón. 0.5 - 0.6 mm. Macho. Funículo antenal de 4 segmentos.....  
..... *A. chionaspidis* Aurivillius, 1988.



Figs. 43-45. *Arrhenophagus* spp., hembras.

43- *A. chionaspidis* Aurivillius, antena (ex De Santis, 1964); 44 - *A. albitibiae* Girault, cabeza, vista frontal (ex Annecke & Prinsloo, 1974); 45 - *A. chionaspidis*, cabeza, vista frontal (ex Annecke & Prinsloo, 1974).

## SINOPSIS DE ESPECIES

### *Arrhenophagus albitibiae* GIRAULT, 1915

Sinónimo: *A. albipes* Girault, 1915

Girault, 1915b: 241-242, 242 (*A. albipes*); Swezey, 1926: 294-295 (*A. albipes*); Tachikawa, 1957: 174-176 (como *A. chionaspidis*); 1958 : 118-119 (como *A. chionaspidis*); 1963: 240-243 (como *A. chionaspidis*); Annecke & Prinsloo, 1974: 38-40; Mc Clure, 1986: 1411-1421; Bennett & Noyes, 1989; 370-373; Trjapitzin, 1989: 378.

Distribución: Estados Unidos (Florida), Hawaii, Japón, China, Hong-Kong, Rusia (Territorio de Primorye) y Sri Lanka.

Biología: La especie fue criada en Florida de *Pseudaulacaspis pentagona* Targioni-Tozzetti, en Japón de *Aulacaspis yabunikkei* Kuwana, *Fiorinia pinicola* Maskell, *F. vaccinae* Kuwana,

*Nuculaspis tsugae* Marlatt, *Pinnaspis aspidistrae* Signoret y *Pseudaulacaspis pentagona* Targioni-Tozzetti, en China de *Canceraspis brasiliensis* Hempel, en Hong-Kong de *Chionaspis eugeniae* Maskell, en Rusia de *Pseudalacaspis cockerelli* Cooley y en Sri Lanka de *Fiorinia saprosmae* Green. Es probable que el parasitoide haya penetrado a Hawaii y Florida con sus huéspedes por ecesis.

### *Arrhenophagus chionaspidis* AURIVILLIUS, 1888

Sinónimos: *Coccobius diaspidis* Ashmead, 1900; *Mymariella parlatoriae* Risbec, 1951; *A. diaspidiatus* Agarwal, 1963; *A. intermedius* Ev. Blanchard, 1964.

Aurivillius, 1888: 144-146; Howard, 1895: 239-240; 1898 a: 135-136; Ashmead, 1900: 408 (*Coccobius diaspidis*); Mercet, 1921: 53-54 (*Arrhenophagus*); Ferrière, 1949: 370; Risbec, 1951: 402-403 (*Mymariella parlatoriae*); Agarwal, 1963: 394-397 (*Arrhenophagus diaspidiatus*); Blanchard In: De Santis, 1964: 402-403 (*A. intermedius*); Peck, 1963: 470; Erdős, 1964: 39-40; Hoffer, 1964: 118-122; Annecke & Prinsloo, 1974: 36-38; Gordh, 1979: Hayat, 1979 b: 317; Noyes, 1980: 123-179; Hayat & Subba Rao, 1981: 108; Prinsloo, 1983: 5; Noyes & Hayat, 1984: 235; Guyot & Quilici, 1987: 538-592; Trjapitzin, 1989: 377-378; Noyes, 1990 b: 135, 157.

Distribución: Estados Unidos (Maryland, al sur hasta Florida); México, Tamaulipas: Llera; Ej. La Purísima, ex *Unaspis citri* (Comstock) sobre *Citrus sinensis* (L.) Osbeck, 11-II-1996, col. Juana María Coronado-Blanco; Jamaica, Puerto Rico, Barbados, Guyana, Brasil, Perú, Argentina, España (Islas Baleares, Islas Canarias), Portugal (Madeira), Inglaterra, Suecia, Polonia, Checoslovaquia (antes), Hungría, Suiza, Francia, Rusia (Provincia de San Petersburgo, zona marítima subtropical de Territorio de Krasnodar, Kabardino-Balkaria), Georgia, Senegal, Reunión, India, Sri Lanka y Nueva Zelanda.

Biología: Esta especie es endoparasitoide de muchas especies de escamas armadas. En Europa es parasitoide común de la escama del rosal *Aulacaspis rosae* Bouché en *Rosa* spp. y de la escama del sauce *Chionaspis salicis* Linnaeus, muy común en sauces *Salix* spp., en serbal *Sorbus aucuparia* y en algunas otras plantas. Es probable que *Arrhenophagus chionaspidis* haya llegado a algunas otras regiones del mundo con los rosales. En Estados Unidos fue criada de *Aulacaspis rosae*, *Diaspidiotus perniciosus* Comstock y *D. forbesi* Johnson.

Se conoce una tentativa de introducción de *Arrhenophagus chionaspidis* a los Estados Unidos (Maryland) para el control biológico de *Pseudaulacaspis prunicola* Maskell; los resultados son inciertos (Barbosa *et al.*, 1994). Es probable que los especímenes de *Arrhenophagus chionaspidis* introducidos en 1904 de Japón a Perú (Vaughan, 1992) pertenezcan a la especie *Arrhenophagus albitibiae* Girault.

## CAPÍTULO 10

***Blepyrus insularis* (CAMERON), ENEMIGO  
NATURAL DEL PIOJO HARINOSO LISTADO**

## INTRODUCCIÓN

En 1996, V.A. Trjapitzin colectó en la Sierra Madre Oriental, cerca de Cd. Victoria (Estado de Tamaulipas, México), una hembra de *Blepyrus insularis* (Cameron). La especie tiene distribución amplia en la zona tropical del mundo y es conocida como un agente efectivo de control natural de piojos harinosos en cafeto, cacao, guayabo y algunas otras plantas cultivadas. En México, esta especie había sido registrada para los Estados de Nuevo León (Howard, 1898c; Timberlake, 1922; De Bach & Warner, 1969; García Martell, 1973), Sonora, Sinaloa y Baja California (San Bartolo) (De Bach & Warner, 1969).

El género *Blepyrus* Howard es característico para América desde Estados Unidos hasta Colombia y Brasil, y lo más probable es que sea indígena también de México. En este capítulo se presenta información del género *Blepyrus*, de la especie *B. insularis* y la clave para la identificación de hembras de las 12 especies de *Blepyrus* descritas en la fauna mundial.

Trjapitzin & Ruíz Cancino (1996) indicaron la presencia de al menos cuatro especies de *Blepyrus* en México: *B. decimus* Kerrich, 1982; *B. insularis* (Cameron, 1886) y *B. pretiosus* (Timberlake, 1924). Algunas especies no identificadas del género fueron descubiertas en el Estado de Colima (Cázares de Hoyos *et al.*, 1989), Nuevo León (Rodríguez Pérez y Reyes

Villanueva, 1990) y Morelos (Domínguez y Carrillo, 1976). El género ha sido poco estudiado. Noyes (1980) indica que dos o tres especies no descritas se hallan en Trinidad.

### ***Blepyrus* HOWARD, 1898**

**Especie tipo:** *Blepyrus mexicanus* Howard, 1898

**Sinónimos:** *Euryrhopalus* Howard, 1898; *Coccophoctonus* Ashmead, 1900; *Synaspidia* Timberlake, 1924)

Howard, 1898 c: 233-234; 237 (*Euryrhopalus*); Ashmead, 1900: 375 (*Coccophoctonus*); Timberlake, 1922: 167-173; 1924 b: 397-402 (*Synaspidia*); Kerrich, 1967: 225-228; 235-245 (*Euryrhopalus*); Noyes & Woolley, 1994: 1328, 1330.

El género pertenece a la subfamilia Tetracneminae y la tribu Aenasiini (Noyes & Hayat, 1984).

Las hembras de *Blepyrus* se caracterizan por lo siguiente: son insectos robustos, oscuros, con brillo metálico más o menos desarrollado; cabeza hipognata; frontovértice generalmente angosto, de menos de 1/10 a 1/3 de la anchura máxima de la cabeza, en la mayoría de las especies conocidas no más que 1/6; superficie del frontovértice con puntuación gruesa, estos puntos generalmente llegan solamente a la parte más alta de la cavidad facial; los puntos situados más abajo son más escasos, menos profundos y no tan gruesos (Fig. 47). Antenas cortas, con maza; escapo sólo ligeramente dilatado por abajo, o no dilatado; segmentos del funículo cortos, generalmente transversos. Mandíbulas bidentadas o tridentadas. Vena postmarginal generalmente más larga que la estigmática (Fig. 48).

El género *Blepyrus* se puede confundir en América con otro que es muy común, *Aenasius* Walker. Sin embargo, las hembras de *Aenasius* tienen la vena postmarginal no más larga que la estigmática o solamente un poco más larga. La puntuación del frontovértice de las especies americanas de *Aenasius* llega más abajo entre el ojo y la cavidad facial (Fig. 46). Escapo antenal (de las hembras) con frecuencia fuertemente dilatado en posición ventral.

Todas las especies de *Blepyrus* cuya biología se conoce son endoparasitoides de piojos harinosos (Homoptera: Pseudococcidae).

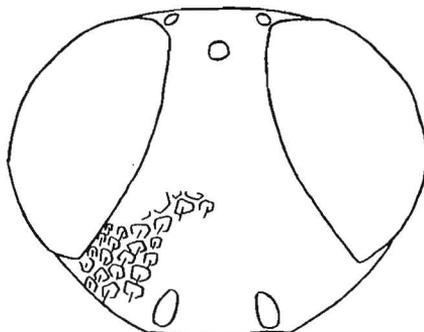


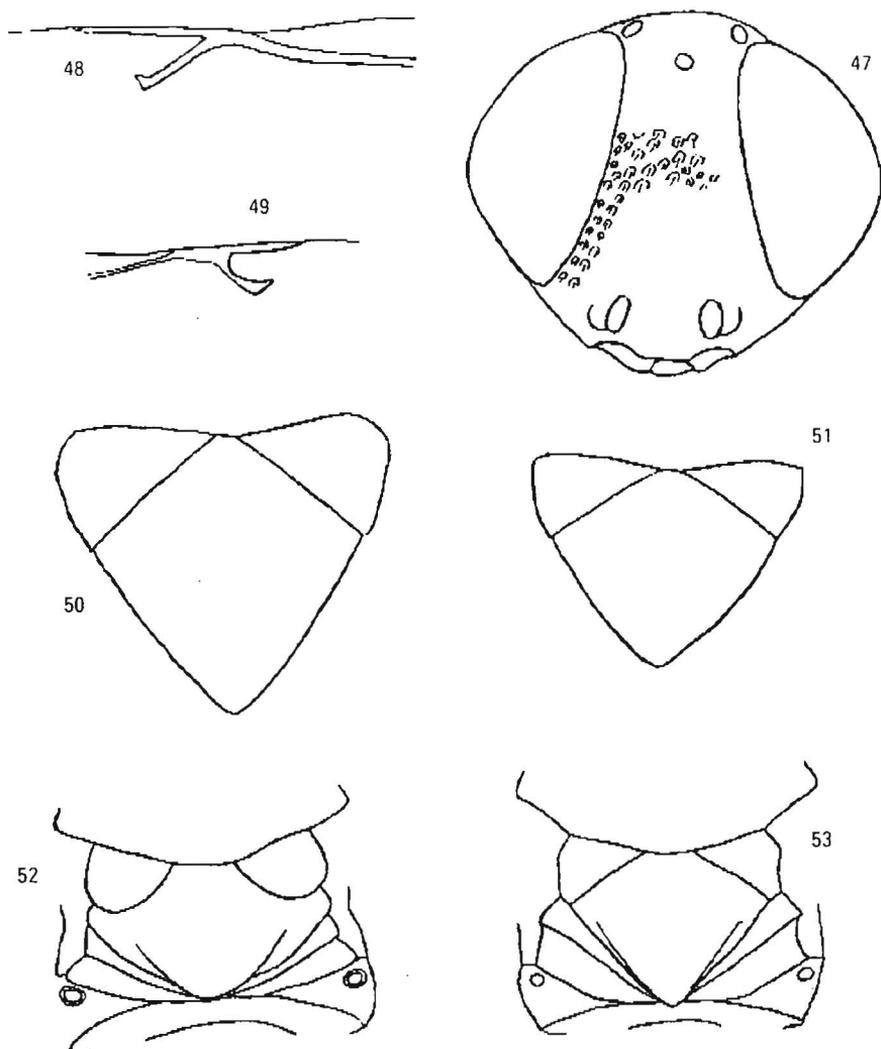
Fig. 46. *Aenasius advena* Compere, hembra, cabeza, vista frontal (ex Kerrich, 1967).

A continuación se presenta la clave para la identificación de hembras de las especies del género *Blepyrus* descritas en el mundo (según Kerrich, 1967), con algunas modificaciones y adiciones.

#### CLAVE DE ESPECIES DE *Blepyrus* DEL MUNDO (hembras)

1. Anchura del frontovértice de 1/6 a 1/3 de la anchura máxima de cabeza. Vena postmarginal de las alas anteriores considerablemente más larga que la vena estigmática (Fig. 48)..... 2
- Anchura del frontovértice casi siempre menos de 1/6 de la anchura máxima de cabeza. Vena postmarginal de las alas anteriores no considerablemente más larga (a veces no más larga) que la vena estigmática (Fig. 49)..... 3
2. Espacio malar bastante largo (cerca de 0.4 de la altura del ojo). Escapo antenal 7 X más largo de su anchura máxima; segmentos del funículo en forma de taza o cortos y cilíndricos. Mandíbulas bidentadas. Funículo y maza antenal negras. Escutelo punteado (Fig. 50). Tibias posteriores considerablemente oscuras. Brasil.....  
 ..... *B. clavicornis* (Compere, 1939)
- Espacio malar corto (cerca de 0.25 de la altura del ojo). Escapo antenal 5 - 6 X más largo que su anchura máxima; segmentos del funículo de forma de platillo. Mandíbulas tridentadas. Escutelo no punteado (Fig. 51). Funículo y maza antenal café pálido; tibias

- posteriores amarillas con café. Distribución: *cf.* p. 87 (Macho: antena con funículo de 3 segmentos).....*B. insularis* (Cameron, 1886)
3. Escutelo brillante, con el ápice muy obtuso marginado con una carina aguda o con un pliegue. Propodeo con espiráculos muy grandes (Fig. 52)..... 4
- Escutelo no brillante, con el ápice considerablemente menos obtuso, no marginado con una carina aguda o con un pliegue. Propodeo con espiráculos pequeños (Fig. 53)..... 6
4. Frontovértice muy estrecho, menos de 1/6 de anchura máxima de la cabeza; ocelo anterior a distancia de 1/4 su diámetro del borde del ojo. Escapo antenal casi 5 X más largo que su anchura máxima. Pubescencia cerca del espiráculo propodeal muy densa y larga. Alas anteriores con área ahumada bien pronunciada en el ápice de la vena submarginal: las venas marginal, postmarginal y estigmática llega a la mitad de la anchura de la ala. Propodeo sin brillo verde azulado; tibias posteriores e intermedias no pálidas en las bases. Estados Unidos (Florida)..... *B. schwarzi* (Howard, 1898)
- Frontovértice menos estrecho, cerca de 1/6 de la anchura máxima de la cabeza, ocelo anterior a distancia de 2/3-1 de su diámetro del borde del ojo. Escapo antenal 4 X más largo que su anchura máxima. Pubescencia cerca del espiráculo propodeal de moderada longitud y densidad. Alas anteriores, excepto el espéculo, ligeramente ahumadas de manera uniforme. Propodeo con brillo verde azulado bien marcado por los lados..... 5
5. Escudo del mesonoto con puntos pilíferos separados unos de otros por una distancia igual o un poco mayor al diámetro de un punto; escultura de axilas y escutelo semejante a la escultura de escudo del mesonoto. Alas anteriores relativamente anchas, menos de 2 X más largas que su anchura máxima. Ojos distintamente peludos (con aumento 25 X). México (Veracruz), *ex* Pseudococcidae sobre *Tillandsia* sp. (fam. Bromeliaceae) y *ex* *Dysmicoccus brevipes* (Cockerell) (Homoptera:Pseudococcidae) sobre una planta de la fam. Bromeliaceae; Guatemala, *ex* *D. brevipes*..... *B. pretiosus* (Timberlake, 1924)
- Escudo del mesonoto con puntos pilíferos separados unos de otros por una distancia considerablemente mayor que el diámetro de un punto; axilas y escutelo considerablemente menos brillantes que el escudo del mesonoto y con microescultura considerablemente más pronunciada. Alas anteriores 2.3 X más largas que su anchura

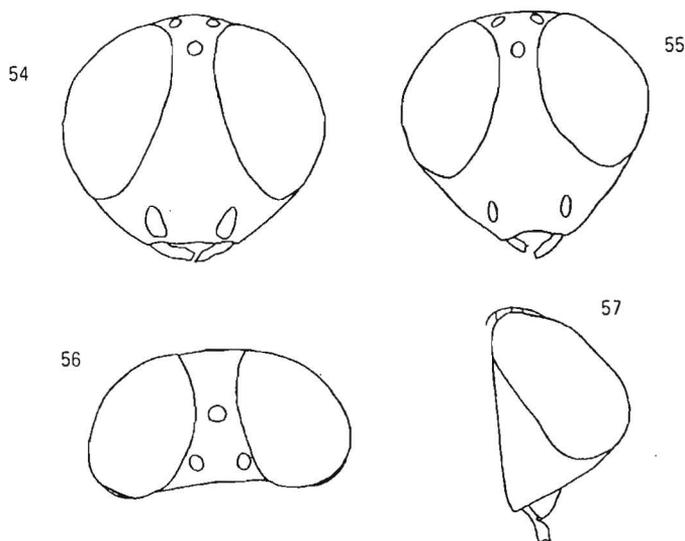


Figs. 47-53. *Blepyrus* spp., hembras (ex Kerrich, 1967).

47 - *B. insularis* (Cameron), cabeza, vista frontal; 48 - *B. clavicornis* (Compere), venación de la ala anterior; 49 - *B. saccharicola* (Gahan), venación de la ala anterior; 50 - *B. clavicornis*, escutelo y axilas; 51 - *B. insularis*, escutelo y axilas; 52 - *B. pretiosus* (Timberlake), mesosoma; 53 - *B. rhoideus* (Kerrich) ♂, mesosoma.

- máxima. Pubescencia de los ojos distinguible (con aumento 65 X). México (Morelos), ex *Pseudococcus* sp. .... *B. decimus* (Kerrich, 1982)
6. Vena marginal de las alas anteriores relativamente larga; vena postmarginal algo menos de 2 X más larga que la marginal (Fig. 49). Escutelo con apariencia aterciopelada ya que su microescultura es reticulada, muy fina pero visible. Estados Unidos (California, ex *Phenacoccus solani* Ferris; Florida y Louisiana, ex Pseudococcidae sobre caña de azúcar..... *B. saccharicola* Gahan, 1942
- Vena marginal de las alas anteriores relativamente breve, vena postmarginal por lo menos 3 X más larga que la marginal. Escutelo sin apariencia aterciopelada, su microescultura sólo moderadamente fina y pronunciada..... 7
7. Distancia del ocelo anterior al borde del ojo de más de la mitad del diámetro del ocelo. Escapo antenal sólo un poco ensanchado ventralmente, cerca de 5 X más largo que su anchura máxima o mayor..... 8
- Distancia del ocelo anterior al borde del ojo igual a la mitad del diámetro del ocelo o menor. Escapo antenal más ensanchado ventralmente, aproximadamente 4.5 X más largo que su anchura máxima o menor..... 10
8. Cabeza (vista anterior) con espacios malares breves; distancia de un tórulo al borde del ojo un poco menor que la altura del tórulo (Fig. 54). Puntuación delante del ocelo anterior moderadamente pronunciada y se convierte a reticulación antes de la depresión facial. Ojos con pelos gruesos. Microescultura del escutelo semejante a la del escudo del mesonoto pero la última es moderadamente burda y densa, y la primera considerablemente más fina y escasa. Vena postmarginal de las alas anteriores apenas más larga que la estigmática. Cabeza verde brillante; el dorso del tórax con brillo verde muy pronunciado; tibias posteriores rojizo amarillentas. Jamaica ..... *B. pulchrior* (Kerrich, 1967)
- Cabeza (vista anterior) considerablemente más alta; distancia de un tórulo al borde del ojo considerablemente mayor que la altura del tórulo (Fig. 55). Puntuación delante del ocelo anterior menos que moderadamente pronunciada, la mayoría de los puntos forman filas longitudinales bien separadas. Pubescencia de los ojos no gruesa. Microescultura del escutelo considerablemente más pronunciada que la de escudo del mesonoto; puntos bastante finos y su densidad aproximadamente igual en ambos. Vena postmarginal de las alas anteriores considerablemente más larga que la estigmática. Cabeza y dorso del tórax en su mayor parte rojo opaco; tibias posteriores generalmente oscuras..... 9

9. Escapo antenal excepcionalmente delgado, 6.5 X más largo que su anchura máxima; maza abruptamente más ancha que el funículo. Puntos más grandes delante del ocelo anterior situados en dos filas divergentes, correspondiendo a las órbitas de los ojos pero en estas filas hay puntos de otro tamaño. Tibias medias café negruzcas, con ápices más pálidos. Estados Unidos (California), *ex Phenacoccus* sp...*B. tenuiscapus* (Kerrich, 1967)
- Escapo antenal solamente un poco más de 5 X más largo que su anchura máxima; maza no abruptamente más ancha que el funículo. Frontovértice casi sin puntuación entre las dos filas divergentes de puntos más grandes. Tibias medias en su mayor parte de color café rojizo y muy poco oscuras. Estados Unidos (Texas) ..... *B. rhopoides* (Kerrich, 1967)
10. Frontovértice más ancho, su anchura igual a 1/7 de la anchura máxima de la cabeza. Ocelos relativamente grandes (Fig. 56). Ojos densa y fuertemente peludos (aumentc 25 X). Cabeza (vista lateral) bastante breve, solamente un poco curvada por abajo. Pedicelo antenal 3 X más largo que su anchura máxima. Microescultura del escudo del mesonoto moderadamente fina. Escutelo no marginado en el ápice. Propodeo ligeramente pubescente detrás del espiráculo. Estados Unidos (N. Carolina) ..... *B. carolinensis* (Kerrich, 1967)
- Frontovértice estrecho, su anchura igual a 1/10 a 1/8 de la anchura máxima de cabeza o menor. Ocelos de menor tamaño. Ojos escasamente pubescentes, su pubescencia visible solamente con aumento de 45 X. Cabeza (vista lateral) más larga y fuertemente curvada por abajo (Fig. 57). Pedicelo antenal menos de 2 X más largo que su anchura máxima. Microescultura del escudo mesonotal extremadamente fina. Escutelo bordeado por un pliegue agudo en el ápice. Propodeo con pubescencia gruesa y densa alrededor del espiráculo..... 11
11. Cabeza (vista dorsal) aproximadamente 2 X más ancha que su longitud media. Anchura del frontovértice menos de 1/10 de la anchura máxima de cabeza; distancia del ocelo anterior al borde del ojo igual aproximadamente a 1/4 del diámetro del ocelo. Microescultura reticulada detrás del ocelo anterior moderadamente pronunciada. Escudo mesonotal y axilas con puntos pilíferos de tamaño moderado, divididos unos de otros por una distancia igual aproximadamente al diámetro de un punto o menor. Escutelo con puntos pilíferos moderadamente pequeños y densos. Trinidad, *ex Dysmicoccus* sp. *ca. brevipes* (Cockerell) sobre cacao; Panamá; Colombia.....*B. kirkpatricki* (Kerrich, 1953)



Figs. 54-57. *Blepyrus* spp., hembras (ex Kerrich, 1967).

54 - *B. pulchrior* (Kerrich), cabeza, vista frontal; 55 - *B. rhopoides* (Kerrich), cabeza, vista frontal; 56 - *B. carolinensis* (Kerrich), cabeza, vista dorsal; 57 - *B. kirkpatricki* (Kerrich), cabeza, vista lateral.

- Cabeza (vista dorsal) 1.5-1.7 X más ancha que su longitud media. Anchura del frontovértice igual a  $1/10-1/8$  de la anchura máxima de cabeza; distancia del ocelo anterior al borde del ojo más que  $1/2$  diámetro del ocelo. Microescultura detrás del ocelo anterior más fina. Escudo mesonotal y axilas con puntos pilíferos pequeños, distintamente divididos unos de otros por una distancia mayor que el diámetro de un punto. Escutelo con puntos pilíferos relativamente pequeños, poco profundos y escasos. Guyana, ex *Dysmicoccus brevipes* (Cockerell); Brasil; Islas Hawaii, ex *D. brevipes* sobre *Carissa* sp. y caña de azúcar *Saccharum officinalis*, y ex *D. neobrevipes* Beardsley ..... *B. propinquus* (Kerrich, 1967)

### *Blepyrus insularis* (CAMERON, 1886)

*Encyrtus? insularis*; *Bothriothorax insularis*;

Sinónimos: *Blepyrus mexicanus* Howard, 1898; *B. marsdeni* Howard, 1898; *B. texanus* Howard, 1898; *Coccophoctonus dactylopii* Ashmead, 1900; *Clausenia saissetiae* Yasumatsu et Yoshimura, 1945).

Cameron, 1886: 243 (*Encyrtus?*); Howard, 1898 c : 234 (*Blepyrus mexicanus*, *B. marsdeni*), 235 (*B. texanus*); Ashmead, 1900 : 375 (*Coccophoctonus dactylopii*), Timberlake, 1922: 167-173; Yasumatsu & Yoshimura, 1945: 31-32 (*Clausenia saissetiae*); Kerrich, 1967: 226-227, 228.

## Distribución

Estados Unidos (Texas); México (Baja California, Sonora y Sinaloa, *ex Ferrisia virgata* Cockerell; Nuevo León, *ex F. virgata*; Tamaulipas); Islas Hawaii, *ex F. virgata*; Islas Marianas; Papúa Nueva Guinea (Milne Bay), *ex ? Planococcus citri* (Risso); Filipinas; Indonesia (Java); Sarawak, *ex Pseudococcidae*; Malasia (Malaya), *ex F. virgata*; Sri Lanka, *ex F. virgata*; India, *ex Pseudococcidae* sobre guayabo *Psidium guajava*; Nigeria, *ex F. virgata* en cacao *Theobroma cacao*. Según Noyes & Hayat (1984), la especie se encuentra en toda la Región Indopacífica, excepto Nueva Zelanda.

## Huésped común

El piojo harinoso listado *Ferrisia virgata* (Cockerell), también se encuentra en México. En el Estado de Nuevo León, *B. insularis* fue encontrado como parasitoide de *Puto yuccae* Coquillet (Howard, 1898 c) como *B. mexicanus*. Se efectuó una tentativa de introducción de *B. insularis* de México a California para el control biológico de *F. virgata* (De Bach & Warner, 1969).

## Biología

La biología de *B. insularis* fue estudiada por Timberlake (1922) en las Islas Hawaii. Dicho autor considera a esta especie como parasitoide específico de *Ferrisia virgata*. La hembra ataca larvas del primer estadio de la escama harinosa, ocupando solamente de 1 a 2 segundos en ese proceso. El desarrollo del parasitoide es lento y el huésped debe crecer hasta un tamaño considerable antes de ser consumido por el parasitoide. El ciclo de la vida de *B. insularis* es de 23 hasta 45 días.

## Material estudiado

México: Tamaulipas: Cd. Victoria: Cañón del Novillo, 30-XI-1995, 1 hembra (V.A. Trjapitzin).

## CAPÍTULO 11

### *Cheiloneurus elegans* (DALMAN), UN HIPERPARASITOIDE DE COCCOIDEOS

#### INTRODUCCIÓN

El encírtido *Cheiloneurus elegans* es muy común en Europa y en algunas áreas de la región Paleártica de Asia, la especie es conocida también de Estados Unidos. Ha sido registrada para México por De Santis (1979) aunque sin indicar la localidad. En Europa, *C. elegans* es un hiperparasitoide de coccoideos mientras que en Estados Unidos ataca a *Mayetiola destructor* Say (Diptera: Cecidomyiidae), una importante plaga del trigo.

En agosto de 1995 se colectaron especímenes de *C. elegans* en Xochicalco, Cuernavaca, Morelos. Este capítulo contiene información del género *Cheiloneurus* y de *C. elegans*, la diagnosis del grupo *elegans*, distribución geográfica y biología de *C. elegans* y la clave para la identificación de las hembras de las especies holárticas del grupo *elegans*.

#### *Cheiloneurus* WESTWOOD, 1833

Especie tipo: *Encyrtus elegans* Dalman, 1820

Sinónimos: *Chilonevrus* Agassiz, *Chiloneurus* Förster, *Chrysopophagus* Ashmead, *Blatticida* Ashmead, *Saronotum* Perkins, *Cristatithorax* Girault, *Eusemionella* Girault, *Chrysopophagoides* Girault, *Paracheiloneurus* Girault - como subgénero de *Cheiloneurus*, *Epicheiloneurus* Girault,

*Eusemionopsis* Girault, *Lepidoneurus* Hoffer - como subgénero de *Cheiloneurus*, *Metacheiloneurus* Hoffer).

Este género pertenece a la subfamilia Encyrtinae, a la tribu Cheiloneurini y a la subtribu Cheiloneurina (Trjapitzin, 1989).

El género *Cheiloneurus* está más o menos emparentado con el género *Diversinervus* Silvestri (Rosen & Alon, 1983; Trjapitzin & Ruíz Cancino, 1998 b), el cual es parasitoide primario de Coccidae. Sin embargo, las especies de *Cheiloneurus* son hiperparasitoides de Coccoidea y algunos otros insectos (Diptera, Blattodea, Neuroptera, etc.).

*Cheiloneurus* se distingue de *Diversinervus* en que el frontovértice de la cabeza de la hembra no está expandido en forma de una cresta frontal. En *Cheiloneurus*, la vena marginal de la ala anterior de la hembra es notablemente más larga que la vena estigmática mientras en la mayoría de las especies de *Diversinervus* dicha vena es relativamente corta, subigual en longitud a la vena estigmática (Rosen & Alon, 1983). Las hembras de la mayoría de las especies de *Cheiloneurus* tienen en el escutelo un mechón compacto de pelos negros largos. Este mechón se presenta también en todas las especies de *Diversinervus* aunque un mechón semejante puede estar presente también en el mesoescudo.

Según Noyes & Hayat (1984), se conocen más de 100 especies de *Cheiloneurus* en la fauna mundial. Las larvas de *Cheiloneurus* son hiperparasitoides internos y son caudadas, por ejemplo, *C. claviger* Thomson (Saakian-Baranova *et al.*, 1971) y *C. compressicornis* (Ashmead) (Clancy, 1946).

Algunos autores han informado acerca del parasitismo primario de *C. elegans* (Dalman) en Francia (Parker, 1960) y de *C. inimicus* Compere en Florida (Mc Coy & Selhime, 1970) en Coccoidea. Sin embargo, Rosen (1981) demostró convincentemente que la conclusión de McCoy y Selhime era equivocada.

Las especies de *Cheiloneurus* de América han sido poco estudiadas. Una revisión de las especies de *Cheiloneurus* de Argentina fue publicada por De Santis (1964).

### *Cheiloneurus elegans* (DALMAN, 1820)

(*Encyrtus elegans*, *Chiloneurus elegans*)

Dalman, 1820: 151, 384-385 (*Encyrtus*); Westwood, 1833: 343; Mayr, 1876: 745-747 (*Chiloneurus*), Thomson, 1876: 150 (*Chiloneurus*); Mercet, 1921: 443-445 (*Chiloneurus*);

Gahan, 1933:60-64; Hill & Pinckney, 1940: 5-6; Ferrière, 1952: 524; Nikol'skaya, 1952: 456 (*Chiloneurus*); Hoffer, 1957: 340-342; Claridge, 1958: 157-158; Nikol'skaya, 1963: 469 (*Chiloneurus*); Peck, 1963: 437-438; Erdős, 1964: 298 (*Chiloneurus*); Herthevtzian, 1975: 174-175, Myartseva, 1984: 164, 252-253; Herthevtzian, 1986: 79-81; Trjapitzin, 1989: 308.

## Distribución y biología

*Cheiloneurus elegans* se encuentra distribuida en Estados Unidos, México, Inglaterra, Suecia, Finlandia, Dinamarca, Alemania, Suiza, Checoslovaquia (antes), Austria, Hungría, Yugoslavia (antes), Rumania, Bulgaria, Italia, Francia, España, Lituania, Rusia (Provincias de Pskov y Kaluga, Daghestán, Territorios de Altai y Primorye), Moldavia, Ucrania, Georgia, Armenia, Azerbaydzhán, Kazajstán, Turkmenistán, Tadjikistán, Israel y Mongolia.

Esta especie de *Cheiloneurus* es muy común en Europa y en regiones paleárticas de Asia. En Europa, *C. elegans* fue criada de varias especies de Coccoidea y en Armenia de Pseudococcidae. Parker (1960) citó a esta especie como parasitoide primario de *Aclerda subterranea* Signoret (Aclerdidae) en la gramínea *Brachypodium ramosum* en Francia pero no hay duda de que en ese caso era también un hiperparasitoide.

En 1954 se efectuó un intento de introducir *C. elegans* de Francia a Florida. En Francia, el hiperparasitoide fue criado del piojo harinoso *Chaetococcus phragmitis* Marchal (Homoptera: Pseudococcidae) sobre *Phragmites communis* para el control biológico de la escama algodonosa de los pastos *Antonina graminis* Maskell (Homoptera: Pseudococcidae). Según Coronado-Padilla y Sosa-Esquilano (1966), es casi seguro que *C. elegans* haya actuado exclusivamente como parasitoide secundario, por lo que todo el material vivo se destruyó al emerger. Sin embargo, los autores citados comunicaron del establecimiento de *C. elegans* en Florida. Además, esta especie ya era conocida en Estados Unidos como parasitoide de *Platygaster zosinae* Walker (Hymenoptera: Platygastridae), atacando a la mosca sierra del trigo *Mayetiola destructor* Say (Diptera: Cecidomyiidae), plaga muy importante en ese cultivo (Gahan, 1933; Hill & Pinckney, 1940).

## Material estudiado

México: Morelos, Xochicalco, pirámides, 3-VIII-1995, 1 hembra (V.A. Trjapitzin).

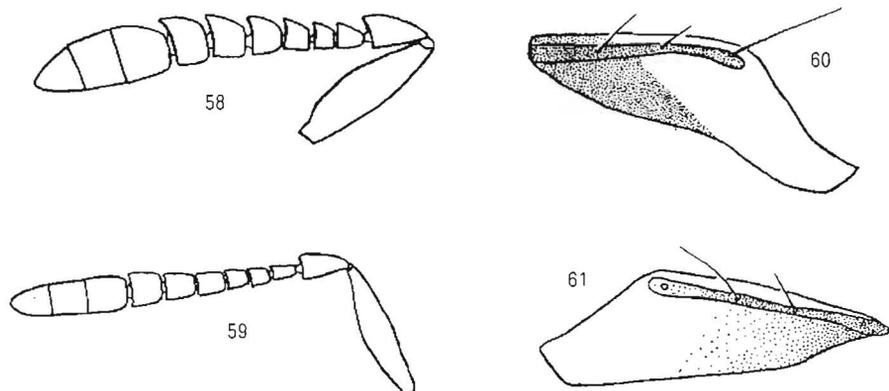
El descubrimiento de *Cheiloneurus elegans* en México es interesante desde el punto de vista de la zoogeografía. Es posible que se trate de una especie de distribución holártica que penetró a México por las montañas. La importación accidental con los huéspedes (ecesis) tampoco puede ser excluida.

Por su morfología, *C. elegans* pertenece al grupo de especies *elegans*, cuyas hembras se caracterizan del modo siguiente: escapo antenal no ensanchado o sólo un poco ensanchado, de 3 a 6 veces tan largo como ancho; funículo de color marrón o negro; maza relativamente pequeña y más o menos redondeada en el ápice; frontovértice cerca de 1/3 de la anchura de la cabeza; escutelo siempre con un mechón de pelos largos y negros; cuerpo generalmente más o menos alargado. Las alas puede ser cortas o fuertemente reducidas (rudimentarias). En este grupo de especies se incluye, además de *C. elegans*, las siguientes especies paleárticas: *C. bimaculatus* Hoffer, *C. fulvescens* Hoffer, *C. victor* Hoffer y *C. yasumatsui* Trijapitzin. Las hembras del grupo *elegans* se pueden distinguir usando la clave siguiente.

#### CLAVE DE ESPECIES HOLÁRTICAS DE *Cheiloneurus* DEL GRUPO *elegans* (hembras)

1. Alas no reducidas.....2
- Alas más o menos reducidas.....7
2. Mesoescudo anaranjado-amarillo en la parte anterior o de este color con matiz marrón, puede ser también amarillo-marrón en el ápice y oscuro con brillo metálico en los lados.....3
- Mesoescudo completamente oscuro con brillo metálico.....5
3. Funículo y maza antenal negros (el ápice de la maza también negro). Segmentos del funículo anchos (Fig. 58). Ángulo apical de cerca de 90° en el triángulo de los ocelos. Cabeza y escapo antenal amarillento-marrón. Mesoescudo amarillo-marrón, con ápice y lados oscuros y metálicos; escutelo marrón-amarillo con ápice más oscuro. Hembra: 1.3-2.45 mm. Mongolia..... *C. bimaculatus* Hoffer, 1970

- Funiculo y maza antenal más o menos de color marrón, si son más oscuros el ápice de la maza siempre es más claro .....4
- 4. El primer segmento del funículo antenal más largo que ancho (Fig. 59). Cabeza y mesosoma más o menos oscuros, con brillo metálico (axilas y escutelo marrón-amarillos). Hembra 1.0 - 2.1 mm. (Macho 1.4 mm). México (Morelos) ..... *C. elegans* (Dalman, 1820)
- El primer segmento del funículo antenal no más largo que ancho. Cabeza y mesosoma generalmente amarillento-marrón. Hembra 1.4-1.5 mm. Rusia (Provincia de Orenburg), Turkmenistán, Afganistán, Egipto, India ..... *C. yasumatsui* Trjapitzin, 1971
- 5. Ápice de la maza antenal más claro que su base. Antenas más o menos de color marrón; el primer segmento del funículo más largo que ancho. Vértice en el nivel del ocelo anterior cerca de 1/3 de la anchura de cabeza (ver No. 4) .....*C. elegans* (Dalman, 1820)
- Ápice de la maza antenal no más claro que su base ..... 6
- 6. El tercero y cuarto segmentos del funículo antenal son más largos que anchos. Pronoto casi tan largo como el mesoescudo. Hembra 1.7 - 2.4 mm. (Macho 1.8 mm). Checoslovaquia (antes), Austria, Hungría, Yugoslavia (antes), Bulgaria, Rusia [Provincia de Kaliningrad, Provincia de Volgograd - ex agallas de *Tetramesa aneurolepidii* Zerova (Hymenoptera: Eurytomidae) sobre una gramínea; Daguestán], Kazajstán, Uzbekistán, Tadjikistán ..... *C. fulvescens* Hoffer, 1957
- El tercer segmento del funículo antenal es cuadrado o apenas más largo que ancho, el cuarto es un poco más ancho que largo. Pronoto claramente más corto que el mesoescudo. Hembra 1.7-2.3 mm. Checoslovaquia (antes), Hungría, Bulgaria, Rusia (Daguestán) ..... *C. victor* Hoffer, 1957
- 7. Funiculo antenal negro. El rudimento de la ala anterior como en la Fig. 60 (ver No. 3) ..... *C. bimaculatus* Hoffer, 1970
- Funiculo antenal amarillento-marrón o marrón. El rudimento de la ala anterior como en la Fig. 61 (ver No. 4) ..... *C. yasumatsui* Trjapitzin, 1971



Figs. 58 - 61. *Cheiloneurus* spp., hembras (ex Trjapitzin, 1989).

58 - *C. bimaculatus* Hoffer, antena; 59 - *C. elegans* (Dalman), antena; 60 - *C. bimaculatus*, rudimento de la ala anterior; 61 - *C. yasumatsui* Trjapitzin, rudimento de la ala anterior.

## CAPÍTULO 12

### *Coccidoxenoides peregrinus* (TIMBERLAKE), PARASITOIDE DEL PIOJO HARINOSO DE LOS CÍTRICOS

#### INTRODUCCIÓN

En noviembre de 1996, la Agrónoma Elisaveta Ya. Chouvakhina colectó en Cd. Victoria al piojo harinoso *Phenacoccus* sp. af. *solenopsis* Tinsley (Homoptera:Pseudococcidae) que infestaba fuertemente plantas de okra *Abelmoschus esculentus* (fam. Malvaceae). Después de 10 días, de la plaga emergieron algunos ejemplares adultos de los encírtidos *Leptomastidea dispar* (Kerrich) y *Coccidoxenoides peregrinus* (Timberlake). Esta última especie, bien conocida en muchos países como parasitoide ampliamente utilizado en control biológico, no había sido registrada anteriormente en México.

Se presenta información del género *Coccidoxenoides* Girault y de la especie *C. peregrinus*.

#### *Coccidoxenoides* GIRAULT, 1915

Especie tipo: *Coccidoxenoides perminutus* Girault, 1915

Sinónimo: *Pauridia* Timberlake, 1919

Girault, 1915 a: 173; Timberlake, 1919: 206-208 (*Pauridia*); Noyes & Hayat, 1984 : 255.

El género *Coccidoxenoides* pertenece a subfamilia Tetracneminae y a la tribu Pauridiini (De Santis, 1964; Trjapitzin, 1973 a; Noyes & Hayat, 1984). En esta tribu se encuentra también el género *Acerophagoides* Ev. Blanchard, 1940, conocido solamente de Argentina y Trinidad. Se puede separar *Acerophagoides* de *Coccidoxenoides* por el número de segmentos del funículo antenal: 4 o 5 en *Acerophagoides* y 6 en *Coccidoxenoides*.

Los caracteres más importantes del género *Coccidoxenoides* son: vena submarginal de las alas anteriores con una expansión triangular; segmentos del funículo antenal cortos, maza grande, triarticulada, ahusada en el ápice; mandíbulas con 2 dientes apicales y un tercero, lateral, situado a alguna distancia del ápice de la mandíbula; ovipositor no saliente.

Dos especies de *Coccidoxenoides* son conocidas en la fauna mundial: *C. peregrinus* (Timberlake, 1919), de amplia distribución en la actualidad y *C. perminutus* Girault, 1915, descubierta solamente en Australia.

### *Coccidoxenoides peregrinus* (TIMBERLAKE, 1919)

Sinónimo: *Pauridia peregrina*

Timberlake, 1919: 206-208 (*Pauridia peregrina*); Zinna, 1960: 257-184 (*P. peregrina*); Peck, 1963 : 456 (*P. peregrina*); Bartlett, 1978: 150-157 (*P. peregrina*); Noyes & Hayat, 1984: 255; Prinsloo, 1984: 13-14 (*P. peregrina*); Trjapitzin, 1989 : 117.

### Distribución

Estados Unidos: California (introducido del Sur de China); Texas (introducido); Bermudas (introducido); México, Perú, Chile, Isla de Pascua (introducido de Chile), Islas Hawaii, Fiji, Marquesas, Nueva Caledonia, Filipinas, Indonesia (Java), India, Pakistán, Sur de China, Japón, Sur de Irán, Israel (introducido de la República Sudafricana), Chipre, Italia (introducido de Estados Unidos), Madeira, Uganda (introducido de las Islas Hawaii), Kenia (introducido de Uganda), República Sudafricana.

### Huéspedes comunes

*Planococcus citri* (Risso), *P. ficus* (Signoret), *P. kenyae* (Le Pelley), *P. kraunhiaae* (Kuwana) y *Pseudococcus maritimus* Ehrhorn (Homoptera: Pseudococcidae).

## Material estudiado

México: Tamaulipas: Cd. Victoria. Jardín urbano, ex *Phenacoccus* sp. af. *solenopsis* Tinsley sobre okra *Abelmoschus esculentus*, huésped colectado el 1-XI-96, emergieron parasitoides el 11-XI-1996, 3 hembras (E. Ya. Chouvakhina).

*Coccidoxenoides peregrinus* es un insecto pequeño (0.8-0.9 mm), negro, con alas anteriores hialinas, el sexto segmento del funículo antenal considerablemente más grande que los demás, los que son pequeños y transversos.

Es probable que la especie provenga del sur de Asia y del Oriente. Mani (1994) supone que es indígena de India. La especie fue introducida del Sur de China a California en 1950 contra *Planococcus citri* que, según Bartlett (1978), probablemente es indígena de China. Esta escama harinosa fue muy dañina en cítricos en California. Durante la introducción, solamente una hembra de *C. peregrinus* sobrevivió y sus descendientes fueron propagados y liberados. El parasitoide se estableció pero su efecto ha sido menor. Sin embargo, en las Islas Hawaii sí efectúa el control natural de la plaga. En California, *C. peregrinus* fue utilizado en programas de liberación en masa contra *P. citri* pero el parasitoide no sobrevive el invierno (Bartlett, 1978). El descubrimiento de esta especie en Cd. Victoria, Tamaulipas, indica que puede sobrevivir en dicha temporada aunque el clima en dicha localidad es más benigno. Es más probable que *Coccidoxenoides peregrinus* haya penetrado a México de Estados Unidos por ecesis, con sus huéspedes.

Los parasitoides *Coccidoxenoides peregrinus*, *Leptomastidea abnormis* (Girault), *Leptomastix dactylopii* Howard (Hymenoptera: Encyrtidae) y el depredador *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant (Coleoptera: Coccinellidae) fueron introducidos con éxito de Chile a la Isla de Pascua, donde han sido efectivos contra *Planococcus citri* (Ripa & Rojas, 1989). En Israel, una compañía produce *Coccidoxenoides peregrinus* y vende los insectos para su uso contra piojos harinosos (Olkowski *et al.*, 1992).

## CAPÍTULO 13

### *Comperiella bifasciata* HOWARD, ENEMIGO NATURAL DE ESCAMAS ARMADAS

#### INTRODUCCIÓN

En 1994, E. Domínguez crió *Comperiella bifasciata* Howard de la escama acorazada *Hemiberlesia* sp., la cual se encontró alimentándose en *Ficus benjamina* L. en Cuernavaca, Morelos. Este endoparásitoide de escamas armadas fue reportado para Morelos en la escama roja de California *Aonidiella aurantii* (Maskell) (Ruíz Cancino *et al.*, 1998).

La ocurrencia de *Comperiella bifasciata* en México es bastante enigmática. La especie fue descrita por primera vez de China como parasitoide de *Aonidiella aurantii* e introducida a Estados Unidos y muchos otros países del mundo contra esta plaga de los cítricos y también contra *A. citrina* Coquillett. La literatura de su biología y uso en control biológico clásico y en el manejo integrado de escamas armadas en cítricos es muy grande.

Jiménez Jiménez (1958) informó sobre la introducción de *C. bifasciata* a México. Según Rodríguez Pérez y Reyes Villanueva (1985, 1990), esta especie fue introducida al norte de México en 1955(?) por el Profesor Paul De Bach, ocurriendo en el Estado de Nuevo León. Se puede suponer que De Bach introdujo *C. bifasciata* desde California, Estados Unidos. Por tanto, es posible que *C. bifasciata* penetrara a Tamaulipas desde Nuevo León.

El origen de *C. bifasciata* en Morelos es discutible. Cuatro conjeturas son probables: 1) la especie ha penetrado con sus huéspedes por ecesis, desde California o del norte de México; 2) *C. bifasciata* entró por ecesis en los tiempos coloniales de Asia Oriental a través del Océano Pacífico con los galeones de Manila; 3) este parasitoide penetró por ecesis de algún país del Mediterráneo; 4) la especie fue introducida al centro de México intencionalmente pero no se cuenta con datos de tal introducción.

A continuación se incluyen datos sobre *Comperiella* y *C. bifasciata* (Fig. 62).

### ***Comperiella* HOWARD, 1906**

Especie tipo: *Comperiella bifasciata* Howard, 1906

Sinónimos: *Pseudanusia* Girault, 1915; *Habrolepistia* Mercet, 1921.

Howard, 1906: 121-122; 1907: 237; Girault, 1915a: 155 (*Pseudanusia*); Mercet, 1921 : 668-671 (*Habrolepistia*); Tshumakova, 1957 a : 643-651; Tachikawa, 1963: 135-139; Hayat, 1977: 243-250; Trjapitzin, 1989: 295-297.

El género pertenece a la subfamilia Encyrtinae, a la tribu Habrolepidini y a la subtribu Comperiellina (Trjapitzin, 1973 b; Trjapitzin & Gordh, 1979). *Comperiella* es afín a *Ceraproceroideus* Girault.

Según Noyes & Hayat (1984), se conocen ocho especies del género *Comperiella* en la fauna mundial, el Nuevo Mundo no tiene especies indígenas. Solamente *C. bifasciata* fue introducida a América y probablemente penetró por ecesis a algunos países de este continente. Todas las especies de *Comperiella* son endoparasitoides primarios de escamas armadas (Homoptera: Diaspididae).

### ***Comperiella bifasciata* HOWARD, 1906**

Howard, 1906 : 121-122; 1907 : 234; Mercet, 1921 : 669-671 (*Habrolepistia cerapterocera*); Compere, 1926: 45-48; Mercet, 1926: 320; Compere & Smith, 1927 : 64-70; Gahan, 1927 : 149; Ishii, 1928 : 152; 1932 a : 179-180; 1932 b : 361; Quayle, 1938: 151; Clausen 1942 : 745; Flanders, 1942 : 834-835; Smith, 1942 : 809-812; Flanders, 1943: 233-235; 1944 : 365-371; Maple, 1947 : 74, 76; Tachikawa, 1952 : 78-94; 1953 : 181-183; Peck, 1963 : 462-464; Tachikawa, 1963 : 135-139; Tshumakova, 1957 a : 643-651; 1957 b : 545; Erdős.

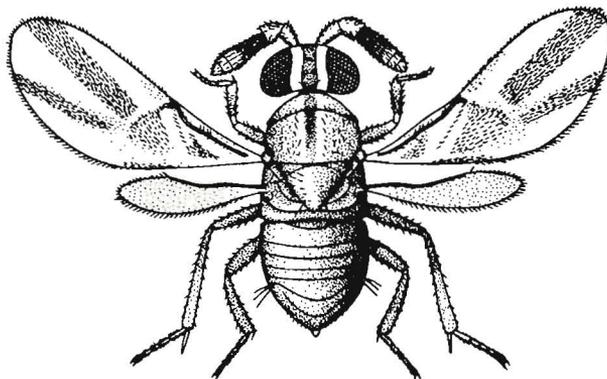


Fig. 62. *Comperiella bifasciata* Howard, hembra, (ex Trjapitzin, 1989; según Tachikawa, 1963).

1964 : 315, Agarwal, 1965 : 80-82; De Bach, 1965 : 848-863, Agekian, 1968 : 41-44; Rivnay, 1968 : 19,22; De Bach, 1969 a : 23; Brewer, 1971 : 53-63; De Bach *et al.*, 1971 : 186; Argyriou, 1974 : 89; Bénassy & Bianchi, 1974 : 39-50; Hayat, 1977 : 246-247; Liao Ding-shi, 1978 : 90; Selhime & Brooks, 1978 : 475-478; Gordh, 1979 : 944-945; Brandt, 1982 : 16-19; Tachikawa, 1982 : 105, Atkinson, 1983: 417-426; Prinsloo, 1984 : 29-30, 40; Samways, 1986 : 265-274; Trjapitzin, 1989 : 295-296.

## Distribución

Japón, China, India, Pakistán, Sri Lanka (introducido de Indonesia); Indonesia (Java), Filipinas (introducido de Japón), Mauricio, Islas Hawaii, Fidji, Nueva Caledonia; Australia (introducido de China vía California); Estados Unidos (California y Florida) (introducido de Japón y China), México, Haití, Chile, Argentina, República Sudafricana, Suazilandia, España, Francia, Checoslovaquia (antes), Hungría, Yugoslavia (antes), Rusia (Provincia de Kaluga, orilla del Mar Negro en el Territorio de Krasnodar; Territorio de Primorye), Moldavia, Ucrania, Georgia (en el Cáucaso).

## HOSPEDEROS

Ex *Aonidiella aurantii* Maskell: en China, Japón, Filipinas, Australia, Nueva Caledonia, República Sudafricana, Suazilandia, Estados Unidos y México.

- Ex *A. citrina* Coquillet: en China, Japón, Australia y Estados Unidos.  
Ex *A. taxus* Leonardi: en Japón.  
Ex *Aspidiotus cryptomeriae* Kuwana: en Japón.  
Ex *A. destructor* Signoret: en Japón, Sri Lanka, Fidji y Haití.  
Ex *A. orientalis* Newstead: en India.  
Ex *Aspidiotus* sp.: en las Islas Hawaii.  
Ex *Chrysomphalus aonidum* Linnaeus: en China, Mauricio y Estados Unidos.  
Ex «*C. ficuspallens*» Green: en Indonesia.  
Ex *C. bifasciculatus* Ferris: en China, Japón y Estados Unidos.  
Ex *C. dictyospermi* Morgan: en China.  
Ex *Diaspidiotus gigas* Thiem et Gerneck: en Checoslovaquia (antes) y Rusia.  
Ex *Hemiberlesia rapax* Comstock: en las Islas Hawaii.  
Ex *Hemiberlesia* sp.: en México.  
Ex *Nuculaspis abietis* Schrank: en Georgia (Cáucaso).

La patria de *Comperiella bifasciata* es más probablemente Europa, Asia Oriental y del sur, pero en Europa y el noreste de Asia, por una parte, y en el sureste y sur de Asia, por otra parte, habitan diversas razas de esta especie. Estas razas son más o menos especializadas en relación con sus huéspedes y no se conocen todavía diferencias morfológicas externas seguras entre ellas. La existencia de dos razas ha sido constatada por especialistas estadounidenses: la raza de la escama roja de California *Aonidiella aurantii* ('red scale race') y la raza de la escama amarilla *A. citrina* ('yellow scale race'). Ambas razas provienen del sureste de Asia y viven en cítricos. Una revisión muy interesante del problema de las razas de *C. bifasciata* fue publicada por la Dra. Bella M. Tshumakova (1957 a), esta investigadora suponía la existencia también de otras razas de *C. bifasciata*. Se anotan aquí sus conclusiones (l.c., p. 649): «Los datos sobre la biología de esta especie atestiguan la existencia de sus diversas razas, desarrollándose como resultado de su existencia en diversas localidades geográficas y también como resultado del parasitismo sobre diversas

especies hospederas o sobre el mismo huésped en diversas plantas. La amplia distribución geográfica y el descubrimiento de nuevos huéspedes y plantas hospederas hace pensar que los límites de diferenciación intraspecífica de *C. bifasciata* serán probablemente ampliados con otras razas geográficas y conectados con el régimen nutritivo». Tshumakova no asignó nombres para estas otras razas pero se puede adivinar que ella suponía la existencia de razas especializadas sobre la escama *Diaspidiotus gigas* y *Nuculaspis abietis*. Se anota enseguida información de estas últimas razas de *C. bifasciata* y se nombran formalmente.

## RAZAS DE *Comperiella bifasciata*

### 1. Raza de la escama roja de California *Aonidiella aurantii*.

Esta raza fue descubierta en China por primera vez por el entomólogo norteamericano George Compere. La especie fue descrita usando especímenes de esta raza (Howard, 1906, 1907). Desde 1916-1917 y durante algunas décadas hasta 1941, esta raza fue introducida de China a California para el control biológico de *Aonidiella aurantii* en cítricos, donde se aclimató. De California fue introducida a Florida, República Sudafricana, Australia y México. Esta raza no infesta *A. citrina*.

### 2. Raza de la escama amarilla de los cítricos *Aonidiella citrina*.

Esta raza fue descubierta en Japón y se introdujo a California, donde se aclimató. Es importante en el control biológico de *A. citrina* en cítricos y también de *Chrysomphalus bifasciculatus*. No infesta *A. aurantii*. En Japón parasita también *A. taxus* sobre *Podocarpus*.

### 3. Raza de la escama armada grande del álamo *Diaspidiotus gigas*.

Esta raza fue obtenida por primera vez en el Territorio de Primorye en Rusia en 1950 por Bella M. Tshumakova y después en 1952 en la orilla del Mar Negro en el Territorio de Krasnodar (Tuapse, Sochi) por la Dra. Valentina A. Shchepetilnikova de *Diaspidiotus gigas* sobre álamo (*Populus*) (Tshumakova, 1957 a). Del mismo huésped fue criada en Checoslovaquia. En Tuapse y Sochi no infesta *A. citrina* sobre cítricos (*A. aurantii* está ausente en la zona subtropical de Rusia). En 1951, V.A. Trjapitzin colectó una hembra de

*C. bifasciata* de esta raza cerca de la ciudad de Batumi (Georgia en el Cáucaso), en una huerta de mandarinas rodeada de álamos; esta hembra fue capturada con red en álamo. En Georgia esta raza tampoco infesta *A. citrina*, la cual es común en cítricos.

Es probable que los especímenes de *C. bifasciata* colectados por R.G. Mercet (1921) en España en álamo también pertenezcan a esta raza.

#### 4. Raza de la escama armada negra del pino *Nuculaspis abietis*.

Esta raza fue descubierta por V. A. Trjapitzin como parasitoide de *Nuculaspis abietis* (Homoptera: Diaspididae) sobre *Pinus kochiana* en Keda (Georgia, Cáucaso) (Tshumakova, 1957 a). Su biología fue estudiada en Georgia por Nina G. Agekian (1968). Es probable que los individuos de *C. bifasciata* colectados en Ucrania por el Agrónomo V. E. Marchenko de *Pinus silvestris* (Tshumakova, 1957 a) también pertenezcan a esta raza.

En la literatura entomológica hay indicaciones del parasitismo de *C. bifasciata* en algunas otras escamas armadas (ver la lista de huéspedes). No está claro a cuáles razas se refieren estas poblaciones. Por ejemplo, en Cuernavaca, México, *C. bifasciata* fue criada de *Hemiberlesia* sp. sobre *Ficus benjamina*. Hasta ahora era conocido solamente un reporte del parasitismo de *C. bifasciata* en una especie del género *Hemiberlesia*, *H. rapax* en las Islas Hawaii.

Actualmente, los taxónomos encirtidólogos no conocen diferencias morfológicas entre las razas de *Comperiella bifasciata*. Es probable que en el futuro, después de estudios más profundos, sean descubiertos algunos caracteres morfológicos finos que permitan tratar a estas razas como especies crípticas o sibilinas.

El estudio de *Comperiella bifasciata* en México es necesario desde el punto de vista económico.

## CAPÍTULO 14

### *Copidosoma floridanum* (ASHMEAD), UN PARASITOIDE POLIEMBRIÓNICO DE NOCTUIDOS EN AMÉRICA

#### INTRODUCCIÓN

El encírtido poliembriónico *Copidosoma floridanum* (Ashmead, 1900) de distribución geográfica casi cosmopolita, tiene un papel importante en el control natural de noctuidos nocivos. Esta especie fue citada previamente en forma equivocada hasta 1988, con pocas excepciones, bajo el nombre de otra especie, *C. truncatellum* (Dalman), la cual también existe. *C. floridanum* fue tratada como sinónimo de *C. truncatellum*, lo cual no es apropiado.

Noyes (1988a, 1988b) estudió los tipos de ambas especies y llegó a la conclusión de que pertenecen a dos especies diferentes, indicando las características distintivas de *C. floridanum* y *C. truncatellum*. Esta última especie es conocida ahora de Europa, de Siberia y Kazajstán en Asia, y de América solamente en la Provincia de Ontario, Canadá.

En México, *C. floridanum* fue registrada (como *C. truncatellum*) para los estados de Sonora (García Martell, 1973; Pacheco Mendivil, 1978, 1985), Baja California (Pacheco Mendivil, 1978, 1985) y Guanajuato (Salas Araiza y Salazar Solís, 1995). Es también muy posible que la cita de *Copidosoma* sp. del Estado de Tamaulipas (Charles Jiménez y

Rodríguez Rodríguez, 1982) se refiera a *C. floridanum*. La especie fue indicada, probablemente, en Estado de Nuevo León por Rodríguez Pérez y Reyes Villanueva (1990) como *Holcencyrtus calypso* Crawford (sinónimo de *C. floridanum*).

Las colectas en México en el Estado de Tamaulipas por V.A. Trjapitzin y Elisaveta Ya. Chouvakhina tuvieron como resultado que *C. floridanum* es la especie más común en varias localidades, incluyendo la Reserva de Biosfera "El Cielo", en las montañas de la Sierra Madre Oriental.

Con el fin de evitar confusión en el uso de los nombres *C. floridanum* y *C. truncatellum*, se presenta información sobre la primera especie, la cual es importante en Estados Unidos y México como agente de control natural de lepidópteros dañinos, sobre todo en algodónero, soya y hortalizas, siendo parasitoide de noctuidos como *Trichoplusia ni* (Hübner) y *Pseudoplusia includens* (Walker). Se incluyen los siguientes datos: una breve información del género *Copidosoma*, sus sinónimos y posición sistemática, la clave para identificación de los géneros de la subtribu Copidosomatina encontrados en América e información de sinónimos y de la distribución geográfica de *C. floridanum*. Además, se discute la posición sistemática de *C. floridanum* y se agrega la clave para identificación de 3 especies americanas del grupo *floridanum*, se anotan los huéspedes de *C. floridanum* y algunas peculiaridades de su biología. También se incluye información del desarrollo poliembriónico de *C. floridanum*, de las larvas precoces y su papel en la destrucción de larvas del braconido *Microplitis demolitor* Wilkinson, de los cromosomas de *C. floridanum* y de las tentativas de uso de esta especie en el control biológico de plagas agrícolas.

## ***Copidosoma* RATZEBURG, 1844**

**Especie tipo:** *Copidosoma boucheanum* Ratzeburg, 1844

**Sinónimos:** *Litomastix* Thomson, 1876; *Pentacnemus* Howard, 1892; *Parapsilophrys* Howard, 1898; *Berecynthus* Howard, 1898; *Pseudencyrtella* Girault, 1913; *Zaomencyrtus* Girault, 1915; *Paracaenocercus* Girault, 1915; *Paracopidosomopsis* Girault, 1916; *Verdunia* Mercet, 1917; *Litomastiellus* Mercet, 1921 (como subgénero de *Litomastix*); *Limastotix* Mercet, 1921 (como subgénero de *Litomastix*); *Angeliconana* Girault, 1922; *Parasteropaeus* Girault, 1923; *Neocopidosoma* Ishii, 1923; *Mesocopidosomyiia* Girault, 1925; *Mesencyrtus* Timberlake, 1941; *Berecynthiscus* Ghesquiere, 1946; *Arrenoclavus* Doutt, 1948.

El género pertenece a la subfamilia Encyrtinae, a la tribu Copidosomatini y a la subtribu Copidosomatina (Trjapitzin, 1973 b, 1989; Noyes & Hayat, 1984). Todos los representantes de la subtribu de los que se conoce su biología, son parasitoides poliembriónicos de larvas de Lepidoptera, ovipositando generalmente en huevos de sus huéspedes.

En la fauna de América, la subtribu Copidosomatina contiene 4 géneros. A continuación se presenta la clave para la identificación de las hembras de estos géneros.

### CLAVE DE GÉNEROS DE COPIDOSOMATINA DE AMÉRICA (hembras)

1. Funículo antenal con 5 segmentos ..... *Copidosomopsis* Girault, 1915
  - Funículo antenal con 6 segmentos..... 2
2. Funículo antenal con algunos segmentos blancos..... *Paralitomastix* Mercet, 1921
  - Funículo antenal sin segmentos blancos..... 3
3. Vena marginal de las alas anteriores puntiforme o, si es alargada, menos de 2 veces tan larga como ancha. Axilas generalmente apenas elevadas sobre el nivel del escutelo..... *Copidosoma* Ratzeburg, 1844
  - Vena marginal de las alas anteriores al menos 2 veces más larga que ancha. Axilas distintamente elevadas sobre el nivel del escutelo, su borde posterior casi vertical y muy liso, pulido..... *Apsilophrys* De Santis, 1964

Hasta ahora, 183 especies de *Copidosoma* han sido descritas en el mundo. Los huéspedes son conocidos para 54 especies (cerca del 30 por ciento). Dos especies tienen gran importancia en el control natural de plagas agrícolas: *C. floridanum*, parasitoide de noctuidos, y *C. koehleri* (Ev. Blanchard), parasitoide de la palomilla de la papa *Phthorimaea operculella* Zeller (Gelechiidae).

La fauna del género *Copidosoma* ha sido poco estudiada en América al sur de Estados Unidos ya que se conocen solamente 7 especies (Noyes, 1980, 1988 b).

### *Copidosoma floridanum* (ASHMEAD, 1900)

(*Berecyrthus floridanus*, *Paracopidosomopsis floridanus*, *Litomastix floridana*; sinónimos: *Copidosoma japonicum* Ashmead, 1904; *Litomastix argentinus* Brethes, 1913, *Holcencyrtus calipso* Crawford, 1914; *L. calypso*; *Paracopidosomopsis javae* Girault, 1917; *L. javae*, *C. javae*; *P. japonicum nippon* Girault, 1917, *C. japonicum nippon*; *Prionomitus brasiliensis* Brethes, 1920; *L. walshi* Mercet, 1922, *C. walshi*; *L. maculata* Ishii, 1928, *C. maculatum*; *L. brethesi* Ev. Blanchard, 1936, *C. brethesi*; *L. daccaensis* Mani, 1941, *C. daccaense*).

Ashmead, 1900 : 365 (*Berecyrthus floridanus*); 1904 :154 (*Copidosoma japonicum*); Masi, 1908 : 103-106 [como *Litomastix truncatellus* (Dalman)]; Brèthes, 1913 :102 (*L. argentinus*); Crawford, 1914:88 (*Holcencyrtus calypso*); Girault, 1917 a : 5 (*Paracopidosomopsis javae*); 1917 b : 12 (*P. japonicus nippon*); Brèthes, 1920 : 288 (*Prionomitus brasiliensis*); Mercet, 1922 : 154-155 (*L. walshi*); Ishii, 1928 : 115 (*L. maculata*); Blanchard, 1936 : 15 (*L. brethesi*); Mani, 1941 : 28-29 (*L. daccaensis*); De Santis, 1964 : 285-288 (*L. floridanus*); Noyes, 1988 a : 70-71; 1988 b : 197-204; 1989 : 369-370; Trjapitzin, 1989:351.

### Distribución

Estados Unidos (Wisconsin, Distrito Federal de Columbia, Pennsylvania, Virginia, New Jersey, Arkansas, Carolina del Norte, Carolina del Sur, Georgia, California, Arizona, Louisiana, Florida); Bermudas, México, Cuba, Jamaica, Trinidad, Barbados, Guyana, Brasil, Uruguay, Argentina; Escocia, Inglaterra, Suiza, Hungría, Italia, Yugoslavia (antes), Bulgaria, Polonia, Estonia, Rusia (Provincias de Kaliningrad, Leningrad, Ivanovo, Moscú, Vladimir, Kaluga, Briansk, Voronezh, Penza, Nizhny-Novgorod, Rostov, Samara, Sverdlovsk, Kurgan, Tomsk, Irkutsk, zona subtropical del Territorio de Krasnodar, territorios de Stavropol y Primorye (= Territorio de Ussuri), Chechenia, Buryatia), Bielorusia, Ucrania (Crimea), Georgia, Armenia, Azerbaidzhán, Corea del Norte, Japón, Vietnam, Tailandia, Bangladesh, India, Indonesia; Australia, Nueva Zelanda (introducido de Australia), Hawái; Túnez. La especie fue descrita de Florida (Ashmead, 1900).

Según Noyes (1989), *C. floridanum* pertenece al grupo de las especies parasitoides de Noctuidae que son afines filogenéticamente. Incluye en este grupo también a *C. obscurum* (Nikolskaya, 1952) (Turkmenistán y Uzbekistán en Asia Central; África), *C. bakeri* (Howard, 1898 b) (América del Norte), *C. agrotis* (Fonscolombe, 1832) (Europa,

Asia paleártica), *C. truncatellum* (Dalman, 1820) (Europa, Asia paleártica y Canadá) y *C. graminis* Noyes, 1989 (Australia); se debe incluir a *C. chilensis* (Brèthes, 1921) de Chile en el grupo. Estas especies se caracterizan por tener el diente inferior de las mandíbulas bien desarrollado, relativamente largo. En América se encuentran 4 especies de este grupo: *C. floridanum*, *C. truncatellum*, *C. bakeri* y *C. chilensis*.

Las hembras de *C. floridanum*, *C. truncatellum* y *C. chilensis* se pueden separar usando la siguiente clave:

1. Frontovértice no más ancho que la apertura de la boca. Diente inferior de las mandíbulas muy largo. Hembra: 1.38 mm ..... *C. chilensis* (Brèthes)
- Frontovértice de 1/5 a 1/3 más ancho que la apertura de la boca. Diente inferior de las mandíbulas no muy largo..... 2
2. El primer segmento del funículo antenal no más pequeño que el segundo (Fig. 63). Escutelo púrpura en contraste con el mesoescudo verde metálico. El diente inferior de las mandíbulas apenas más largo que el diente medio. (Macho: parte truncada de la maza antenal ocupa cerca de 3/4 de su longitud, edeago del órgano copulatorio simple, sin un par de ganchos o dientes subapicales ventrales). Hembra, macho: no más de 1.2 mm..... *C. floridanum* (Ashmead)

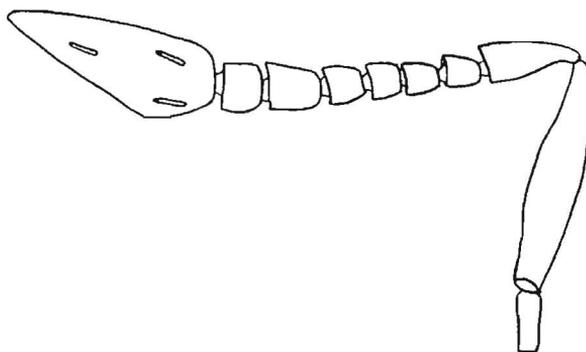


Fig. 63. *Copidosoma floridanum* (Ashmead), hembra, antena (original de S. N. Myartseva).

- El primer segmento del funículo antenal distintamente más pequeño que el segundo. Escutelo no fuertemente púrpura, pero regularmente del mismo color del mesoescudo, ocasionalmente es cobrizo con brillo púrpura muy ligero. El diente inferior de las mandíbulas distintamente más largo que el diente medio. (Macho: parte truncada de la maza antenal ocupa solamente cerca de 1/3 de su longitud, edeago del órgano copulatorio con un par de ganchos o dientes subapicales ventrales). Hembra, macho: al menos 1.2 mm..... *C. truncatellum* (Dalman)

No fue posible incluir en esta clave la especie norteamericana *C. bakeri* porque no se cuenta con una descripción moderna de la especie ni material para su estudio.

Los machos de *C. truncatellum* y *C. bakeri* tienen sobre el edeago del órgano copulatorio un par de ganchos o dientes subapicales ventrales. En el edeago de *C. floridanum*, tal estructura está ausente.

Los huéspedes comunes de *C. floridanum* son: en Europa - *Autographa gamma* (Linnaeus), en Estados Unidos - *Trichoplusia ni* (Hübner) y *Pseudoplusia includens* (Walker). En México, esta especie también ha sido encontrada como parasitoide de los dos últimos lepidópteros.

## Material estudiado

México: Tamaulipas: Cd. Victoria: 1) UAT, X - 1995, 3 hembras; 21 - X - 1996, 2 hembras; 2) jardín urbano sobre okra *Abelmoschus esculentus*, 1 - XI - 1996, 7 hembras; 3) orilla del río San Marcos, 20 - X - 1996, (hembras) macho; 4) Cañón del Novillo, 30 - XI - 1995. El Madroño (25 km carretera Victoria - San Luis Potosí), 3-XI-1995, 8 hembras, 3 machos. Tamaulipas: Gómez Farías, Reserva "El Cielo": 1) Canindo, 18 - VII - 1995, 3 hembras, 22 - VII - 1995, 1 hembra; 23 - VII - 1995, 1 hembra; 2 - X - 1995, 3 hembras; 4 - X - 1995, 6 hembras, 1 macho; 5 - X - 1995, sobre guayabo *Psidium guajava*, 1 hembra; 2) El Elefante - La Gloria, 7 - X - 1995, 7 hembras, 1 macho.

## BIOLOGÍA

La biología de esta especie ha sido de gran interés para los investigadores, principalmente de Estados Unidos. Los especialistas han estudiado minuciosamente su

desarrollo poliembriónico, la literatura concerniente a este tema es bastante amplia pero es necesario usarla con cierta precaución ya que no siempre se puede estar asegurado que la identificación específica citada sea correcta. Por esta razón, enseguida se refieren solamente los trabajos donde el parasitoide figura bajo su propio nombre y también bajo el nombre *C. truncatellum* si fue criado de *Trichoplusia ni* o de *Pseudoplusia includens*. Es probable que *C. floridanum* pueda atacar también otras especies de noctuidos, por ejemplo, es citada en Cuba como parasitoide de *Autographa oo* Cramer (cf. Trjapitzin & Sitdikov, 1993) pero para la confirmación de estos hechos es necesario el estudio de los materiales correspondientes por taxónomos. Noyes (1988 b) estudió grandes series de *C. floridanum* y *C. truncatellum*, llegando a la conclusión de que, sin excepción, las series de parasitoides criados de larvas de noctuidos de la subfamilia Plusiinae, pertenecen a la especie *C. floridanum* mientras que *C. truncatellum* fue criada solamente del noctuido *Apamea monoglypha* (Hufnagel) de la subfamilia Amphipyryinae. Como opina Noyes, el rango de hospederos de *C. floridanum* y *C. truncatellum* refleja el comportamiento de búsqueda de huéspedes por los parasitoides: es probable que las hembras de *C. truncatellum* busquen huevos de sus huéspedes como *Apamea* spp. al nivel del suelo mientras que las hembras de *C. floridanum* los busquen a mayor altura, donde ponen sus huevos los noctuidos de las subfamilias Plusiinae y Heliiothinae.

Es sabido que los encírtidos adultos se encuentran raramente sobre flores de plantas. Sin embargo, las colectas en las montañas de la Sierra Madre Oriental (El Madroño) indican que *C. floridanum* presenta excepciones: la especie fue abundante sobre hierbas en flor. Esta observación se confirma también por los datos de Rusia (Tshumakova, 1971) y de Inglaterra (Jarvis *et al.*, 1993).

## DESARROLLO POLIEMBRIÓNICO

El desarrollo de *Copidosoma floridanum* fue estudiado en Estados Unidos (Jones *et al.*, 1982; Strand, 1989a; Strand *et al.*, 1990; Baehrecke & Strand, 1990; Grbic & Strand, 1991; Mc Pherson, 1993; Grbic *et al.*, 1996).

Según Strand (1989b), la hembra pone en el huevo del huésped 1 o 2 huevos durante un acto de oviposición. Si sólo un huevo es depositado, todos los descendientes son machos o hembras pero si 2 huevos son depositados, el segundo huevo siempre da machos, y como resultado los descendientes son de ambos sexos. Los huevos no

fertilizados producen machos, los fertilizados originan hembras. De 43 larvas de Lepidoptera colectadas en el campo, del 55 por ciento emergieron parasitoides de los dos sexos, del 23 por ciento todos fueron machos y del 22 por ciento todas fueron hembras.

El desarrollo poliembriónico de *C. floridanum* como parasitoide de *Trichoplusia ni* fue investigado por Strand (1989a) y Baehrecke & Strand (1990). La poliembrionía es una forma de desarrollo embrionario, cuando un solo huevo produce muchos embriones (hasta 2000 en el caso de *C. floridanum*). Es característico entre encártidos de las subtribus Copidosomatina y Ageniaspidina. Los huevos de los encártidos poliembriónicos se dividen, produciendo una cantidad variada de blastómeros (células que forman mórulas) envueltos por 1 o 2 membranas. El conjunto de blastómeros y membranas se conoce como poligermo o polimórula (según la nueva terminología de Baehrecke & Strand, 1990). Enseguida, los grupos de blastómeros son divididos por membranas, formándose una cierta cantidad de mórulas. La mayoría de las mórulas se desarrolla de las larvas reproductivas del parasitoide, las que salen del huevo, devoran el contenido interno de la larva y pupan dentro del último estadio larval del huésped.

Algunos encártidos poliembriónicos tienen además otro fenotipo larval, procedente del huevo del parasitoide. Estas larvas, llamadas "larvas precoces", son distintas morfológicamente de las larvas reproductivas, defienden el poligermo de otras larvas parasitoides de las familias Ichneumonidae y Braconidae que también parasitan al mismo huésped (Cruz, 1981, 1986). En *C. floridanum* tienen forma de serpiente, no mudan y mueren cuando las larvas reproductivas terminan de consumir el contenido interno del cuerpo del huésped. El número de larvas precoces de *C. floridanum* en una larva de *T. ni* fue en promedio de  $15 \pm 6.4$ , con un máximo de hasta 60.

Las larvas reproductivas de *C. floridanum* tienen 2 estadios de desarrollo. La ecdisis del segundo estadio ocurre antes de terminar la preparación del cocón. Las larvas del segundo estadio consumen todos los tejidos del huésped, excepto los troncos traqueales principales y la cutícula. Estas larvas tienen la cápsula de la cabeza diferenciada del tórax y del sistema traqueal por un par de espiráculos torácicos y 8 pares de espiráculos abdominales. Después de 12 horas de consumir por completo los tejidos de huésped, las larvas reproductivas del parasitoide secretan una envoltura pupal y después de unas horas más, desechan el meconio y pupan. Los adultos salen de 6 a 8 días más tarde.

El desarrollo embrional de *C. floridanum* está sincronizado con los estadios de desarrollo de su huésped, *T. ni* (Baehrecke & Strand, 1990). Estos autores han publicado la investigación más completa y moderna de la morfología embrional de *C. floridanum*. Presentan un resumen de los estudios de desarrollo embrional del parasitoide en correlación con los estudios del huésped, usando una terminología nueva.

Una investigación interesante fue publicada por Strand *et al.* (1990) sobre la competencia interespecífica larval entre *C. floridanum* y otro endoparasitoide del noctuido *Pseudoplusia includens*, el braconido *Microplitis demolitor* Wilkinson (Hymenoptera: Braconidae). *M. demolitor* deposita de uno a tres huevos en larvas de tercer estadio de *P. includens* no parasitadas o parasitadas por *C. floridanum*. En la larva de *P. includens*, de 10 a 70 larvas precoces de *C. floridanum* están presentes en este tiempo. Después de 36 horas de la oviposición de *M. demolitor*, sus huevos o larvas del primer estadio estaban muertas. Sin embargo, las larvas precoces de *C. floridanum* nunca fueron observadas atacando huevos o larvas de *M. demolitor* y la encapsulación de huevos o larvas de *M. demolitor* no ocurrió. La necrosis pronunciada de *M. demolitor* llevó a Strand y a sus colegas a la idea de que esta eliminación de la otra especie era resultado de alguna forma de supresión fisiológica. A este respecto, las mandíbulas de las larvas precoces tienen un par de órganos que parecen ser glándulas. Así, Strand *et al.* (1990) suponen que es posible que estas larvas liberen alguna secreción a la hemolinfa del huésped que puede influir adversamente en las larvas de *M. demolitor*. Observaciones más recientes de Grbic & Strand (1991) indican que las larvas precoces de *C. floridanum* matan los huevos de *M. demolitor* al picarlos con sus mandíbulas. No obstante, las larvas de *M. demolitor* también fueron capaces de matar larvas precoces de *C. floridanum* con sus mandíbulas.

Las larvas precoces de encírtidos de la subtribu Copidosomatina podrían ser tratadas, según nuestra opinión, como casta de defensa, por analogía con castas de defensa de algunos insectos sociales.

## NÚMERO DE CROMOSOMAS

Este número fue determinado por Strand & Ode (1990) como  $n = 11$ ,  $2n = 22$ . Otros datos citados en el resumen de dichos autores y en el de Gokhman & Quicke (1995) ( $n = 8$ ,  $2n = 16$ ;  $n = 10$ ,  $2n = 20$ ) necesitan ser comprobados. Strand & Ode (1990) suponen que tales diferencias podrían deberse a la existencia de 3 especies sibilinas en los

límites de la especie *C. floridanum* pero Gokhman & Quicke (1995) indican justamente que los datos publicados antes de 1930 deben tratarse con cautela porque en aquel tiempo la técnica de fijación y preparación de materiales y los métodos de determinación del número de cromosomas fueron otros, por lo que los resultados obtenidos pudieran no ser comparables. V.A. Trjapitzin ha consultado este problema con Dra. Valentina G. Kuznetzova (San Petersburgo, Rusia), especialista de cariosistemática de insectos, quien sostiene la opinión de Gokhman & Quicke. En todos estos estudios de cromosomas, los parasitoides fueron criados en *Trichoplusia ni* por lo que no hay duda ahora de que la especie investigada era *C. floridanum*.

## USO EN CONTROL BIOLÓGICO

### 1. Control Biológico Clásico

Según Noyes (1988a), la especie fue introducida en 1969 de Australia a Nueva Zelanda en una tentativa de control biológico del noctuido *Chrysodeixis eriosoma* Doubleday; el parasitoide se adaptó. Cock (1985) informó de la introducción de *C. floridanum* en 1975 - 1977 de la India a Barbados para el control biológico de *Trichoplusia ni* y *Pseudoplusia includens*. El parasitoide se aclimatizó pero en la misma isla y en los mismos huéspedes fue descubierto un parasitoide "indígena", *Copidosoma* sp. Según nuestra opinión, podría ser *C. floridanum*.

### 2. Producción en masa en laboratorio

Experimentos de producción de *C. floridanum* en laboratorio fueron realizados en el Estado de Georgia, EE. UU. por Mc Pherson (1993), debido al problema causado por *Pseudoplusia includens* en Estados Unidos. Este noctuido representa una amenaza económica para cultivos del campo y hortalizas en los estados del Sur, siendo la plaga más importante de la soya en Georgia; *C. floridanum* es un parasitoide de *P. includens* en ese estado. Sin embargo, hay datos de que larvas de *P. includens* parasitadas por *C. floridanum* se desarrollan más lentamente y consumen más follaje, en comparación con larvas no atacadas. Según la opinión de algunos especialistas, la producción en masa de *C. floridanum* para uso en control biológico puede no estar justificada porque las larvas parasitadas consumen 35 por ciento más follaje. El interés por la cría de *C. floridanum* fue

recuperado cuando la plaga desarrolló resistencia a insecticidas, con lo que la contaminación del ambiente se hizo más alta. Algunas alternativas al control químico eran necesarias, por lo que la técnica de producción masiva de *C. floridanum* en laboratorio fue diseñada por Mc Pherson.

Observaciones de campo indican que *C. floridanum* puede ser un regulador muy efectivo de *P. includens*. En Georgia, el porcentaje de parasitismo de la plaga era de 10 – 12% en agosto de 1991 y 1992, y más de 50 % en septiembre. La técnica de producción de *C. floridanum* en masa en insectarios es bastante simple, por tanto, existen oportunidades de efectuar liberaciones inundativas del parasitoide contra las generaciones incipientes de *P. includens*, antes de que las poblaciones de la plaga hayan alcanzado niveles de daño económico.

Sin duda, es necesario estudiar la participación de *C. floridanum* en el control natural de noctuidos nocivos también en México.

## CAPÍTULO 15

### *Leptomastidea abnormis* (GIRAULT), UNA ESPECIE DEL MEDITERRÁNEO EN EL ESTADO DE MORELOS

#### INTRODUCCIÓN

*Leptomastidea abnormis*, un parasitoide de escamas harinosas, es famoso en la historia del control biológico. La especie proviene del Mediterráneo. Había sido registrada para México en el Estado de Nuevo León solamente una vez, emergiendo de *Ferrisia virgata* (Cockerell) (De Bach & Warner, 1969).

El 6 de Marzo de 1996, V.A. Trjapitzin colectó 2 hembras y 1 macho de *L. abnormis* en Cuernavaca, Morelos, sobre naranjo *Citrus sinensis*, en un jardín urbano cerca de la Universidad Autónoma del Estado de Morelos. La Agrónoma Elisaveta Ya. Chouvakhina colectó sobre estos naranjos también una especie de escamas harinosas que fue identificada por la Dra. Evelina M. Danzig (Instituto Zoológico de San Petersburgo) como *Pseudococcus longispinus* (Targioni-Tozzetti). De momento, no es posible asegurar que *L. abnormis* parasita en esta localidad a *P. longispinus* o alguna otra especie de escamas harinosas.

Se incluye enseguida información sobre el género *Leptomastidea*, la especie *L. abnormis* y la clave para identificación de las dos especies de *Leptomastidea* conocidas en México.

***Leptomastidea* MERCET, 1916**

Especie tipo: *Leptomastidea aurantiaca* Mercet, 1916.

Sinónimos: *Tanaomastix* Timberlake, 1918; *Leptanusia* De Santis, 1964.

Mercet, 1916: 112 – 117; Timberlake, 1918: 362 – 364, 366 – 367 (*Tanaomastix*); De Santis, 1964: 90-93; Trjapitzin, 1989: 143 – 145.

El género pertenece a la subfamilia Tetracneminae, a la tribu Anagyrini y a la subtribu Leptomastideina (Trjapitzin, 1989).

Según Trjapitzin (1989), 20 especies de *Leptomastidea* han sido descritas en la fauna mundial. Las especies de las cuales sus huéspedes son conocidos, son endoparasitoides de coccoideos de las familias Pseudococcidae y Eriococcidae.

Dos especies de *Leptomastidea* estaban registradas en México: *L. abnormis* (Girault, 1915) en el Estado de Nuevo León (De Bach & Warner, 1969) y *L. dispar* (Kerrich, 1953) (Trjapitzin *et al.*, 1998 – sin indicación del estado).

**CLAVE DE ESPECIES DE *Leptomastidea* DE MEXICO (hembras)**

1. Alas anteriores con 3 bandas ahumadas (Fig. 64). Escapo antenal 6 veces más largo que ancho. Maza y sexto artejo funicular blancos. México (Nuevo León, *ex Ferrisia virgata* Cockerell; Morelos, *ex Pseudococcus longispinus* Targioni – Tozzetti sobre cítricos. 0.9 mm..... *L. abnormis* (Girault, 1915)
- Alas anteriores con 2 bandas ahumadas. Escapo antenal 4 veces más largo que ancho. Maza y sexto artejo funicular no son blancos. México (Tamaulipas, *ex Phenacoccus* sp. af. *solenopsis* Tinsley sobre *Abelmoschus esculentus*); Trinidad, *ex Ferrisia virgata* Cockerell sobre cacao..... *L. dispar* (Kerrich, 1953)

***Leptomastidea abnormis* (GIRAULT, 1915)**

(*Paraleptomastix abnormis*, *Tanaomastix abnormis*)

Girault, 1915 c : 184-185 (*Paraleptomastix*); Timberlake, 1918 : 363-364, 366-367 (*Tanaomastix*); Maple, 1947 : 91-93; Peck, 1963 : 349-351; De Santis, 1964 : 90-93; Rosen, 1969 : 59; Bartlett 1978 : 150-155; 157-258; Prinsloo, 1984 : 13, 20; Trjapitzin, 1989 : 145; Santis & Fidalgo, 1994 : 46-47.

## Distribución

Estados Unidos: (California - introducido de Sicilia; Louisiana, Florida, Estado de Nueva York, Illinois (en invernaderos), Canadá (en invernaderos), México, Costa Rica (introducido de Chile), República Dominicana, Bermudas, Brasil, Chile (introducido de Italia), Isla de Pascua (introducido de Chile), Hawaii, Nueva Zelanda, Australia, Ghana, República Sudafricana (introducido), Islas Canarias, España, Inglaterra (en invernaderos), Francia, Italia, Chipre, Siria, Israel y Japón. En algunos países, el estomógeno está siendo criado en laboratorios comerciales para su venta, por ejemplo, en Holanda, Bélgica, Alemania e Israel. En el Cáucaso (Georgia y Azerbaidzhán), la especie fue empleada por el método de colonización de temporada en viñedos contra *Planococcus ficus* (Signoret).

## Huéspedes comunes

*Planococcus citri* (Risso) y *P. ficus* (Signoret).

*L. abnormis* se distingue por las alas anteriores marcadas con 3 bandas transversales oscuras (Fig. 64) y con el mesosoma y metasoma café negruzco (con el lado dorsal más oscuro). Cuando está vivo, el insecto coloca las alas algo hacia arriba, lo que es característico del género *Leptomastidea*.

Se desconoce la proveniencia de *L. abnormis* en México. En 1914, el parasitoide había sido introducido de Sicilia a California para el control biológico de *Planococcus citri* (Risso) en cítricos y se estableció pero el control de la plaga fue parcial. Según Bartlett (1978), la característica más importante de *L. abnormis* es probablemente el ataque

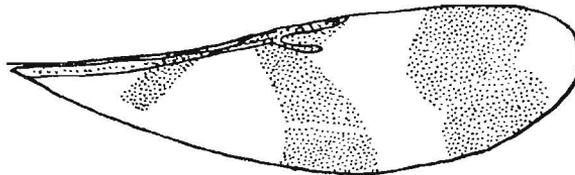


Fig. 64. *Leptomastidea abnormis* (Girault), hembra, ala anterior (orig.).

temprano a las infestaciones iniciales de las escamas harinosas, las que han pasado el invierno debajo de los sépalos en los frutos cítricos. Sus períodos máximos de actividad ocurren en primavera y otoño, y el parasitoide sufre mucho por las temperaturas altas; después se introdujo a otros países. En algunos países, el parasitoide penetró por ecesis, con sus huéspedes. Es posible que las poblaciones mexicanas provengan (por ecesis) de California o de otros estados de EEUU pero se puede suponer también que *L. abnormis* entró a México con plantas y escamas harinosas de España u otros países mediterráneos en los tiempos coloniales, probablemente unos siglos antes de su introducción a California.

## CAPÍTULO 16

### *Pseudaphycus utilis* TIMBERLAKE, PARASITOIDE DEL PIOJO HARINOSO DEL AGUACATE

#### INTRODUCCIÓN

Durante 1995 y la primera mitad de 1996 en Cd. Victoria, Tam., en los terrenos de la UAM Agronomía y Ciencias UAT, un pequeño árbol de guayabo *Psidium guajava* de cerca de 3 m de altura, aislado de otros guayabos, estaba fuertemente infestado por una escama harinosa. La escama (con cubierta cerosa blanca) fue identificada en Londres, en el Museo de Historia Natural por G. Watson como *Nipaecoccus* sp. ca. *filicornis* Williams et Granara de Willink.

Toda la temporada mencionada, el guayabo infestado por la plaga fue observado sobre todo por la Agrónoma Elisaveta Ya. Chouvakhina, quien colectó y crió depredadores y parasitoides de *Nipaecoccus*. Como resultado de la fuerte infestación por la escama, el árbol se debilitó temporalmente. En Mayo de 1995 presentó infestación completa, con hojas cubiertas por escamas en casi toda la superficie inferior y parcialmente en la superficie superior del árbol. Los brotes también estaban infestados. Según la escala oficial (5 grados) de los grados de infestación de plantas por plagas adoptada en Rusia, esta infestación corresponde al grado 5, es decir el más alto.

Desde Mayo de 1995, muchos depredadores de la escama fueron encontrados en el árbol: coccinélidos (Coleoptera: Coccinellidae), crisópidos (Neuroptera: Chrysopidae), entre ellos *Chrysoperla rufilabris* (Burmeister), chamaemíidos (Diptera: Chamaemyiidae), hemerobiíidos (Neuroptera: Hemerobiidae) y sírfidos (Diptera: Syrphidae). Este complejo de entomófagos no fue efectivo hasta Octubre de 1995, y la condición del árbol era mala: todas las frutas se habían caído, también una parte de las hojas a pesar del riego constante. No obstante, el árbol sobrevivió pero no creció en ese año.

Los primeros parasitoides de *Nipaecoccus* fueron encontrados en el guayabo hasta en la primavera de 1996 y sólo una especie ha sido criada de la escama. Este parasitoide fue identificado por J. S. Noyes (Museo de Historia Natural, Londres), como *Pseudaphycus utilis* Timberlake. Solamente algunos ejemplares de *P. utilis* fueron criados de la escama y parece que su papel como agente de control natural fue de menor consideración porque la infestación del árbol disminuyó en Marzo de 1996 al grado 0-1 como resultado de la actividad de los depredadores.

En Octubre de 1996, se encontraron en el árbol solamente algunas ninfas fijas del primer estadio y una hembra de *Nipaecoccus*. El árbol está sano actualmente, con crecimiento de brotes en el 20 % de las ramas y la longitud de hojas fue de 1.2 - 2 veces más. Así, se tiene un buen ejemplo de control natural de la plaga por el complejo de depredadores ya que no se aplicaron insecticidas. Sobre otros árboles de guayabo en la misma área durante la temporada de observaciones, solamente algunos ejemplares de *Nipaecoccus* fueron encontrados.

*Pseudaphycus utilis* es un parasitoide común de otra especie de escamas harinosas, *Nipaecoccus nipae* (Maskell). Puede ser que *Nipaecoccus* sp. ca. *filicornis* no sea el huésped típico para *P. utilis* pero esta suposición no ha sido probada.

Este capítulo contiene una breve caracterización del género *Pseudaphycus*, una clave para identificación de las especies de *Pseudaphycus* encontradas en México y la información más importante de *P. utilis*.

## *Pseudaphycus* TIMBERLAKE, 1916

Especie tipo: *Aphycus angelicus* Howard, 1898

Sinónimo: *Psilomirinus* Brèthes, 1916

Timberlake, 1916: 569-574 (como *Pseudaphycus* Clausen, 1915); De Santis, 1964: 150-160 (como *Pseudaphycus* Clausen); Gahan, 1946: 311-327 (como *Pseudaphycus* Clausen); Noyes, 1980: 225 (como *Pseudaphycus* Clausen); Trjapitzin, 1989: 219-221.

Este género pertenece a la subfamilia Encyrtinae, a la tribu Aphycini y a la subtribu Aphycina (Trjapitzin, 1989).

*Pseudaphycus* se caracteriza por tener 5 segmentos en el funículo antenal, palpos maxilares de 4 segmentos y palpos labiales de 3. La maza antenal de la hembra consiste de 3 segmentos, al menos es parcialmente blanca, en contraste con los segmentos café o café-anaranjado del funículo. Según Noyes & Hayat (1984), *Pseudaphycus* es muy afín a los géneros *Acerophagus* E.A. Smith y *Pseudectroma* Girault pero *Acerophagus* tiene la fórmula de los palpos 4-2 ó 3-2 y las antenas más o menos de un color amarillo o anaranjado-amarillento. *Pseudectroma* tiene la maza antenal de 2 segmentos y el pronoto comparativamente largo. Las especies de los 3 géneros son parasitoides primarios de escamas harinosas (Homoptera: Pseudococcidae) y su papel en el control biológico es grande.

Se conocen 27 especies de *Pseudaphycus* en la fauna mundial y solamente 3 de México.

### CLAVE DE ESPECIES DE *Pseudaphycus* DE MÉXICO (hembras)

1. La parte saliente del ovipositor es aproximadamente igual a 1/5 del metasoma. Escapo antenal lineal, no ensanchado en su parte inferior. Tórax convexo (mesonoto cubierto por pelos oscuros). Alas anteriores no ahumadas. Cuerpo amarillo limón o amarillo pálido. Antena cf. Fig. 65. Hembras 0.9 – 1.5 mm (machos: 1.1 - 1.44 mm). Tamaulipas, ex *Nipaecoccus* sp. ca. *filicornis* Williams et Granara de Willink sobre guayabo *Psidium guajava*; Veracruz, ex *N. nipae* Maskell.....*P. utilis* Timberlake, 1923
- La parte saliente del ovipositor igual a 1/3 del mesosoma. Escapo antenal ensanchado en su parte inferior. Tórax no convexo. Alas anteriores ligeramente ahumadas..... 2

2. Escapo antenal negro con el borde dorsal blanco, todo el funículo negro, la base de la maza (su primer segmento, excepto el ápice) negra o negruzca; alas anteriores uniformemente ahumadas (tono ligero), sin una banda más clara enseguida del ápice de la vena estigmática. Tibias sin anelos oscuros. Hembras: 1.1 mm (machos: 0.85 mm). La especie ha sido descubierta en Brownsville, Texas (EE.UU) por el Servicio de Cuarentena sobre flores cortadas en México; México (sin indicación de localidad), ex *Dysmicoccus boninsis* (Kuwana). ..... *P. mundus* Gahan, 1946
- Escapo antenal con la base pálida, negro en la superficie interna y pálido en la superficie externa (con orla negruzca) y en el lado dorsal; segmentos 1-4 del funículo negros, el quinto es blanco; maza blanca. Alas anteriores con una banda transversal más clara, un poco encorvada, situada enseguida del ápice de la vena estigmática. Cada tibia con dos anelos oscuros. Hembras: 0.6 - 1.1 mm (machos: 0.7 - 0.8 mm), Sonora, ex *Ferrisia virgata* (Cockerell)..... *P. debachi* D. Rosen, 1981

### *Pseudaphycus utilis* TIMBERLAKE, 1923

Timberlake, 1923: 323-326; Gahan, 1946: 312, 315-316; Beardsley, 1976: 224; Noyes & Hayat, 1984: 328.

### Distribución

México, República Dominicana, Puerto Rico (introducido de Hawaii), Trinidad, Hawaii (introducido de México).

### Huésped común

*Nipaecoccus nipae* (Maskell).

*Pseudaphycus utilis* fue descrito (Timberlake, 1923) del Estado de Veracruz, México, de colectas de H.T. Osborn, criado de la escama harinosa *Nipaecoccus nipae* en Orizaba, Río Blanco, Nogales y El Potrero. Esta especie tiene diferente forma del cuerpo de todas las demás especies de *Pseudaphycus*: se distingue por su cuerpo relativamente más grande, alas anteriores completamente hialinas y por el cuerpo amarillo fuerte con pubescencia negruzca en el mesoscudo.

No obstante, este autor ha opinado que la especie fue tratada correctamente por él como miembro del género *Pseudaphycus* Compere & Annecke (1960) y Noyes & Hayat (1984) han indicado que *P. utilis* no es un *Pseudaphycus* típico y probablemente no pertenece a este género porque se caracteriza por tener el tórax convexo con pelos negros. Sin embargo, Noyes y Hayat no tratan tales diferencias como suficientes para describir a *P. utilis* como un género nuevo para la ciencia.

En 1922, *P. utilis* fue introducida de México (Orizaba) a Hawaii para el control biológico de *Nipaecoccus nipae* (Timberlake 1923, 1924a; Osborn, 1938; Gahan, 1946; Beardsley, 1976; Bartlett, 1978). Según Bartlett, se conocen dos formas de *N. nipae* que representan posiblemente dos especies distintas. La primera forma, llamada la escama harinosa del aguacate, habita en Hawaii y presenta cubierta de cera blanca, en esa región infesta aguacate, guayabo, vid, algunas especies de palmas y otras plantas. Es muy probable que esta forma sea plaga también en Bermudas y en Puerto Rico. Según Osborn (1938), la misma forma junto con otras afines, vive en México en el Estado de Veracruz, de donde es indígena. La segunda forma de *N. nipae*, llamada la escama harinosa de las palmas, tiene la cubierta de cera amarilla. Su amplitud de hospederas es más grande pero prefiere la palma *Kentia sp.* y la palma de coco. Esta forma es común en viveros y en jardines botánicos de California e Inglaterra, y en la naturaleza en algunos países tropicales; es posible que también sea indígena de México.

En Hawaii, la escama harinosa del aguacate fue descubierta por primera vez en 1902 y llegó a ser la plaga más importante de este cultivo y de muchas plantas ornamentales, causando defoliación. Casi a las mismas plantas causaba daños en Bermudas y en Puerto Rico.

*Pseudaphycus utilis*, introducido de México a Hawaii (Honolulu, Isla de Oahu), se aclimatizó muy rápido y se difundió por algunas otras islas del archipiélago, asegurando éxito económico después de sólo un año. La escama fue completamente controlada (Timberlake, 1923; Osborn, 1938; Bartlett, 1978). En 1934, cuando era necesario coleccionar *P. utilis* para introducirlo a California contra la escama harinosa de las palmas, dañina a la palma *Kentia sp.*, el parasitoides se encontró en Hawaii con gran dificultad. El resultado de la introducción fue negativo: *P. utilis*, criado en Hawaii de la escama harinosa del aguacate, no parasitó la escama harinosa de las palmas en California.

En 1926, se efectuó una tentativa de introducir *P. utilis* a Bermudas pero sin éxito (Bennett & Hughes, 1959; Bartlett, 1978). Otros resultados se obtuvieron en Puerto Rico: *P. utilis*, introducida en 1938-1939 de Hawaii, se aclimató en esta isla muy rápido, con un gran efecto económico (Gahan, 1946; Bartlett, 1978; Cock, 1985).

*P. utilis* fue criado de *N. nipae* en Trinidad (Bennett, 1955), el parasitoide fue introducido en 1972 desde esta isla hasta la isla caribeña de St. Kitts para el control biológico de *N. nipae* sobre aguacate, anona y la palma de coco pero no existe información sobre su aclimatación (Cock, 1985).

Por tanto, *P. utilis* es un agente de control biológico muy importante y requiere estudios detallados en México.

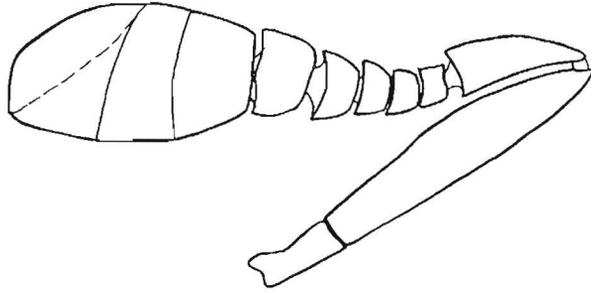


Fig. 65. *Pseudaphycus utilis* Timberlake, hembra, antena (orig.).

## CAPÍTULO 17

# PARASITOIDES DE PSYLLOIDEA (HOMOPTERA) EN MÉXICO

### INTRODUCCIÓN

Este capítulo incluye información del género *Psyllaephagus* y principalmente de dos especies, *P. gyces* Noyes *et* Hanson y *P. pilosus* Noyes, parasitoides de Psylloidea.

*Psyllaephagus* ASHMEAD, 1900

Especie tipo: *Encyrtus pachypsyllae* Howard, 1885.

Sinónimos: *Mirocerus* Ashmead, 1904; *Calocerineloides* Girault, 1913; *Epanagyrs* Girault, 1915; *Anagyropsis* Girault, 1917; *Metaprionomitus* Mercet, 1921; *Shakespeareia* Girault, 1929; *Psyllencyrtus* Tachikawa, 1955; *Calluniphilus* Erdos, 1961; *Ooencyrtoides* Hoffer, 1963 (como subgénero de *Ooencyrtus*); *Propsyllaephagus* Ev. Blanchard en De Santis, 1964; *Mercetia* Bakkendorf, 1965; *Kaszabicyrtus* Szelényi, 1971.

La distribución del género *Psyllaephagus* es casi cosmopolita. Pertenece a la subfamilia Encyrtinae, a la tribu Trechnitini y a la subtribu Metaprionomitina. Según Noyes & Hanson (1996), más de 200 especies de este género son descritas en la fauna mundial, y entre ellos solamente 18 especies en el Nuevo Mundo. De las 12 especies de *Psyllaephagus* descubiertas por Noyes & Hanson (1996) en Costa Rica, 9 eran nuevas.

Todas las especies de *Psyllaephagus* con huéspedes conocidos son endoparasitoides primarios de psílidos. Como comunican Noyes & Hanson (1996), el ciclo evolutivo fue descrito solamente para una especie, *Psyllaephagus euphylluræ* (Masi, 1908) de Italia, Túnez, Turquía y algunos otros países mediterráneos como parasitoides del psílido del olivo *Euphyllura olivina* Costa. Según investigaciones de Chermiti *et al.* (1986), la hembra de *P. euphylluræ* pone sus huevos dentro del tórax de las ninfas de cuarto y quinto estadios de *E. olivina*. Cada huevo es fijado al integumento del huésped por un pedúnculo parcialmente esclerotizado, pasando a través del integumento del huésped. La larva del parasitoides sale después de 2 días y permanece fija a la envoltura del huevo. Después de 1 ó 2 días, se desplaza rumbo a la parte posterior del huésped. La ninfa parasitada de *E. olivina* se convierte en momia después de 8 a 9 días de la oviposición del parasitoides.

**CLAVE DE ESPECIES DE *Psyllaephagus* DE MÉXICO (hembras y machos)**  
(según Noyes & Hanson, 1996, con modificaciones)

1. Maza antenal triarticulada. Hembras ..... 2
- Maza antenal entera. Machos ..... 5
2. Base de la ala anterior antes de la línea calva fuertemente pubescente y con una mancha ahumada debajo de la vena marginal. Cuerpo oscuro con pubescencia muy espesa sobre el dorso del tórax. Ovipositor apenas saliente. Hembra: 0.87 - 1.33 mm (macho: 0.92 - 1.1 mm). México (D.F.), *ex* Psylloidea sobre *Eucalyptus*; Estados Unidos, *ex* *Ctenarytaina eucalypti* Maskell; Australia y Nueva Zelanda, del mismo psílido..... *P. pilosus* Noyes, 1988
- Base de la ala anterior ligeramente pubescente y sin la mancha ahumada debajo de la vena marginal..... 3
2. Frontovértice con distintos puntos pilíferos considerablemente más grandes que una faceta del ojo compuesto. Ocelos posteriores más cerca de los ojos que del margen del occipucio. Ovipositor un poco saliente. Hembra: 1.23-1.58 mm. México (Tamaulipas), *ex* *Trioza limbata* (Enderlein) sobre *Psidium guajava* (Fam. Myrtaceae); Costa Rica ..... *P. gyces* Noyes *et* Hanson, 1996
- Frontovértice sin puntos distinguibles; si hay algunos puntitos son menores que una faceta del ojo compuesto..... 4

3. Escapo antenal 4-5 veces más largo que ancho y tan largo como los primeros 4 artejos funiculares juntos. Hembra: 0.95-1.52 mm. Canadá; Estados Unidos, *ex Trioza diospyri* (Ashmead); Cuba, *ex Mastigimas ernsti* (Schw.); Jamaica; México (Campeche); Costa Rica, *ex Trioza* sp. ca *maritima* sobre *Avicennia germinans* (Fam. Verbenaceae) y *ex Mastigimas* sp. sobre *Cedrela odorata* (Fam. Meliaceae); Panamá; Brasil, *ex Psylloidea* sobre *Psidium guajava*; Perú ..... *P. trioziphagus* (Howard, 1885)
- Escapo antenal 6 veces más largo que ancho y un poco más largo que los primeros 5 artejos funiculares juntos. Hembra: 0.79-1.24 mm. Estados Unidos (Texas, Florida); México (Nuevo León, Veracruz, Michoacán, Distrito Federal, Guerrero, Oaxaca); Cuba, Jamaica, Haití, Puerto Rico, Santa Lucía, Tobago, Anguilla, Costa Rica, Colombia; introducido a las Islas Hawái, Nueva Caledonia, China (Hainan), Filipinas, Malasia, Tailandia, Sri Lanka y Nepal. *Ex* ninfas de *Heteropsylla cubana* Crawford, plaga de *Leucaena leucocephala* (Fam. Fabaceae) y otras especies de *Heteropsylla* (ver Trjapitzin & Ruíz Cancino, 1996) ..... *P. yaseeni* Noyes, 1990
5. Primer artejo funicular antenal menor de 1.5 veces tan largo como su anchura (ver también el punto 4). Macho: 0.68- 0.94 mm ..... *P. yaseeni* Noyes, 1990
- Primer artejo funicular antenal al menos 2 veces tan largo como su anchura (ver también el punto 4). Macho: 0.76-1.17 mm ..... *P. trioziphagus* (Howard, 1885)

### ***Psyllaephagus gyces* NOYES & HANSON, 1996**

Noyes & Hanson, 1996: 131-132.

En julio y octubre de 1995, V.A. Trjapitzin y Elisaveta Ya. Chouvakhina trabajaron en La Reserva de la Biosfera «El Cielo», Estado de Tamaulipas, México, según el Programa de Investigación de la fauna entomológica de esta reserva. La reserva está situada en las montañas de la Sierra Madre Oriental. En Canindo, en la zona del bosque mesófilo de montaña, fue observado regularmente una planta pequeña de guayabo *Psidium guajava* creciendo aislado de otras plantas de la misma especie, infestado por un psílido, cuyas ninfas causaban daño ligero a las hojas, formando bolsillas bastante abiertas en el lado superior de las hojas, a lo largo de sus bordes. Una especie de Encyrtidae, identificada por V.A. Trjapitzin como *Psyllaephagus* sp. fue colectada regularmente sobre la planta con red

entomológica y después criada de las ninfas del psílido. En otros guayabos, frecuentes en Canindo y en algunos otros lugares de la Reserva como Alta Cima y San José, este psílido no fue encontrado.

El psílido y su parasitoide fueron enviados a Londres al Dr. John S. Noyes del Museo de Historia Natural, el Dr. Dave Hollis del mismo Museo identificó al psílido como *Trioza limbata* (Enderlein) y el Dr. Noyes determinó el encírtido como *Psyllaephagus gyces* Noyes et Hanson, descrito en 1966 de 3 hembras colectadas en una zona costera de Costa Rica. *Psyllaephagus gyces* es la tercera especie de *Psyllaephagus* conocida de México. La antena de la hembra se ilustra en la Fig. 67.

### Material estudiado

México: Tamaulipas: Gómez Farías, Reserva de la Biosfera "El Cielo": Canindo, ex *Trioza limbata* (Enderlein) sobre *Psidium guajava*, 23-VII-1995, 1 hembra, 25-VII-1995, 5 hembras; misma localidad, sobre *P. guajava* 16-VII-1995, 2 hembras, 19-VII-1995, 2 hembras, 20-21-VII-1995, 2 hembras, 22-VII-1995, 1 hembra, 1-X-1995, 2 hembras (E. Ya. Chouvakhina), 2-X-1995, 4 hembras, 5-X-1995, 1 hembra; misma localidad, bosque mesófilo, 15-VII-1995, 1 hembra, 23-VII-1995, 1 hembra; Valle de Ovnis y arroyo cerca de Canindo, 20-VII-1995, 5 hembras (la mayoría de este material colectado por V.A. Trjapitzin).

### *Psyllaephagus pilosus* NOYES, 1988

Noyes, 1988 a : 105-106; Bearse, 1993 : 7-8; Dahlsten *et al.*, 1996: 666.

En abril de 1998, el primer autor recibió del M.C. Refugio Lomelí Flores (Universidad Autónoma de Chapingo, México) una serie de encírtidos del género *Psyllaephagus* criados de Psylloidea sobre *Eucalyptus* en Coyoacán, D.F. El parasitoide se identificó como *P. pilosus* Noyes, descrito de Nueva Zelanda como parasitoide del psílido *Ctenarytaina eucalypti* Maskell.

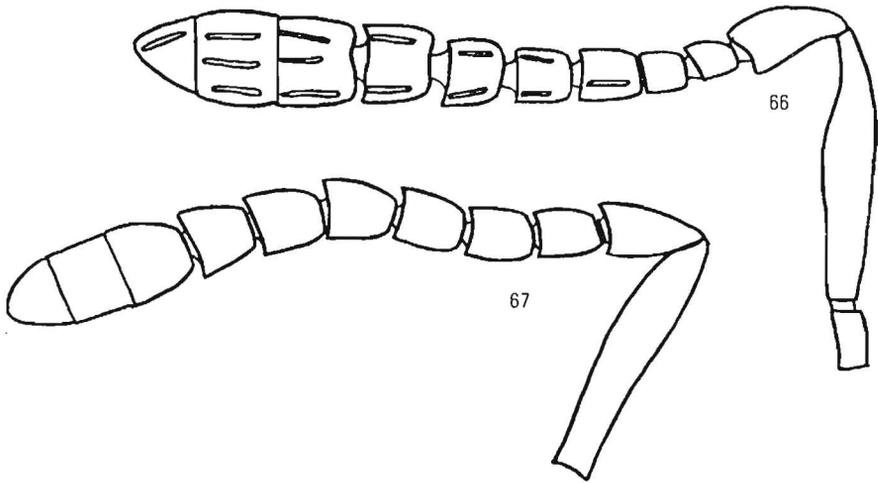
Anteriormente, en México solamente se había registrado una especie identificada de las *Psyllaephagus*, *P. yaseeni* Noyes, parasitoide de *Heteropsylla cubana* Crawford sobre *Leucaena leucocephala* y también de algunos otros psíldos del género *Heteropsylla* (Noyes, 1990; Trjapitzin & Ruíz Cancino, 1996).

Se estudió la especie *Psyllaephagus pilosus* Noyes del D.F. (criadas de Psylloidea sobre eucalipto por L. Sandoval en agosto de 1997, 5 hembras, 1 macho). La especie fue identificada con la clave y descripción de Noyes (1988 a) para los encírtidos de Nueva Zelanda y comparado por el primer autor en el Instituto Zoológico de San Petersburgo, Rusia, con paratipos de *P. pilosus*. La antena de la hembra se presenta en la Fig. 66.

La especie fue descrita de Nueva Zelanda como parasitoide de ninfas del psílido *Ctenarytaina eucalypti* Maskell sobre *Eucalyptus globulus*. Según Noyes (1988 a), la especie proviene de Australia, donde también ya fue encontrada (Bearse, 1993).

El psílido *Ctenarytaina eucalypti* fue introducido accidentalmente a California, donde fue detectado en 1991 y se ha transformado en la principal plaga del eucalipto *Eucalyptus pulverulenta*, en las plantaciones para follaje, una industria de 30 millones de dólares en el condado Monterey de California. Se diseminó rápidamente en las áreas costeras de California, apareciendo en otras especies de eucaliptos, incluyendo *E. globulus*. Los psíldos aparecen como grupos blancos a lo largo del follaje juvenil del árbol, excretando mielecilla y con formación de fumagina; el follaje juvenil no se desarrolla y se deforma.

La exploración al extranjero para buscar enemigos naturales fue efectuada en varias localidades de Australia y Nueva Zelanda desde septiembre de 1991 a marzo de 1992. En cada sitio de colecta, sólo *P. pilosus* fue encontrado asociado con este psílido (Bearse 1993). De acuerdo con Dahlsten *et al.* (1996), grandes cantidades de plaguicidas han sido utilizadas para controlar el psílido en plantaciones de *E. globulus*. El parasitoide fue liberado en 8 sitios en California en primavera-verano de 1993. Las poblaciones del psílido declinaron algo en la mayoría de los sitios en 1993, comparado con 1992; en 1994 y 1995 declinaron varios cientos de veces, debajo de los niveles de preliberación y ya no fueron problema en todos los sitios donde hubo liberaciones. El parasitoide se dispersó rápidamente a otras áreas costeras y controló al psílido en estas áreas en 1995 (Dahlsten *et al.* 1996).



Figs. 66-67. *Psyllaephagus* spp., hembras, antenas.  
66 - *P. pilosus* Noyes (dib. de S.N. Myartseva); 67 - *P. gyces* Noyes et Hanson (orig.).



## CONCLUSIONES

Este libro es la primera tentativa de publicar ensayos generales de las especies de encírtidos de México en castellano y servirá para dar a conocer a los estudiantes y técnicos información de estas especies de insectos benéficos. Las generalizaciones sobre especies importantes para la agricultura pueden estimular su investigación más profunda con el fin de evaluar su papel en la agrobiocenosis.

Es importante notar que de 16 especies tratadas, solamente 6 son indígenas de México: *Aenasius flandersi* Kerrich, *Apoanagyrus trinidadensis* Kerrich, *Blepyrus insularis* (Cameron), *Cheiloneurus elegans* (Dalman), *Pseudaphycus utilis* Timberlake, *Psyllaephagus gyces* Noyes et Hanson y, probablemente, *Arrhenophagus chionaspidis* Aurivillius y *Copidosoma floridanum* (Ashmead). Las especies *Anagyrus saccharicola* Timberlake, *A. shahidi* Hayat, *Coccidoxenoides peregrinus* (Timberlake), *Leptomastidea abnormis* (Girault) y *Psyllaephagus pilosus* Noyes han entrado a la República Mexicana por ecesis, es decir con sus hospederos. *Comperiella bifasciata* Howard es una especie introducida y, probablemente, entró también por ecesis.

El estudio más intensivo de los encírtidos en México seguramente contribuirá a su mayor utilización en programas de Control Biológico de plagas, pudiendo obtenerse otros casos de éxito completo.



## LITERATURA CITADA

- Agarwal, M. M. 1963. New coccid inhabiting encyrtid parasites (Hymenoptera: Chalcidoidea) recorded from Aligarh. *Zeitschrift für Parasitenkunde* 22(5): 394-400.
- Agarwal, M.M. 1965. Taxonomy of encyrtid parasites (Hymenoptera, Chalcidoidea) of Indian Coccoidea. *Acta Hymenopterologica* (Fukuoka, Japan) 2(2): 37-97.
- Agekian, N.G. 1968. *Comperiella bifasciata* How. (Hymenoptera, Encyrtidae) – a parasite of the spruce armored scale in Adzharia. *Entomologicheskoye Obozreniye* 47(1): 41-44.
- Alam, M.M. 1972. The establishment of *Anagyrus sacharicola* Timb. in Barbados, West Indies, against the sugarcane mealybug, *Saccharicoccus sacchari* (Ckll.) (Hemiptera: Coccidae). *Entomophaga* 17: 357 –363.
- Altieri, M. A., J. Trujillo, L. Campos, C. Klein-Koch, C.S. Gold y J. R. Quezada. 1989. El control biológico clásico en América Latina en su contexto histórico. *Manejo Integrado de Plagas* (Turrialba, Costa Rica) 12: 82-107.
- Annecke, D. P. & G. L. Prinsloo. 1974. On some new and described species of arrhenophagine Encyrtidae (Hymenoptera). *Journal of the Entomological Society of Southern Africa* 37(1): 35-47.
- Argyriou, L. 1974. Data on the biological control of citrus scales in Greece: Bull. Sect. Reg. Ouest Palearct. Org. Intern. Lutte Biol. Wageningen, Pays – Bas 3: 89-108.
- Ashmead, W. H. 1900. On the genera of chalcid flies belonging to the subfamily Encyrtidae. *Proceedings of the United States National Museum* 22 (1202): 323 - 412.
- Ashmead, W. H. 1904. Descriptions of new Hymenoptera from Japan. II. *Journal of the New York Entomological Society* 12: 146-165.

- Atkinson, P.R. 1983. Environmental factors associated with fluctuations in the numbers of natural enemies of a population of citrus red scale, *Aonidiella aurantii* (Maskell) (Homoptera: Diaspididae). *Bulletin of Entomological Research* 73(3): 417-426.
- Aurivillius, G. 1888. *Arrhenophagus*, ett nytt sl gte bland Encyrtiderna. *Entomologisk Tidskrift* 9: 142-147.
- Baehrecke E. H. & M. R. Strand. 1990. Embryonic morphology and growth of the polyembryonic parasitoid *Copidosoma floridanum*. *International Journal of Insect Morphology and Embryology* 19 (3/4): 165-175.
- Barbosa, P., S. M. Braxton & A.E. Segarra-Carmona. 1994. A history of biological control in Maryland. *Biological control* 4 (3): 185-243.
- Bartlett, B. R. 1978. Pseudococcidae. In: Clausen, C.P. (Ed.). *Introduced parasites and predators of arthropod pests and weeds: A world review*. USDA Handbook 480:137-170.
- Beardsley, J. W. 1976. Synopsis of the Encyrtidae of the Hawaiian Islands with keys to genera and species (Hymenoptera: Chalcidoidea). *Proceedings of the Hawaiian Entomological Society* 22 (2): 181-228.
- Bearse, G. 1993. *Eugenia* and *Eucalyptus psyllids*. *The IPM Practitioner* (Berkeley, California, U.S.A.) 15 (3): 7-8.
- B nassy C. & H. Bianchi. 1974. Observations sur *Aonidiella aurantii* Mask. et son parasite indigene *Comperiella bifasciata* How. (Hymenoptera: Encyrtidae). *Bull. Sect. Reg. Ouest Palearct. Intern. Lutte* (Wageningen, Pays - Bas) 3: 39-50.
- Ben-Dov, Y. 1994. *A systematic catalogue of the mealybugs of the world*. Intercept. Andover. 686 pp.
- Bennett, F. D. 1955. Encyrtidae from Trinidad, B. W. I. *Canadian Entomologist* 77 (9): 415-416.
- Bennett, F.D. 1957. Trinidad Encyrtidae. II. Some additional mealybug parasites. *Canadian Entomologist* 89 (12): 569 - 572.
- Bennett, F. D. 1994. Rhodesgrass mealybug, pp. 128-133. In: D. Rosen, F. D. Bennett & J. L. Capinera (Eds.). *Pest management in the subtropics - a Florida perspective*. Intercept. Andover, U.K.

- Bennett, F. D. & J. W. Hughes. 1959. Biological control of insect pests in Bermuda. Bulletin of Entomological Research 50 (3): 423-436.
- Bennett, F. D. & J. S. Noyes. 1989. Three chalcidoid parasites of diaspines and whiteflies occurring in Florida and the Caribbean. Florida Entomologist 72 (2): 370-373.
- Blanchard, E. E. 1936. Apuntes sobre calcidoideos argentinos, nuevos y conocidos. Revista de la Sociedad Entomológica Argentina 8: 7-31.
- Brandt, J.M. 1982. The residual toxicity of field – weathered insecticide residues in citrus leaves during spring to a parasite of red scale. Citrus and Suptropical Fruit Journal (Rep. of S. Africa) 587: 16-19.
- Brèthes, J. 1913. Himenópteros de la América meridional. Anales del Museo de Historia Natural de Buenos Aires 24: 35-160.
- Brèthes, J. 1920. Insectos útiles y dañinos de Río Grande do Sul de La Plata. Anales Sociedad Rural Argentina 54: 281-290, 307-308.
- Brewer, R.H. 1971. The influence of the parasite *Comperiella bifasciata* How. on populations of two species of armoured scale insects, *Aonidiella aurantii* (Mask.) and *A. citrina* (Coq.) in South Australia. Australian Journal of Zoology 19 (1): 53-65.
- Cameron, P. 1886. Mem. Proc. Manchester Lit. Phil. Society (3) 10: 243 - 245.
- Cázares de Hoyos, J. F., A. Equihua-Martínez & C. Llanderal-Cázares. 1989. Calcidoideos (Hymenoptera:Chalcidoidea) del Estado de Colima. Agrociencia 76: 269-280.
- Charles Jiménez, R.G. y T. Rodríguez Rodríguez. 1982. Parasitismo natural de *Copidosoma* sp. en el gusano falso medidor *Trichoplusia ni* (Hübner) en tomate. Folia Entomológica Mexicana 54: 89 – 91.
- Chermity, B., N. Hawlitzky, C. Boulay & J.C. Onillon. 1986. Some development characteristics in the endoparasite *Psyllaephagus euphylluræ* (Hymenoptera, Encyrtidae) and feeding on its host. Entomophaga 31 (4): 351 – 361.
- Clancy, D. W. 1946. The insect parasites of the Chrysopidae (Neuroptera). University of California Publications in Entomology 7 (13): 403 – 946.
- Claridge, M.F. 1958. The British and Scandinavian species of the genus *Cheiloneurus* Westwood (Hym., Encyrtidae). Entomologists Monthly Magazine (ser. 4) 94 (223): 156 – 161.

- Clausen, C.P. 1942. The relation of taxonomy to biological control. *Journal of Economic Entomology* 35: 744-748.
- Cock, M. J. W. (Ed.). 1985. A review of biological control of pests in the Commonwealth Caribbean and Bermuda up to 1982. Techn. Comm. Commonwealth Institute of Biological Control : i-x + 1-60.
- Compere, H. 1926. New coccid – inhabiting parasites (Encyrtidae, Hymenoptera) from Japan and California. *University of California Publications in Entomology* 4 (2): 33-50.
- Compere, H. 1939. A second report on some miscellaneous African Encyrtidae in the British Museum. *Bulletin of Entomological Research* 30 (1): 1 – 26.
- Compere, H. 1947. A report on a collection of Encyrtidae with description of new genera and species. *University of California Publications in Entomology* 8 (1): 1-23.
- Compere, H. 1969. The role of systematics in biological control: a backward look. *Israel Journal of Entomology* 4 : 5-10.
- Compere, H. & D. P. Annecke. 1960. A reappraisal of *Aphycus* Mayr, *Metaphycus* Mercet, and allied genera (Hymenoptera: Encyrtidae). *Journal of the Entomological Society of Southern Africa* 23 (2): 375-389.
- Compere, H. & H.S. Smith. 1927. Notes on life history of two oriental chalcidoid parasites of *Chrysomphalus*. *University of California Publications in Entomology* 4 (4): 63-73.
- Contreras C., A. 1976. Introducción a las plagas menores de la caña de azúcar. Memoria del IV Simposio Nacional de Parasitología Agrícola. pp. 227 – 235.
- Coronado Blanco, J. M. & E. Ruiz Cancino. 1995. Natural parasitism of citrus snow scale, *Unaspis citri* (Homoptera: Diaspididae), in Tamaulipas, México. *Folia Entomológica Mexicana* 94: 65-66.
- Coronado Blanco, J. M., E. Ruiz Cancino y V.A. Trjapitzin. 1998. Nuevo registro de *Plagiomerus diaspidis* Crawford en Tamaulipas, México, sobre la escama *Diaspidis echinocacti* (Bouché). *Acta Zoológica Mexicana* 75: 203-204.
- Coronado-Padilla R. y E. Sosa-Esquilano. 1966. Campaña contra la mosca pinta y la escama algodonosa de los pastos. *Fitófilo* 19 (50): 5-52.

- Crawford, J. C. 1914. New parasitic Hymenoptera from British Guiana. Proceedings of the Entomological Society of Washington 16: 85-88.
- Cruz, Y. P. 1981. A sterile defender morph in a polyembryonic hymenopterous parasite. Nature 194: 446-447.
- Cruz, Y. P. 1986. Development of the polyembryonic parasite *Copidosomopsis tanytmemus* (Hymenoptera: Encyrtidae). Annals of the Entomological Society of America 70 (1): 121-127.
- Dahlsten, D.L., D.L. Rowney, W.A. Cooper, R.L. Tassan, W.E. Chaney, K.L. Robb., S. Tjosvold, M. Bianchi & P. Lane. 1996. Biological control of the blue gum psyllid, *Ctenarytaina eucalypti* (Maskell) (Homoptera: Psyllidae), in California. Proc. XX Int. Congr. Ent. (Firenze). pp. 666.
- Dahlsten, D.L., E.P. Hansen, R.L. Zuparko & R.B. Norgaard. 1998 a. Biological control of the blue gum psyllid proves economically beneficial. California Agriculture 52(1): 35-38.
- Dahlsten, D.L., D.L. Rowney, W.A. Copper, R.L. Tassan, W.E. Chaney, K.L. Robb, S. Tjosvold, M. Bianchi & P. Lane. 1998 b. Parasitoid wasp controls blue gum psyllid. California Agriculture 52(1): 31-34.
- Dahms, E. & G. Gordh. 1997. A review of the genera of Australian Encyrtidae (Hymenoptera: Chalcidoidea) described from Australia by A. A. Girault with a checklist of included species. Memoirs on Entomology, International 9: i – v + 1 – 518.
- Dalman, J.W. 1820. Forsök till upställning af insect – familjen Pteromalini, i synnerhet med afseende de i Sverige funne arter. Kungliga Svenska Vetenskapssakademiens Handlingar 41 (1/2): 123 – 174, 177 – 182, 340 – 385.
- De Bach P. 1965. Weather and the success of parasites in population regulation. Canadian Entomologist 97 (8): 848-863.
- De Bach, P. 1969 a. Uniparental, sibling and semi-species in relations to taxonomy and biological control. Israel Journal of Entomology 4 (1): 11-28.
- De Bach, P. 1969 b. The importance of taxonomy to biological control as illustrated by the cryptic history of *Aphytis holoxanthus* n.sp. (Hymenoptera, Aphelinidae), a parasite of *Chrysomphalus aonidum* and *Aphytis coheni* n. sp., a parasite of *Aonidiella aurantii*. Annals of the Entomological Society of America 53: 701-705.

- De Bach, P. 1971. Fortuitous biological control from ecesis of natural enemies. pp. 293-307. In: Entomological Essays to Commemorate the Retirement of Prof. K. Yasumatsu. Hokuryukan Publishing Co., Tokyo.
- De Bach, P. & D. Rosen. 1991. Biological control by natural enemies. Second edition. Cambridge University Press, Cambridge. 440 pp.
- De Bach, P. & S.C. Warner. 1969. Importation and colonization of natural enemies of the striped mealybug *Ferrisia virgata* (Hemiptera, Homoptera, Pseudococcidae) in California. *Annals of the Entomological Society of America* 62 (5): 1117 – 1119.
- De Bach, P., D. Rosen & C.E. Kennett. 1971. Biological of coccids by introduced natural enemies. pp. 165-194. In: Biological control: Proc. AASS Symposium Biol. Control, Boston, MA, USA.
- Delucchi V., D. Rosen & E J. Schlinger. 1976. Relationship of systematics to biological control, pp.380-389. In: C.B. Huffaker & P.S. Messenger (Eds.). Theory and practice of biological control. Academic Press. N.Y. 788 pp.
- De Santis, L. 1964 (1963). Encírtidos de la República Argentina (Hymenoptera: Chalcidoidea). *Anales de la Comisión de Investigación Científica. Provincia de Buenos Aires Gobernación* 4: 9-422.
- De Santis, L. 1979. Catálogo de los himenópteros calcidoideos de América al sur de los Estados Unidos. La Plata, Argentina. 488 pp.
- De Santis, L. 1981. Catálogo de los himenópteros calcidoideos de América al sur de los Estados Unidos – Primer Suplemento. *Rev. Peruana Entomol.* 24 (1): 1-38.
- De Santis, L. 1989 a. Importancia de la sistemática en los programas de control biológico. *Actas del I Congreso Argentino de Entomología.* pp. 153-156.
- De Santis, L. 1989 b. Catálogo de los himenópteros calcidoideos (Hymenoptera) de América al sur de los Estados Unidos - Segundo Suplemento. *Acta Entomológica Chilena* 15: 9-90.
- De Santis, L. & P. Fidalgo. 1994. Catálogo de los himenópteros calcidoideos de América al sur de los Estados Unidos. Tercer Suplemento (Insecta). *Serie de la Academia Nacional de Agronomía y Veterinaria (Buenos Aires)* 13: 1-154.

- Domínguez, Y. R. y J. L. S. Carrillo. 1976. Lista de los insectos en la colección entomológica del Instituto Nacional de Investigaciones Agrícolas. Segundo Suplemento. Instituto Nacional de Investigaciones Agrícolas. SAG (México). Folleto Misceláneo 29:1-245.
- Erdős, J. 1964. 10. Család: Encyrtidae Szivárványfűrké szek. Femfűrkészek: Magyarország Allatvilága. XII. Köt. Hymenoptera II. 4. Fuz. Femfűrkészek - Chalcidoidea III. Budapest (Fauna hung. No. 73). 320 pp. (en húngaro).
- Fèrriere, C. 1949. Notes sur quelques Encyrtides de la Suisse (Hym, Chalcidoidea). Mitteilungen der Schweizerischen Entomologischen Gesellschaft. 22 (4): 369-384.
- Fèrriere, Ch. 1952. Les parasites de *Lyonetia clerckella*. Transactions of the 9<sup>th</sup> International Congress of Entomology (Amsterdam, 1951)1: 593-596.
- Flanders, S.E. 1942. Abortive development in parasitic Hymenoptera induced by the food plants of the insect host. Journal of Economic Entomology 35 (6): 834-835.
- Flanders, S.E. 1943. Mass production of the California red scale and its parasite *Comperiella bifasciata* How. Journal of Economic Entomology 36 (2): 233-235.
- Flanders, S.E. 1944. Observations on *Comperiella bifasciata* How., an endoparasite of Diaspinae coccids. Annals of the Entomological Society of America 22 (3): 365-371.
- Gahan, A.B. 1927. On some chalcidoid scale parasites from Java. Bulletin of Entomological Research 18 (2): 149-153.
- Gahan, A. B. 1933. The serpoid and chalcidoid parasites of the Hessian fly. Misc. Pub. U.S.D.A. 174: 1-147.
- Gahan, A.B. 1946. Eight new species of the *Pseudaphycus Clausen*, with a key to species. Proceedings of the United States National Museum 96 (3200): 311-327.
- García Martell, C. 1973. Primera lista de insectos entomófagos de interés agrícola en México. Fitófilo 26 (68): I-II + 1-47.
- Girault, A.A. 1915 a. Australian Hymenoptera. Chalcidoidea - VII. The family Encyrtidae with descriptions of new genera and species. Memoirs of the Queensland Museum 4: 1-184.
- Girault, A. A. 1915 b. Two new species of *Arrhenophagus* with remarks. Journal of the New York Entomological Society 23 (4): 241-242.

- Girault, A. A. 1915 c. Four new encyrtids from Sicily and the Philippines. *Entomologist* 48 (625): 184-186.
- Girault, A. A. 1917 a. New Javanese Hymenoptera. Washington (privately published). 12 pp.
- Girault, A. A. 1917 b. Descriptions Hymenopterarum Chalcidoidarum variorum cum observationibus. V. Glendale, Maryland, U.S.A. (privately published). 16 pp.
- Gokhman, V. E. & D. L. J. Quicke. 1995. The last twenty years of parasitic Hymenoptera karyology: an update and phylogenetic implications. *Journal of Hymenoptera Research* 4: 41-63.
- Gordh, G. 1979. Family Encyrtidae. pp. 1 : 890-967. In: Krombein, K.V., P.D. Hurd, D.R. Smith & B.D. Burks (Eds.). *Catalog of Hymenoptera in America North of Mexico. Vol. I, Symphyta and Apocrita (Parasitica)*. Smithsonian Institution Press. Washington, D.C.
- Gordh, G. & V.A. Trjapitzin. 1975. *Pseudencyrtoides cupressi* Gordh et Trjapitzin, gen. et sp.n. – a new genus and species of encyrtids (Hymenoptera, Chalcidoidea, Encyrtidae) from North America. *Entomologicheskoye Obozreniye* 54 (4): 872-876. (En ruso).
- Grbic, M. & M. R. Strand. 1991. Intersexual variation in the precocious larvae of the polyembryonic wasp *Copidosoma floridanum*. In: Wainberg, E. & S.B. Vinson (Eds.). *Trichogramma and other egg parasitoids*. 3rd International Symposium, San Antonio Tx, USA, September 23-27, 1990. Paris, Institute Nacional de Recherche Agronomique. Les Colloques 56: 25-28.
- Grbic, M., L. Nagy, S. Carroll & M. Strand. 1996. Pattern formation in polyembryonic development: how is the insect body plan established without the syncytium. *Proceedings XX International Congress of Entomology (Firenze)*. p. 144.
- Greathead, D.J. & D.J. Gerling. 1971. Shipment of *Anagyrus saccharicola* to control *Saccharicoccus sacchari* for Bahamas and Barbados. *Commonwealth Institute of Biological Control Annual Report 1970*. p. 20.
- Gupta, V.K. 1994. Systematics and biological control. pp. 605 - 618. In: Rosen, D., F.D. Bennett & J.L. Capinera (Eds.). *Pest management in the subtropics. Biological control - a Florida perspective*. Intercept. Andover (UK).

- Guyot, J. & S. Quilici. 1987. Etude bio-ecologique de la cochenille diaspine *Pseudaulacaspis pentagona* Targioni-Tozzetti et de ses ennemis naturels a la Reunion. *Fruits* 2 (10): 538-592.
- Hayat, M. 1977. Notes on Indian species of *Comperiella* (Hymenoptera: Encyrtidae). *Oriental Insects* 11 (2): 243-250.
- Hayat, M. 1979 a. Indian species of *Anagyrus* (Hym.: Encyrtidae) – I. *Oriental Insects* 13: 167-188.
- Hayat, M. 1979 b. Taxonomic notes on Indian Encyrtidae (Hymenoptera:Chalcidoidea). I. *Journal of Natural History* 13 (3): 315-326.
- Hayat, M. & B. R. Subba Rao. 1981. A systematic catalogue of Encyrtidae (Hymenoptera: Chalcidoidea) from the Indian subcontinent. *Colemania (Aligarh, India)* 1 (2) : 103-125.
- Hennessey, R.D. 1981. At – rest setal wing coupling and restraining mechanisms in Encyrtidae and Aphelinidae (Hymenoptera: Chalcidoidea). *Annals of the Entomological Society of America* 74 (2): 172-176.
- Herthvztian, E.K. 1975. Parasites of a mealybug (Pseudococcidae) on *Aeluropus littoralis* (Gouan) Parl. in Echmiadzin district of Armenia, pp. 174-175. In: *Fauna i eyo okhrana v respublikakh Zacaucasia* (Fauna and its protection in republics of Transcaucasus). Erevan, Armenia. 227 pp. (en ruso).
- Herthvztian, E.K. 1986. Encyrtids (Encyrtidae) of Armenian SSR. Erevan. 227 pp. (en ruso).
- Hill, C.C. & J.S. Pinckney. 1940. Keys to the parasites of the Hessian fly, based on remains left in the host puparium. *Tech. Bull. U.S.D.A* 715: 1–13.
- Hoffer, A. 1957. Ceskoslovenské druhy subtribu Cheiloneurii. *Casopsis Ceske Spolecnosti Entomologické* 54 (4): 327–355.
- Hoffer, A. 1964. Notes on Arrehenophaginae (Hym., Chalcidoidea, Encyrtidae): 22<sup>nd</sup> preliminary paper for the monographic investigation of the Czechoslovak Encyrtidae. *Acta Soc. Entomol. Czechosl.* 61 (2): 118-122.
- Hoffer, A. 1965. Revision der tschechoslovakischen Arten der gattung *Aphidencyrtus* Ashmead (Hym., Chalcidoidea, Encyrtidae). *Acta Entomol. Bohemosl.* 62 (2): 110-128.

- Howard, L. O. 1895. *Arrhenophagus* in America. Proceedings of the Entomological Society of Washington 3: 239-240.
- Howard, L. O. 1898 a. On some parasites of Coccidae, with descriptions of two genera of Aphelinidae. Proceedings of the Entomological Society of Washington 4 (2): 133-139.
- Howard, L. O. 1898 b. On some new parasitic insects of the subfamily Encyrtinae. Proceedings of the United States National Museum 22 (1202): 323-412.
- Howard, L.O. 1898 c. On some new parasitic insects of the subfamily Encyrtidae. Proceedings of the United States National Museum 21 (1142): 231-248.
- Howard, L.O. 1906. An interesting new genus and species of Encyrtidae. Entomological News 17 (4): 121-122.
- Howard, L.O. 1907. The male of *Comperiella*. Entomological News 18 (6): 237.
- Ishii, T. 1928. The Encyrtinae of Japan. Bulletin of the Imperial Agricultural Experiment Station of Japan 3 (2): 79-160.
- Ishii, T. 1932 a. The Encyrtinae of Japan. II. Studies on morphology and biology. Bulletin of the Imperial Agricultural Experiment Station of Japan 3 (3): 161-202.
- Ishii, T. 1932 b. Iconographia Insectorum Japonicorum. Ed. 1. Tokyo. pp. 359-367.
- Jarvis, M. A., N. A. C. Kidd, M. G. Fitton, T. Huddleston & H. A. Dawah. 1993. Flower - visiting by Hymenoptera parasitoids. Journal of Natural History 27 : 67-105.
- Jiménez Jiménez, E. 1958. El empleo de enemigos naturales para el control de insectos que constituyen plagas agrícolas en la República Mexicana. Fitófilo 11 (21): 5-24.
- Jiménez Jiménez, E. 1961. IX Reunión México-Americana para el combate de las plagas de las plantas, Los Angeles, California (E.U.A.). Resumen de los trabajos de control biológico que se efectúan en México para el combate de plagas agrícolas. Fitófilo 14 (32): 9-15.
- Jiménez Jiménez, E. 1969. El empleo de los enemigos naturales para el control de los insectos que constituyen plagas agrícolas. Fitófilo 14 (32): 9-15.
- Jones, D., G. Jones, R. A. Van Steenwyk & B. D. Hammock. 1982. Effect of the parasite *Copidosoma truncatellum* on development of its host *Trichoplusia ni*. Annals of the Entomological Society of America 75 (1) : 7-11.

- Kerrich, G.J. 1953. Report on Encyrtidae associated with mealybugs on cacao in Trinidad and on some other species related thereto. Bulletin of Entomological Research 44 (4): 789-810.
- Kerrich, G. J. 1967. On the classification of the anagryne Encyrtidae with a revision of some of the genera (Hymenoptera: Chalcidoidea). Bulletin of the British Museum (Natural History). Entomology series 20 (5): 143-250.
- Kerrich, G. J. 1982. Further systematic studies on tetracnemine Encyrtidae (Hym., Chalcidoidea) including a revision of the genus *Apoanagyrus* Compere. Journal of Natural History 16 (3): 399 - 430.
- Liao Ding – Shi. 1978. Natural enemies of insects in China. Peking. 300 pp. (en chino).
- Knutson, L. 1981. Symbiosis of biosystematics and biological control. pp. 61-78. In: Papavizas (Ed.). Biological control in crop protection. Beltsville Symposia in Agricultura Research, 5. Granada, London.
- Mani, M. S. 1941. Studies on Indian parasitic Hymenoptera. I. Indian Journal of Entomology 3: 25 - 36.
- Mani, M.S. 1989. Fauna of India. Chalcidoidea. Part 1. Madras, Zoological Survey of India. XXVI + 1067 pp.
- Mani, M. S. 1994. Effectiveness of the exotic encyrtid parasitoid, *Leptomastix dactylopii* How. in the control of mealybug *Planococcus citri* (Risso) in guava orchards. Journal of Entomological Research (New Delhi) 18 (4): 351-355.
- Maple, J. D. 1947. The eggs and first instar larvae of Encyrtidae and their morphological adaptations. University of California Publications in Entomology 8 (2): I-VIII + 25-122.
- Masi, L. 1908. Contribuzioni alla conoscenza dei Calcididi italiani (parte 2-a). Bollettino del Laboratorio di Zoologia Generale e Agraria, Portici 3: 86 - 149.
- Mayr, G. 1876. Die europäischen Encyrtiden. Verhandlungen der Zoologisch – Botanische Gesellschaft in Wein 25: 675–778.
- Mc Clure, M. S. 1986. Population dynamics of Japanese hemlock scales: a comparison of endemic and exotic communities. Ecology 67 (5): 1411-1421.

- Mc Coy, C.W. & A.G. Selhime. 1970. *Cheiloneurus inimicus* (Hymenoptera: Encyrtidae), a primary parasite of black scale in Florida. *Annals of the Entomological Society of America* 63: 618 – 619.
- Mc Pherson, R. M.1993. Parasitism of *Pseudoplusia includens* (Lepidoptera: Noctuidae) by *Copidosoma truncatellum* (Hymenoptera: Encyrtidae) using various laboratory procedures. *Journal of Entomological Science* 28 (4): 331 - 334.
- Mercet, R.G. 1916. Calcídidos de España. *Boletín de la Real Sociedad Española de Historia Natural* 16: 112-117.
- Mercet, R.G. 1921. Himenópteros, fam. Encírtidos. *Fauna Ibérica*. Madrid. XI + 732 pp.
- Mercet, R.G. 1922. Notas sobre encírtidos de Java. *Boletín de la Real Sociedad Española de Historia Natural* 22: 150 – 157.
- Mercet, R.G. 1926. Adiciones a la fauna española de Encírtidos (Hym., Chalc.). 6 – a nota. *Eos* 2 (4): 309-320.
- Monrreal-Hernández L.S., V.A. Trjapitzin y E. Ruíz-Cancino. 1999. Redescipción y distribución geográfica de *Anusioptera aureocincta* Brues (Hymenoptera: Chalcidoidea: Encyrtidae). *Biotam* 9 (2 y 3):27-32.
- Morales Soto, M. 1995 (1994). Datos ecológicos de *Hunterellus hookeri* en Morelos, México, parasitoide de *Rhipicephalus sanguineus*, una garrapata de interés en salud pública. *Rev. Soc. Mex. Hist. Nat.* 45: 157-162.
- Myartseva, S.N. 1984. Parasitic Hymenoptera of the family Encyrtidae (Hymenoptera, Chalcidoidea) of Turkmenistan and adjacent regions of the Middle Asia. Ashkhabad. 304 pp. (en ruso).
- Nagarkatti, S. & H. Nagaraja. 1977. Biosystematics of *Trichogramma* and *Trichogrammatoidea* species. *Annual Review of Entomology* 22: 157-176.
- Nikolskaya, M.N. 1952. Chalcids of the fauna of the USSR (Chalcidoidea). Moscow – Leningrad. 574 pp. (Opredeliteli po faune USSR, N44) (en ruso).
- Nikolskaya M.N. 1963. The chalcid fauna of the USSR (Chalcidoidea). Jerusalem. 593 pp.
- Noyes, J. S. 1980. A review of the genera of Neotropical Encyrtidae (Hymenoptera: Chalcidoidea). *Bulletin of the British Museum ( Natural History)*. Entomology Series 41 (3): 107 – 253.

- Noyes, J. S. 1988 a. Encyrtidae (Insecta: Hymenoptera). Fauna of New Zealand 13 : 1 - 188.
- Noyes, J. S. 1988 b. *Copidosoma truncatellum* (Dalman) and *C. floridanum* (Ashmead) (Hymenoptera, Encyrtidae), two frequent misidentified polyembryonic parasitoids of caterpillars. Systematic Entomology 13 : 197 - 204.
- Noyes, J. S. 1989. *Copidosoma graminis* sp.n. (Hymenoptera; Encyrtidae), a polyembryonic parasitoid of armyworms (Lepidoptera: Noctuidae) in Australia. Bulletin of Entomological Research 79 : 367 - 371.
- Noyes, J. S. 1990 a. A new encyrtid (Hymenoptera) parasitoid of the leucaena psyllid (Homoptera: Psyllidae) from México, Central America and the Caribbean. Bulletin of Entomological Research 80 (1): 37 – 41.
- Noyes, J.S. 1990 b. Encyrtinae, pp. 133-166. In: Rosen, D. (Ed.). Armored scale insects: their biology, natural enemies and control. Volume B. Elsevier, Amsterdam..
- Noyes, J.S. & P. Hanson. 1996. Encyrtidae (Hymenoptera: Chalcidoidea) of Costa Rica the genera and species associated with jumping plant – lice (Homoptera: Psylloidea). Bulletin of the Natural History Museum. Entomology Series 65 (2): 105 – 164.
- Noyes, J.S. & M. Hayat. 1984. A review of the genera of Indo-Pacific Encyrtidae (Hymenoptera: Chalcidoidea). Bulletin of the British Museum Natural History. Entomology Series 48 (3): 131-395.
- Noyes, J.S. & M. Hayat. 1994. Oriental mealybug parasitoids of the Anagyrini (Hymenoptera: Encyrtidae). CAB International. Willingford, U.K. i-vi + 554 pp.
- Noyes, J.S. & H. Ren. 1995. Encyrtidae of Costa Rica (Hymenoptera: Chalcidoidea): the genus *Aenasius* Walker, parasitoids of mealybugs (Homoptera: Pseudococcidae). Bulletin of the Natural History Museum Entomology Series 64 (2): 117-163.
- Noyes, J.S. & J.B. Woolley. 1994. North American encyrtid fauna (Hymenoptera: Encyrtidae): taxonomic changes and new taxa. Journal of Natural History 28: 1327-1401.
- Noyes, J.S., J.B. Woolley & G. Zolnerowich. 1997. Chapter 8. Encyrtidae, pp. 170-320. In: Gibson, G.A.P., T. Huber and J.B. Woolley (Eds.). Annotated keys to the genera of Nearctic Chalcidoidea (Hymenoptera). N.R.C. Research Press, Ottawa. xi + 794 pp.
- Olkowski, W., S. Daar & H. Olkowski. 1992. Common-sense pest control. The Taunton Press, Newton, CT. USA. 715 pp.

- Osborn, H.T. 1938. Introduction into Hawaiian Islands of Mexican enemies of the avocado mealybug. Hawaiian Planters Record 42: 153-158.
- Pacheco Mendivil, F. 1978. Catálogo de insectos, colección CIANO (Sonora, México). Publicación Especial 26/78 (Cd. Obregón, Sonora, México). 176 pp.
- Pacheco Mendivil, F. 1985. Plagas de cultivos agrícolas en Sonora y Baja California. Cd. Obregón, Sonora, México. CIANO. Libro técnico No. 1. 415 pp.
- Parker, H.L. 1960. Parasites and predators associated with some grass scales found in France. Proceedings of the Entomological Society of Washington 62 (3): 167-169.
- Peck, O. 1963. A catalogue of Nearctic Chalcidoidea (Insecta: Hymenoptera). Canadian Entomologist. Supplement 30: 1-1092.
- Perkins, J.F. & R.D. Eady. 1959. On a character for distinguishing the Encyrtidae (Hym.: Chalcidoidea). Entomology Monthly Magazine Ser. 4, 20 (249): 280.
- Prinsloo, G. L. 1983. A parasitoid-host index of Afrotropical Encyrtidae (Hymenoptera: Chalcidoidea). Entomol. Mem. Dept. Agriculture of the Republic of Southern Africa. 60: I - III + 1-35.
- Prinsloo, G. L. 1984. An illustrated guide to the parasitic wasps associated with citrus pests in the Republic of South Africa. Scientific Bulletin, Department of Agriculture, Republic of Southern Africa 402: 1-119.
- Prinsloo, G. L. 1988. A review of the encyrtid wasps tribe Aenasiini, with descriptions of new Afrotropical taxa (Hymenoptera: Chalcidoidea). Journal of Natural History 22: 1465-1482.
- Pruett, C.J.H. & A.E. Colgie. 1984. The occurrence and distribution of *Saccharicoccus sacchari* and its parasite *Anagyrus saccharicola* in sugarcane in the Bolivian orient. Entomology Newsletter 16: 11-13.
- Quayle, H.J. 1938. Insects of citrus and other subtropical fruits. Ithaca, N.Y. IX+377 pp.
- Ripa R. & S. Rojas. 1989. Biological control of agricultural pests of Easter Island. International Symposium on Biological Control Implementation. Proceedings and Abstracts. NAPPO Bull. 6: 33-112.

- Risbec, J. 1951. Los chalcidoideos d´A.O.F. Memoirs de l´Institute Francais d´Afrique Noire 13:7-409.
- Rivera Guillot, R. 1972. La escama algodonosa de los pastos (*Antonina graminis* Mask.) Investigación, daños y control en el suroeste de México. Fitófilo 25 (67): 1 – 26..
- Rivnay, E. 1968. Biological control of pests in Israel. (A review 1905-1965). Israel Journal of Entomology 3 (1): 1-156.
- Rodríguez Pérez, M.A. y F. Reyes Villanueva. 1985. Encyrtidae (Hymenoptera: Chalcidoidea) de Nuevo León. Memoria. Resúmenes XX Congreso Nacional de Entomología. México. pp. 73-74.
- Rodríguez Pérez, M. A. y F. Reyes Villanueva. 1990. Claves y comentarios adicionales para los géneros de la familia Encyrtidae (Hymenoptera - Chalcidoidea) en el Estado de Nuevo León, México. Folia Entomológica Mexicana 79: 109 - 149.
- Rosen, D. 1966. Key for the identification of the hymenopterous parasites on scale insects, aphids and aleyrodids on citrus in Israel. Scripta Hierosolymitana (Publ. Hebrew University, Jerusalem) 18: 43-79.
- Rosen, D. 1978. The importance of cryptic species and specific identifications as related to biological control, pp. 23-25. In: J.A. Romberger (Ed.), Beltsville Symposium in Agricultural Research 2 (Biosystematics in Agriculture). 322 pp.
- Rosen, D. 1981. Chapter 6. Some concluding remarks. pp. 8-9. In: D. Rosen (Ed.). The role of hyperparasitism in biological control: a symposium. Division of Agricultural Sciences, University of California. Priced publication 4103.
- Rosen, D. 1986. The role of taxonomy in effective biological control programs. Agric. Ecosyst. Environ. 15: 121-129.
- Rosen, D. & A. Alon. 1983. Taxonomic and biological studies of *Diversinervus cervantesi* (Girault) (Hymenoptera: Encyrtidae), a primary parasite of soft scale insects. Contributions of the American Entomological Institute 20: 336-332.
- Rosen, D. & P. De Bach. 1973. Systematics, morphology, and biological control. Entomophaga 18: 215-222.
- Rosen, D. & P. De Bach. 1979. Species of *Aphytis* of the world (Hymenoptera: Aphelinidae). Israel Universities Press, Jerusalem, and W. Junk, The Hague. 801 pp.

- Ruíz Cancino, E. 1997. Control natural y biológico de plagas citrícolas en Tamaulipas, México. Mem. II Curso Int. Citricultura. Cd. Victoria, Tam. pp. 131-135.
- Ruíz Cancino, E., J. Ma. Coronado Blanco, C.L. Hernández Villegas y V.A. Trjapitzin. 1998. Enemigos naturales de las escamas rojas de los cítricos en la Zona Centro de Tamaulipas, México. Memoria XXI Congreso Nacional de Control Biológico. México. pp. 339 - 341.
- Saakian – Baranova, A.A., E.S. Sugonjaev & G.G. Sheldeshova. 1971. European fruit lecanium and its parasites. Leningrad. 165 pp. (en ruso).
- Sabrosky, C.W. 1955. The interrelations of biological control and taxonomy. Journal of Economic Entomology 48: 710-714.
- Sahad, K. A. & Y. Hirashima. 1984. Taxonomic studies on the genera *Gonatocerus* Nees and *Anagrus* Haliday of Japan and adjacent regions with notes on their biology (Hymenoptera, Mymaridae). Bulletin Institute Tropical Agriculture 9 (2): 1-78.
- Salas Araiza, M. D. y E. Salazar Solís. 1995. Parasitismo natural de lepidópteros fitófagos de crucíferas en El Bajío, México. Memoria XXX Congreso Nacional de Entomología. pp. 132 - 133.
- Salazar, T.J.A. 1972. Contribución al conocimiento de los Pseudococcidae de Perú. Revista Peruana de Entomología 15: 277 – 303.
- Samways, M. 1986. Spatial and temporal population patterns of *Aonidiella aurantii* (Maskell) (Hemiptera: Diaspididae) parasitoids (Hymenoptera: Aphelinidae and Encyrtidae) caught on yellow sticky traps in citrus. Bulletin of Entomological Research 76 (2): 265-274.
- Schauff, M. E. 1992. Systematic research in biological control. pp. 15 - 25. In: Kaufmann, W. C. & J. R. Nechols (Eds.). Selection criteria and ecological consequences of importing natural enemies. Proceedings Thomas Say Publications in Entomology. Lanham, Maryland.
- Schlinger, E.S. & R.L. Doutt. 1978. Systematics in relation to biological control. In: De Bach, P. (Ed.). Biological control of insect pests and weeds. Reinhold, New York, pp. 247-280.

- Schuster, M. F. & H. A. Dean. 1976. Competitive displacement of *Anagyrus antoninae* (Hym: Encyrtidae) by its ecological homologue *Neodusmetia sangwani* (Hym: Encyrtidae). *Entomophaga* 21: 127-130.
- Selhime, A.G. & R.F. Brooks. 1978. Biological control of some armoured scale insects on citrus. *Proc. Intern. Soc. Citriculture, Intern. Citrus Congr. Lake Alfred, Fla.* pp. 475-478.
- Sharkov, A. 1996. A review of the species of the genus *Mucroencyrtus* Noyes (Hymenoptera: Encyrtidae). *Proceedings of the Entomological Society of Washington* 38 (2): 350-368.
- Silvestri, F. 1919. Contribuzioni alla conoscenza degli insetti dannosi e dei loro simbionti. IV. La cocciniglia del prugno (*Sphaerolecanium prunasti* Fonsc.) *Bollettino del Laboratorio di Zoologia Generale e Agraria, Portici* 13: 70-126.
- Smith, H.S. 1942. A race of *Comperiella bifasciata* successfully parasitizes California red scale. *Journal of Economic Entomology* 35 (6): 809-812.
- Sorokina, A. P. 1993. A key to species of the genus *Trichogramma* Westw. (Hymenoptera, Trichogrammatidae) of the world fauna. *Kolos, Moskow*. 77 pp. (en ruso).
- Strand, M.R. 1989 a. Development of *Copidosoma floridanum* in *Trichoplusia ni*. *Entomol. Exp. & Appl.* 5 (1): 37 – 46.
- Strand, M. R. 1989 b. Clutch size, sex ratio and mating by the polyembryonic encyrtid *Copidosoma floridanum* (Hymenoptera: Encyrtidae). *Florida Entomologist* 72 (1): 32 - 42.
- Strand, M. R. & P. J. Ode. 1990. Chromosome number in the polyembryonic parasitoid *Copidosoma floridanum* (Hymenoptera: Encyrtidae). *Annals of the Entomological Society of America* 83 (4): 834 - 837.
- Strand, M. R., J. A. Johnson & J. D. Culin. 1990. Intrinsic interspecific competition between the polyembryonic parasitoid *Copidosoma floridanum* and solitary endoparasitoid *Microplitis demolitor* in *Pseudoplusia includens*. *Entomol. Exp. & Appl.* 55 (3): 275 - 284.
- Subba Rao, B. R. 1983. A catalogue of enemies of some important planthoppers and leafhoppers. pp. 385-403. In: Knight, W. J., N.C. Part, J. S. Robertson & M. R. Wilson (Eds.). *Proceedings of the 1st International Workshop on biotaxonomy, classification and biology of leafhoppers and planthoppers (Auchenorrhyncha) of economic importance*, London. Commonwealth Institute of Entomology.

- Swezey, O. H. 1926. *Arrhenophagus albipes* Girault in Hawaii (Hym.) Proceedings of the Hawaiian Entomological Society 6 (2) : 294-295.
- Swimanathan, M. S. 1984. Rice. Scientific American 3: 4-14. (en la traducción rusa).
- Tachikawa, T. 1952. Studies on *Comperiella bifasciata* Howard in Japan. Research Bulletin Fac. Liberal Arts, Oita University 1: 78-94.
- Tachikawa, T. 1953. Some notes on *Comperiella unifasciata* Ishii (Hymenoptera: Encyrtidae). Transactions of the Shikoku Entomological Society 3 (7): 181-183.
- Tachikawa, T. 1957. On three chalcidoid wasps on diaspidine scales in Japan. Japanese Journal of Applied Entomology and Zoology 1 (3):174-179.
- Tachikawa, T. 1958. A note on *Arrhenophagus chionaspidis* Aurivillius (Hymenoptera, Encyrtidae, Arrhenophaginae). Insecta Matsumurana 21 (3/4): 118-119.
- Tachikawa, T. 1963. Revisional studies on the Encyrtidae of Japan (Hymenoptera: Chalcidoidea). Memoirs of Ehime University, Sect 6 (Agr.) 9 (1): 1-264.
- Tachikawa, T. 1982. Discovery of *Comperiella indica* Ayyar, an economically important parasite of *Aspidiotus cryptomeriae*, from Japan (Hymenoptera: Chalcidoidea – Encyrtidae). Transactions of the Shikoku Entomological Society 16 (1/2): 103-106.
- Terán, A. L., M. L. Collado De Manes, S. Glenross, R. Alvarado y H. Lázaro. 1985. Himenópteros parasitoides primarios y secundarios de diaspididos, excepto *Aonidella aurantii* (Mask.) (Homoptera: Coccoidea), en los cítricos de Tucumán (República Argentina). Centro de Investigación para la Regulación de Poblaciones de Organismos Nocivos (Argentina) Revista de Investigación 3 (3-4): 25-33.
- Thomson, C.G. 1876. Skandinaviens Hymenoptera. 4. Lund. 259 pp.
- Timberlake, P. H. 1916. Revision of the parasitic hymenopterous insects of the genus *Aphycus* Mayr, with notice of some related genera. Proceedings of the United States National Museum 50 (2136): 561-640.
- Timberlake, P. H. 1918. New genera and species of Encyrtidae from California parasitic in mealybugs (Hymenoptera). Techn. Bull. Coll. Agr., Agr. Exp. St. (University of California) 1 (8): 347-367.

- Timberlake, P.H. 1919. Descriptions of new genera and species of Hawaiian Encyrtidae (Hymenoptera). Proceedings of the Hawaiian Entomological Society 4 (1): 197-231.
- Timberlake, P.H. 1920. Descriptions of new genera and species of Hawaiian Encyrtidae (Hymenoptera) II. Proceedings of the Hawaiian Entomological Society 4 (2): 409-437.
- Timberlake, P. H. 1922. Notes on the identity and habits of *Blepyrus insularis* Cameron (Hymenoptera, Chalcidoidea). Proceedings of the Hawaiian Entomological Society 5 (1): 167-173.
- Timberlake, P. H. 1923. Descriptions of two species of Encyrtidae from México reared from mealybugs (Hym., Chalcidoidea). Proceedings of the Hawaiian Entomological Society 5 (2): 323-333.
- Timberlake, P. H. 1924 a. Records of the introduced and immigrant chalcid-flies of the Hawaiian Islands. Proceedings of the Hawaiian Entomological Society 5 (2): 418-449.
- Timberlake, P. H. 1924 b. Descriptions of new chalcid-flies from Hawaii and México. Proceedings of the Hawaiian Entomological Society 5 (3): 395-417.
- Timberlake, P.H. 1932. Three new parasitic Hymenoptera from the Indo – Malayan region. Proceedings of the Hawaiian Entomological Society 8 (1): 153 – 162.
- Tobias, V.I. 1974. Importance of systematics for the integrated control of pests in plant protection. pp. 41-65. In: Biological means of plant protection. Moscow (en ruso).
- Trjapitzin, V. A. 1973 a. The classification of the parasitic Hymenoptera of the family Encyrtidae (Hymenoptera, Chalcidoidea). Part I. Survey of the systems of classification. The subfamily Tetracneminae Howard, 1892. Entomologicheskoye Obozreniye 52 (1): 163-175 (en ruso). [Traducción inglesa: Entomological Review 52 (1): 118-125].
- Trjapitzin, V. A. 1973 b. Classification of the parasitic Hymenoptera of the family Encyrtidae (Chalcidoidea). Part II. Subfamily Encyrtinae Walker, 1837. Entomologicheskoye Obozreniye 52 (2): 416-429 (en ruso). [Traducción Inglesa: Entomological Review 52 (2): 287 - 295].
- Trjapitzin, V. A. 1981. Possibilities of introduction into the USSR of parasitic chalcidoids (Hymenoptera, Chalcidoidea). Natural enemies of agricultural and forestal pests. Entomologicheskoye Obozreniye 60 (3): 484-493 (en ruso).

- Trjapitzin, V. A. 1989. Parasitic Hymenoptera of the fam. Encyrtidae of Palaearctics. Nauka, Leningrad division. 488 pp. (en ruso).
- Trjapitzin, V.A. 1997. A new species of the genus *Anusioptera* Brues (Hymenoptera, Encyrtidae) from USA and México. Entomologicheskoye Obozreniye 76/(3): 66-70 (en ruso), [Traducción inglesa: Entomological Review 76 (3): 815-818]].
- Trjapitzin, V.A. 1998 a. Encyrtidae y el control biológico de plagas en México. Revista de la Universidad Autónoma de Tamaulipas (Cd. Victoria, Tam., México) 56: 53-55.
- Trjapitzin, V.A. 1998 b. A new species of the genus *Holcencyrtus* from México. Zoosystematica Rossica 7 (1): 185-188.
- Trjapitzin, V.A. & G. Gordh. 1978 a. Review of genera of Nearctic Encyrtidae (Hymenoptera, Chalcidoidea). I. Entomologicheskoye Obozreniye 57 (2): 364-385. (en ruso). [Traducción inglesa: Entomological Review 57 (2): 257-270]].
- Trjapitzin, V.A. & G. Gordh. 1978 b. Review of genera of Nearctic Encyrtidae (Hymenoptera, Chalcidoidea). II. Entomologicheskoye Obozreniye 57 (3): 636-653. (en ruso). [Traducción inglesa: Entomological Review 57 (3): 437-448]].
- Trjapitzin, V.A. & G. Gordh. 1979. Revision of the genus *Ceraproceroideus* Girault (Hymenoptera, Encyrtidae). Zoologicheskyy Zhurnal 58 (5): 668-673.
- Trjapitzin, V.A. y E. Ruíz Cancino 1995. *Ageniaspis citricola* Logvinovskaya (Hymenoptera: Chalcidoidea: Encyrtidae): un parasitoide del minador de la hoja de los cítricos *Phyllocnistis citrella* (Stainton) (Lepidoptera: Phyllocnistidae). Revista de la Universidad Autónoma de Tamaulipas (Cd. Victoria, Tam., México) 44: 59-64.
- Trjapitzin, V. A. & E. Ruíz Cancino. 1996 (1995). Annotated check-list of encyrtids (Hymenoptera: Chalcidoidea: Encyrtidae) of Mexico. Folia Entomológica Mexicana 94: 7-32.
- Trjapitzin, V.A. y E. Ruíz Cancino. 1997 (1996). *Neodusmetia sangwani* (Subba Rao) (Hymenoptera: Chalcidoidea: Encyrtidae), un parasitoide de la escama algodonosa de los pastos *Antonina graminis* (Maskell) (Homoptera: Coccoidea). Biotam (Cd. Victoria, México) 7 (2 y 3): 19-24.
- Trjapitzin, V.A. y E. Ruíz Cancino. 1998 a (1996) . Los encértidos del género *Ixodiphagus* Howard (Hymenoptera: Encyrtidae) parasitoides de garrapatas (Acarina: Ixodidae). Biotam 8(1): 9-20.

- Trjapitzin, V.A. y E. Ruíz Cancino. 1998 b (1997) . *Diversinervus elegans* Say (Hymenoptera: Chalcidoidea: Encyrtidae), un parasitoide de cóccidos (Homoptera: Coccoidea: Coccidae) en México. Ceiba (Tegucigalpa, Honduras) 38 (2): 151 – 155.
- Trjapitzin, V.A. y E. Ruíz Cancino. 1998 c. (1997) *Homalotylus terminalis* (Say) (Hymenoptera: Chalcidoidea: Encyrtidae), un parasitoide de coccinélidos (Coleoptera: Coccinellidae) en el Estado de Morelos, México. Ceiba (Tegucigalpa, Honduras) 38 (2): 157–160.
- Trjapitzin, V.A. y E. Ruíz Cancino. 1998 d. Descripción de una especie del género *Prionomastix* Mayr (Hymenoptera: Chalcidoidea: Encyrtidae) del Estado de Puebla, México, con una clave para las especies conocidas del género. Acta Zoológica Mexicana (n.s.) 75: 163-169.
- Trjapitzin, V.A. y E. Ruíz Cancino. 1998 e. *Pseudhomalopoda prima* Girault (Hymenoptera: Chalcidoidea: Encyrtidae), un parasitoide de la escama roja de Florida (Homoptera: Coccoidea: Diaspididae) en el Estado de Tamaulipas, México. Biotam (Cd. Victoria, México) 9 (1): 1-6.
- Trjapitzin, V.A. E. Ruíz Cancino y J.R. Mateos Crespo. 1998 a. Un encírtido parasitoide de la escama harinosa de la caña de azúcar en Veracruz, México. Memoria 10º. Encuentro de Investigación Científica y Tecnológica del Golfo de México. p. 86.
- Trjapitzin, V.A., E. Ruíz Cancino, J. Ma. Coronado B. y E. Ya. Chouvakhina. 1998 b. Encyrtidae (Hymenoptera: Chalcidoidea) de México y su evaluación desde el punto de vista del control biológico de insectos plaga. Reporte Anual de Investigación, Universidad Autónoma de Tamaulipas, U.A.M. Agronomía y Ciencias, Centro de Investigación. X Aniversario. pp. 10-11.
- Trjapitzin, V. A. & A. A. Sitdikov. 1993. Description of a new species of the genus *Encyrtus* Latreille (Hymenoptera, Encyrtidae) from Cuba and brief review of Cuban encyrtids. Entomologicheskoye Obozreniye 72 (1): 165 - 173 (en ruso). [Traducción inglesa: Entomological Review 72 (9): 1-10].
- Trjapitzin, V. A. & E. S. Sugonjaev. 1987. On ecesis of entomophages with their hosts into new zoogeographic regions. Entomologicheskoye Obozreniye 66 (1): 26-31 (en ruso).
- Tshumakova, B.M. 1957 a. *Comperiella bifasciata* How. (Hymenoptera, Encyrtidae) as a parasite of armoured scales in the USSR. Entomologicheskoye Obozreniye 36 (3): 643-651 (en ruso).

- Tshumakova, B.M 1957 b. Parasites of oyster-shell armored scales in the Primorye Territory. Zoological Journal 36 (4): 533-547 (en ruso).
- Tshumakova, B. M. 1971. Reproductive biology of parasitic Hymenoptera (Hymenoptera: Parasitica). Dissertation for the degree of Dr. of Biological Sciences. Leningrand, All Union Institute of Plant Protection. 54 pp.
- Vaughan, M.A. 1992. International biocontrol cooperation within Latin America, pp. 7-38. In: J.R. Coulson & M.C. Zapater (Eds.). Proceedings of the International Organization for Biological Control (IOBC). Workshop on Opportunities for Implementation for Biocontrol in Latin America.
- Velázquez - Raygoza, L., A. González - Hernández y J.B. Woolley. 1998. Determinación de especies y su distribución en algunas áreas de México de los géneros *Anagyrus* Howard, 1896 y *Apoanagyrus* Compere, 1947 (Hymenoptera: Encyrtidae). Memoria XXI Congreso Nacional de Control Biológico. México. pp. 241-243.
- Westwood, J.O. 1833. Descriptions of several new British forms amongst parasitic hymenopterous insects. Philosophical Magazine 3 (3): 342–344.
- Wharton R.A., J.B. Woolley & M. Rose. 1990. Relationship and importance of taxonomy to classical biological control. (Gainesville, USA). Southern Cooperative Series Bulletin 335:11-15.
- Yasumatsu, K. & S. Yoshimura. 1945. Some chalcidoid parasites of *Saissetia nigra* and *S. hemisphaerica* in Micronesia. Mushi 16: 29-34.
- Zinna, G. 1960. Esperimenti di lotta biologica contro il Cotonello degli Agrumi [*Pseudococcus citri* (Risso)] nell'Isola di Procida mediante l'impiego di due parassiti esotici, *Pauridia peregrina* Timb. e *Leptomastix dactylopii* How. Bollettino del Laboratorio di Entomologia Agraria "Filippo Silvestri", Portici 18: 257-284.
- Zwaluwenburg van, H.R. 1953. Monografías Industriales del Banco de México, S.A. La Industria Azucarera de México. Tomo II. Primera Parte. Apéndice B. Insectos y otras plagas de la caña de azúcar. pp. 273–315.

Índice de nombres científicos de Encyrtidae\*

- Acerophagoides 94, 95  
 Acerophagus 120  
**Acrospidiini** 32  
**Aenasiini** 54, 80  
 Aenasius 14, 31, 51, 53-57, 80, 81, 131  
 A. advena 54, 55, 56, 81  
 A. brasiliensis 14, 55  
 A. caeruleus 55, 56  
 A. flandersi 14, 53, 56, 57, 131  
 A. hyettus 54  
 A. insularis 55  
 A. longiscapus 14, 55  
 A. maplei 54  
 A. pacificus 55  
 A. phenacocci (Ashmead) 53  
 A. *phenacocci* Bennett 53, 57  
 A. vexans 55, 56  
**Ageniaspidina** 110  
 Ageniaspis citricola 17, 35  
*Aglyptoideus* 66  
 Anagyrina 59, 66  
**Anagyrini** 59, 66, 115  
*Anagyropsis* 124  
 Anagyrus 14, 15, 17, 41, 51, 58, 59, 62,  
 63, 67, 131  
 A. chilensis 14  
 A. clauseni 15  
 A. greeni 59  
 A. insolitus 15  
 A. pulcher 15  
 A. pulchricornis 63  
 A. saccharicola 15, 17, 58, 59, 60, 63, 131  
 A. schoenherri 41  
 A. shahidi 15, 51, 60, 62, 131  
 Anagyrus sp. 58  
*Anathrix* 66  
*Angeliconana* 104  
 Anicetus integrellus 43  
 Anthemus 43, 75  
 A. aspidioti 43  
 Anusioptera aureocincta 16  
 A. koebelei 15  
 Aphycina 120  
**Aphycini** 120  
 Aphycus angelicus 120  
 Apoanagyrus 13, 15, 51, 63, 65-72, 131  
 A. antoninae 13, 63, 66, 68, 70  
 A. archangelskayae 66  
 A. argyrus 69  
 A. bermudensis 68  
 A. californicus 66, 69, 70  
 A. diversicornis 15, 70, 72  
 A. elgeri 68  
 A. gaudens 68  
 A. kurilensis 66  
 A. lopezi 15, 65, 69, 71  
 A. malenotus 70  
 A. montivagus 72

Continuación Índice de nombres científicos de Encyrtidae

- A. nigriceps* 70  
*A. nitidus* 67  
*A. pallidipes* 66  
*A. rusticus* 69  
*A. sacchalinesis* 67  
*A. sogdianus* 67  
*A. terebratus* 71  
*A. trinidadensis* 65, 66, 69, 70, 131  
*Apsilophrys* 105  
*Arrenoclavus* 104  
**Arrhenophagini** 74, 75  
*Arrhenophagus* 73, 75-78, 131  
*A. albipes* 76  
*A. albitibiae* 75, 76, 78  
*A. chionaspidis* 73, 75, 76, 77, 78, 131  
*A. diaspidiatus* 77  
*A. intermedius* 77  
*Asencyrtus deserticola* 43  
*Berecynthiscus* 104  
*Berecynthus* 104, 106  
*Berecynthus floridanus* 106  
*Blatticida* 88  
*Blepyrus* 51, 79-87, 131  
*B. carolinensis* 85, 86  
*B. clavicornis* 81, 83  
*B. decimus* 79, 84  
*B. insularis* 79, 82, 83, 86, 87, 131  
*B. kirkpatricki* 85, 86  
*B. marsdeni* 86, 87  
*B. mexicanus* 80, 86, 87  
*B. pretiosus* 79, 82, 83  
*B. propinquus* 86  
*B. pulchrior* 84, 86  
*B. rhopoides* 83, 85, 86  
*B. saccharicola* 83, 84  
*B. schwarzi* 82  
*B. tenuiscapus* 85  
*B. texanus* 86, 87  
*Callipteroma sexguttata* 40  
*Calluniphilus* 124  
*Calocerineloides* 124  
*Ceraptroceroideus* 43, 98  
*C. mirabilis* 43  
*Chalcaspis* 53, 54  
**Cheiloneurina** 89  
**Cheilonerini** 89  
*Cheiloneurus* 42, 51, 88-93, 131  
*C. bimaculatus* 91, 92, 93  
*C. claviger* 42, 89  
*C. compressicornis* 89  
*C. elegans* 88-93, 131  
*C. fulvescens* 91, 92  
*C. inimicus* 89  
*C. victor* 91, 92  
*C. yasumatsui* 91, 92, 93  
*Chiloneurus* 88, 89  
*Chilonevrus* 88  
*Chrysopophagoides* 88  
*Chrysopophagus* 88  
*Clausenia saissetiae* 86, 87  
*Coccidoctonus dubius* 23  
*Coccidoxenoides* 15, 51, 94-96, 131  
*C. peregrinus* 15, 51, 94-96, 131  
*C. perminutus* 94

## Continuación Índice de nombres científicos de Encyrtidae

- Coccobius diaspidis* 77  
*Coccophoctonus* 80, 86, 87  
*C. dactylopii* 86, 87  
*Coelopencyrtus arenarius* 42  
*Comperia merceti* 34  
*Comperiella* 13, 17, 43, 51, 97-102, 131  
*C. bifasciata* 13, 17, 51, 97-102, 131  
*C. unifasciata* 43  
*Comperiellina* 98  
*Copidosoma* 17, 103-113, 131  
*C. agrotis* 106  
*C. bakeri* 106-108  
*C. boucheanum* 104  
*C. brethesi* 106  
*C. chilensis* 107  
*C. daccaense* 106  
*C. floridanum* 17, 103-113, 131  
*C. graminis* 107  
*C. japonicum* 106  
*C. japonicum nippon* 106  
*C. javae* 106  
*C. koehleri* 105  
*C. maculatum* 106  
*C. obscurum* 106  
*C. truncatellum* 103, 104, 107-109  
*C. walshi* 106  
*Copidosoma* sp. 103, 112  
*Copidosomatina* 104, 105, 110  
*Copidosomatini* 105  
*Copidosomopsis* 105  
*Cristatithorax* 88  
*Dinocarsis hofferi* 41, 42  
*Diversinervus* 16, 34, 89  
*D. cervantesi* 34  
*D. elegans* 16, 34  
*Echtrhoplexiella emeljanovi* 41  
*E. popori* 40  
*Encyrtinae* 74, 89, 98, 105, 120, 124  
*Encyrtus* 34, 40, 43, 88, 89, 124  
*E. albitarsis* 43  
*E. aurentii* 40  
*E. elegans* 88, 89  
*E. pachypsyllae* 124  
*Epanagyrus* 124  
*Epicheiloneurus* 88  
*Epidinocarsis* 67  
*Epitetracnemus intersectus* 40  
*Eremencyrtus unifasciatus* 43  
*Euryrhopalus* 80  
*Eusemionella* 88  
*Eusemionopsis* 89  
*Gyranusa* 59  
*Gyranusia* 59  
*Habrolepidini* 98  
*Habrolepistia* 98  
*H. cerapterocera* 98  
*Heterarthrellus* 59  
*Holcencyrtus* 104, 106

Continuación Índice de nombres científicos de Encyrtidae

- H. calypso* 104, 106  
*H. gonzalezi* 15  
*Homalotylus* 15, 16  
*H. terminalis* 15  
*Ixodiphagus* 14, 16, 39, 40  
*I. hirtus* 39, 40  
*I. hookeri* 14  
*Kaszabicyrtus* 124  
*Lepidoneurus* 89  
*Leptanusia* 115  
*Leptomastidea* 16, 51, 94, 96, 114-117, 131  
*L. abnormis* 51, 96, 114-117, 131  
*L. aurantiaca* 115  
*L. dispar* 16, 94, 115  
*Leptomastideina* 115  
*Leptomastix dactylopii* 22, 96  
*L. flava* 22  
*Limastotix* 104  
*Litomastiellus* 104  
*Litomastix* 104, 106  
*L. argentinus* 106  
*L. brethesi* 106  
*L. calypso* 106  
*L. daccaensis* 106  
*L. floridana* 106  
*L. javae* 106  
*L. maculata* 106  
*L. walshi* 106  
*Mercetia* 124  
*Mesencyrtus* 104  
*Mesocopidosomyia* 104  
*Metacheiloneurus* 89  
*Metaphycus flavus* 22  
*M. lounsburyi* 23  
*M. luteolus* 22  
**Metaprionomitina** 124  
*Metaprionomitus* 124  
*Microterys* 34  
*Microterys cuprinus* 41, 42  
*M. kotinskyi* 16  
*M. masii* 43  
*M. nietneri* 16  
*Mirocerus* 124  
*Mucencyrtus variabilis* 16  
*Mymariella* 74, 77  
*M. parlatoriae* 77  
*Neocopidosoma* 104  
*Neodiscodes* 54  
*Neodusmetia sangwani* 13, 16, 63  
*Oobius* 75  
*O. anomalus* 75  
*Ooencyrtoides* 124  
*Paracaenocercus* 104  
*Paracheiloneurus* 88  
*Paracopidosomopsis* 104, 106  
*P. floridanus* 106  
*P. japonicum nippon* 106  
*P. javae* 106  
*Paraleptomastix abnormis* 115  
*Paralitomastix* 105  
*Paranusia* 59  
*Parapsilophrys* 104

## Continuación Índice de nombres científicos de Encyrtidae

- Parasauleia trjapitzini* 43  
*Parasteropaeus* 104  
*Pauridia* 94, 95  
*P. peregrina* 95  
*Pauridiini* 95  
*Pawenus orthopterae* 13  
*Pentacnemus* 104  
*Philoponectroma* 59  
*Plagiomerus diaspidis* 16  
*Prionomastix pulawskii* 16  
*Prionomitus brasiliensis* 106  
*P. mitratus* 40  
*Propsyllaephagus* 124  
*Protanagyrus* 59  
*Pseudanasius* 54  
*Pseudanusia* 98  
*Pseudaphycus* 51, 118-123, 131  
*P. debachi* 121  
*P. mundus* 121  
*P. utilis* 118-123, 131  
*Pseudectroma* 120  
*Pseudencyrtella* 104  
*Pseudencyrtoides cupressi* 39  
*Pseudhomalopoda prima* 16  
*Psilomirinus* 120  
*Psyllaephagus* 16, 20, 40, 51, 124-131  
*P. euphyllurae* 125  
*P. gyces* 16, 124-131  
*P. longiventris* 40  
*P. pilosus* 51, 124, 125, 127-131  
*P. trioziphagus* 16, 126  
*P. yaseeni* 126, 127  
*Psyllencyrtus* 124  
*Quaylea whittieri* 23  
*Saronotum* 88  
*Savzdargia* 31  
*Shakespeareia* 124  
*Synaspidia* 80  
*Syrphophagus smithi* 16  
*Syrphophagus* sp. 41  
*Tanaomastix* 115  
*T. abnormis* 115  
*Tetracneminae* 54, 59, 66, 80, 95, 115  
*Tetracyclos* 75  
*T. boreios* 75  
*Thomsonisca amathus* 34  
*Trechnites flavipes* 40  
*Trechnitini* 124  
*Verdunia* 104  
*Xiphomastix* 59  
*Zaomencytus* 104  
*Zaomma lambinus* 40

\* Los sinónimos están escritos en itálicas.



## Índice de nombres científicos de hospederos de Encyrtidae

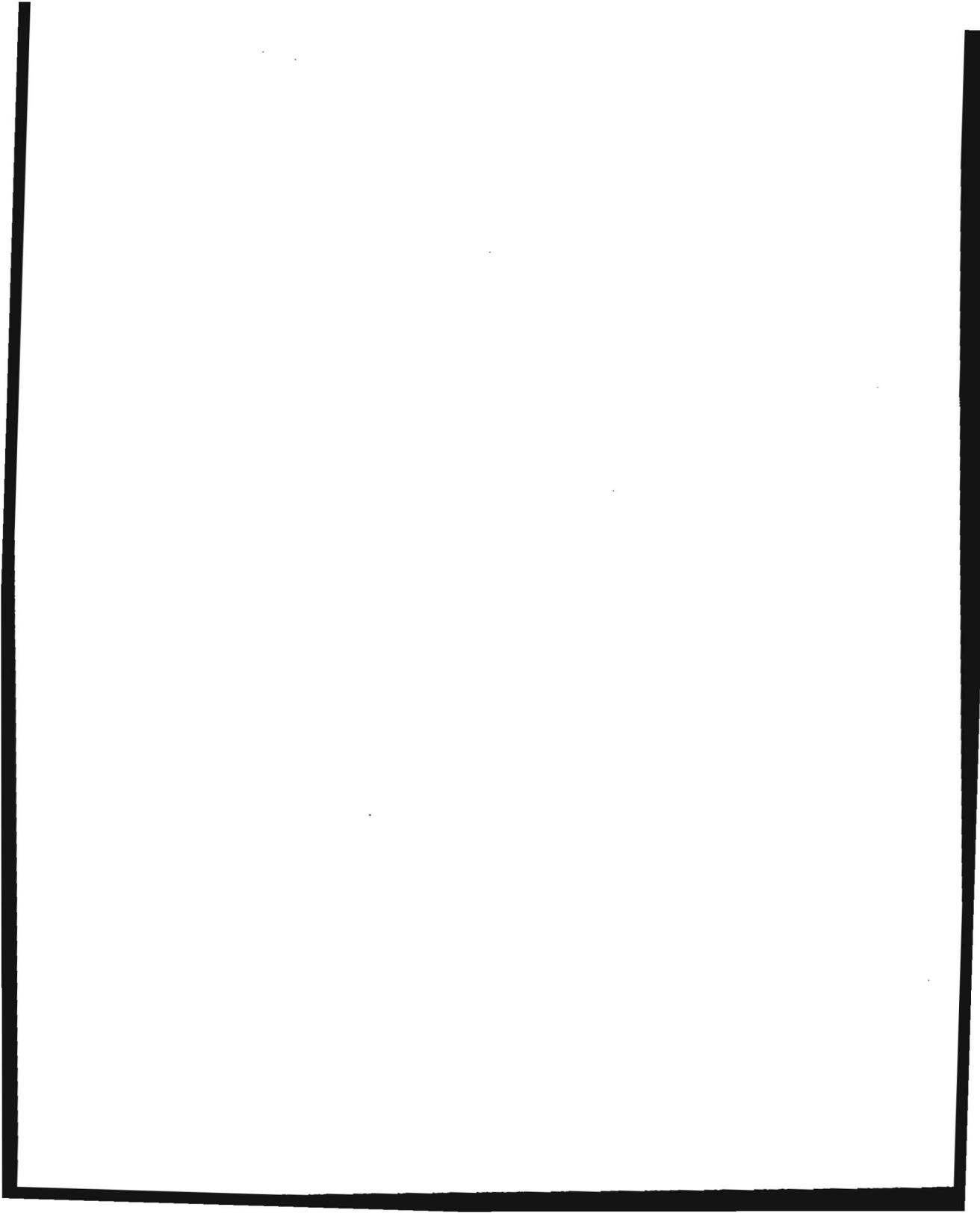
- Aclerda subterranea* 90  
**Aclerdidae** 90  
*Ageniaspis citricola* 35  
*Antonina crawi* 68  
*A. graminis* 13, 15, 62, 66, 68, 90  
*Aonidiella aurantii* 13, 97, 99, 100, 101  
*A. citrina* 97, 100, 101, 102  
*A. taxus* 100, 101  
*Apamea monoglypha* 109  
*Apamea* spp. 109  
*Aspidiotus cryptomeriae* 100  
*A. destructor* 100  
*A. orientalis* 100  
*Aspidiotus* sp. 100  
*Aulacaspis rosae* 77  
*A. yabunikkei* 76  
*Autographa gamma* 108  
*A. oo* 109  
*Canceraspis brasiliensis* 77  
**Cecidomyiidae** 88, 90  
*Chaetococcus phragmitis* 90  
*Chionaspis eugeniae* 77  
*C. salicis* 77  
*Chrysodeixis eriosoma* 112  
*Chrysomphalus aonidum* 100  
*C. bifasciculatus* 100  
*C. dictyospermi* 100  
*C. ficuspallens* 100  
**Coccidae** 16, 23, 89  
**Coccinellidae** 15  
*Ctenarytaina eucalypti* 125, 127, 128  
*Cycloneda sanguinea* 15  
**Diaspididae** 73, 74, 98  
*Diaspidiotus forbesi* 77  
*D. gigas* 100, 101  
*D. perniciosus* 77  
*Dysmicoccus boninsis* 121  
*D. brevipes* 82, 86  
*D. sp. ca. brevipes* 85  
*D. neobrevipes* 86  
**Eriococcidae** 59, 115  
*Euphyllura olivina* 125  
*Ferrisia virgata* 57, 69, 87, 114, 115, 121  
*Ferrisia* sp. 69  
*Fiorinia pinicola* 76  
*F. sapsromae* 77  
*F. vaccinae* 76  
**Gelechiidae** 105  
*Hemiberlesia rapax* 100, 102  
*Hemiberlesia* sp. 97, 100, 102  
*Heteropsylla cubana* 126, 127  
*Heteropsylla* spp. 126, 127  
**Ixodidae** 14, 37  
*Mastigimas ernsti* 126  
*Mastigimas* sp. 126  
*Mayetiola destructor* 88, 90

Continuación Índice de nombres científicos de hospederos de Encyrtidae

- Nipaecoccus nipae 119-123  
N. sp. ca. filicornis 118-120  
Nuculaspis abietis 100-102  
N. tsugae 77  
Phenacoccus gossypii 57, 68, 71, 72  
P. herreni 72  
P. madeirensis 57, 68, 71, 72  
P. manihoti 57, 65, 69, 71, 72  
P. solani 69, 84  
Phenacoccus sp. 57, 68, 85  
P. sp. af. solenopsis 94, 96, 115  
Phthorimaea operculella 105  
Phyllocnistis citrella 17  
Pinnaspis aspidistrae 77  
Planococcus citri 87, 95, 96, 116  
P. ficus 116  
P. kenyae 95  
P. kraunhiaae 95  
**Platygastridae** 90  
Platygaster zosinae 90  
Pseudaulacaspis cockerelli 77  
P. pentagona 76, 77  
P. prunicola 78  
**Pseudococcidae** 22, 54, 58, 59, 61, 80,  
82, 84, 87, 90, 94, 95, 115, 120  
Pseudococcus sp. 84  
Pseudococcus longispinus 114, 115  
P. maritimus 95  
Pseudoplusia includens 108-113  
**Psylloidea** 20, 125, 128  
Pterophylla beltrani 13  
Puto yuccae 87  
Saccharicoccus sacchari 15, 59, 60  
Saissetia oleae 23  
**Syrphidae** 16  
Tetramesa aneurolepidii 92  
Trichoplusia ni 104, 108-112  
Trioza diospyri 126  
T. limbata 16, 125, 127  
Trioza sp. ca. maritima 126  
Unaspis citri 73, 77

Serie Publicaciones Científicas  
CIDAFF - UAT

1. Origen del Maíz. 1999. Eleno Muñoz Mares.
2. Encírtidos (Hymenoptera:Encyrtidae) de importancia agrícola en México. 2000. Vladimir Alexandrovich Trjapitzin y Enrique Ruíz Cancino.



ENCÍRTIDOS (HYMENOPTERA:ENCYRTIDAE)  
DE IMPORTANCIA AGRÍCOLA EN MÉXICO

Se terminó de imprimir en el mes de septiembre de 2000  
en los Talleres del Departamento de Fomento Editorial,  
de la Universidad Autónoma de Tamaulipas.

Edificio Administrativo  
Centro Universitario Victoria.

El cuidado de la edición estuvo a cargo del  
Departamento de Fomento Editorial y del  
Centro de Investigación UAM Agronomía y Ciencias, UAT

Se tiraron 500 ejemplares  
más sobrantes para reposición.  
Cd. Victoria, Tamaulipas. México











### **Profesor Vladimir A. Trjapitzin**

Trabaja en el Centro de Investigación de la UAM Agronomía y Ciencias de la UAT desde 1995 y ha sido investigador del Instituto Zoológico en San Petersburgo, Rusia, por muchos años. Ha publicado varios libros y más de 200 artículos científicos, principalmente sobre taxonomía de Encyrtidae y otros chalcidoideos.

Es miembro del Sistema Nacional de Investigadores de México desde 1997 y de la Academia Mexicana de Ciencias desde 1998.



### **Dr. Enrique Ruíz Cancino**

Labora en la UAM Agronomía y Ciencias de la UAT desde 1980 y ha dirigido 20 proyectos de investigación en las áreas de Entomología Económica y Taxonomía de Hymenoptera.

Ha publicado más de 70 artículos científicos en revistas y memorias de congresos internacionales y 45 artículos de divulgación científica.

Creador del Museo de Insectos de la UAT.

Es miembro del Sistema Nacional de Investigadores de México desde 1989.

