

# INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL

---

**Centro Interdisciplinario de Investigación para  
el Desarrollo Integral Regional  
CIIDIR-IPN UNIDAD OAXACA**

MAESTRÍA EN CIENCIAS EN CONSERVACIÓN Y APROVECHAMIENTO DE  
RECURSOS NATURALES

ESPECIALIDAD EN PROTECCIÓN Y PRODUCCIÓN VEGETAL

**BRACÓNIDOS (HYMENOPTERA) PRESENTES EN PLUMA HIDALGO,  
OAXACA**

**T E S I S**

QUE PARA OBTENER EL GRADO DE MAESTRO EN CIENCIAS  
PRESENTA:

**MANUEL MORALES LÓPEZ**

DIRECTOR DE TESIS:

**JOSÉ ANTONIO SÁNCHEZ GARCÍA**

Santa Cruz Xoxocotlán, Oaxaca.

Diciembre de 2007

---



# INSTITUTO POLITECNICO NACIONAL

## SECRETARIA DE INVESTIGACION Y POSGRADO

### ACTA DE REVISION DE TESIS

En la Ciudad de Oaxaca de Juárez siendo las 13:00 horas del día 20 del mes de NOVIEMBRE del 2007 se reunieron los miembros de la Comisión Revisora de Tesis designada por el Colegio de Profesores de Estudios de Posgrado e Investigación del Centro Interdisciplinario de Investigación para el Desarrollo Integral Regional, Unidad Oaxaca (CIIDIR-OAXACA) para examinar la tesis de grado titulada:

"Bracónidos (Hymenoptera) presentes en Pluma Hidalgo, Oaxaca".

Presentada por el alumno:

Morales  
Apellido paterno

López  
materno

Manuel  
nombre(s)


Con registro: 


B	0	5	1	3	1	9
---	---	---	---	---	---	---

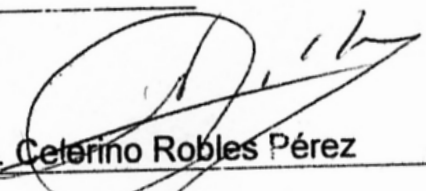
aspirante al grado de: **MAESTRO EN CIENCIAS EN CONSERVACIÓN Y APROVECHAMIENTO DE RECURSOS NATURALES**

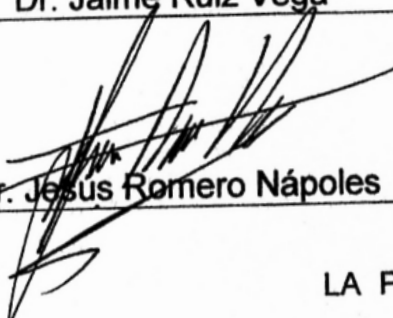
Después de intercambiar opiniones los miembros de la Comisión manifestaron **SU APROBACION DE LA TESIS**, en virtud de que satisface los requisitos señalados por las disposiciones reglamentarias vigentes.

LA COMISION REVISORA  
Director de tesis

  
Dr. José Antonio Sánchez García


  
Dr. Jaime Ruiz Vega

  
Dr. Celerino Robles Pérez


  
Dr. Jesús Romero Nápoles



INSTITUTO POLITECNICO NACIONAL  
CIIDIR-UNIDAD-OAXACA

  
M. en C. Laura Martínez Martínez

LA PRESIDENTA DEL COLEGIO

  
Dra. María del Rosario Arnaud Viñas



**INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL**  
**SECRETARÍA DE INVESTIGACIÓN Y POSGRADO**

**CARTA CESION DE DERECHOS**

En la Ciudad de Oaxaca de Juárez el día 21 del mes Noviembre del año 2007, el (la) que suscribe **MORALES LÓPEZ MANUEL** alumno (a) del Programa de **MAESTRÍA EN CIENCIAS EN CONSERVACIÓN Y APROVECHAMIENTO DE RECURSOS NATURALES** con número de registro **B051319**, adscrito al Centro Interdisciplinario de Investigación para el Desarrollo Integral Regional, Unidad Oaxaca, manifiesta que es autor (a) intelectual del presente trabajo de Tesis bajo la dirección del Dr. José Antonio Sánchez García y cede los derechos del trabajo titulado: **“Bracónidos (Hymenoptera) presentes en Pluma Hidalgo, Oaxaca”**, al Instituto Politécnico Nacional para su difusión, con fines académicos y de investigación.

Los usuarios de la información no deben reproducir el contenido textual, gráficas o datos del trabajo sin el permiso expreso del autor y/o director del trabajo. Este puede ser obtenido escribiendo a la siguiente dirección **Calle Hornos 1003, Santa Cruz Xoxocotlán, Oaxaca**, e-mail: [posgradoax@ipn.mx](mailto:posgradoax@ipn.mx) ó [dogui\\_79@hotmail.com](mailto:dogui_79@hotmail.com). Si el permiso se otorga, el usuario deberá dar el agradecimiento correspondiente y citar la fuente del mismo.



INSTITUTO POLITÉCNICO  
NACIONAL  
CIDIR-UNIDAD-OAXACA

---

**MORALES LÓPEZ MANUEL**

## RESUMEN

El éxito de las especies de la familia Braconidae como agentes reguladores de poblaciones de insectos fitófagos, ha generado gran interés mundial. En México se conoce poco sobre braconidos parasitoides, enfocándose los trabajos principalmente al noroeste del país. Respecto al estado de Oaxaca, son escasos los estudios sobre la familia Braconidae realizados hasta el momento, a pesar de su gran diversidad climática y geográfica. El objetivo del presente trabajo fue obtener un listado de los géneros de la familia Braconidae en Pluma Hidalgo, Oaxaca, utilizando dos métodos de colecta, red entomológica y platos amarillos. Los especímenes capturados fueron procesados para su identificación con claves taxonómicas de Braconidae del Nuevo Mundo. Se colectaron en total 1935 braconidos, capturando con red entomológica 1280 y 655 con platos amarillos, representando el 66.1 y 33.9%, respectivamente, del total colectado. Se identificaron 79 géneros, 20 subfamilias y 167 morfoespecies. Las subfamilias Doryctinae y Opiinae fueron las más abundantes con 830 y 379 ejemplares, respectivamente, representando el 62.5% del total de los especímenes colectados. Las subfamilias con mayor número de géneros fueron Doryctinae y Microgastrinae con 15 y 11, respectivamente. Se registra en México y Oaxaca a la subfamilia Betylobraconinae por primera ocasión. Los géneros más abundantes fueron *Heterospilus* y *Opius* con 670 y 344 ejemplares respectivamente, estos mismos presentaron mayor número de morfoespecies con 32 para *Heterospilus* y 16 para *Opius*. Se determinaron 39 géneros (49.4% de 79 géneros identificados) como nuevos registros para Oaxaca y ocho géneros como nuevos registros para México, por lo que el número de géneros para el estado se incrementó de 86 a 125, lo que representa el 45.4% de aumento en el conocimiento de géneros para el estado; para el país, la cifra de géneros se elevó de 277 a 285, indicando un aumento del 3% en el conocimiento de los géneros presentes en México. En otro resultado derivado del estudio, se colectó un ejemplar del género *Heterospilus* y uno del género *Apanteles* que presentaban un acaro parasito incrustado en el metasoma y mesoscutum respectivamente.

Palabras clave: Braconidae, parasitoides, red entomológica, platos amarillos.

## ABSTRACT

The success of species from the family Braconidae as regulating agents of populations of phitophagous insects has generated great world interest. In Mexico little is known on himenopterous parasitoids, being focused the studies at chiefly at northwest. About the state of Oaxaca, there are few, studies carried out up to now, in spite of their great geographical and climatic diversity. The objective of the present work was to obtain a list of Braconidae in Pluma Hidalgo, Oaxaca, using two methods of collect, entomological net and yellow traps. The specimens collected were processed for their identification, utilizing taxonomic keys for Braconidae of the New World. There were collected 1935 braconids, captured with entomological net 1280, and 655 with yellow traps, representing the 66.1 and 33.9 %, respectively of total collected. There were identified 79 genera, 20 subfamilies and 167 morphospecies. The most abundant subfamilies were Doryctinae and Opiinae with 830 and 379 specimens, respectively, represented 62.5% of specimens of the total collected. The subfamilies with the greatest number of genera were Doryctinae and Microgastrinae with 15 and 11, respectively. The subfamily Betylobraconinae was recorded for the first time in México and Oaxaca. The most abundant genera were *Heterospilus* and *Opius* with 670 and 334 species respectively; they presented the highest number of morphospecies with 32 to *Heterospilus* and 16 for *Opius*. There were determined 39 genera as new records to Oaxaca and eight new records to México, whit an increase of 86 to 125 the number of genera to this state, meaning an increase of 45.4% in the knowledge of genera in the state. For México the number of genera increase from 277 to 285, meaning an increase of 3% in the knowledge of genera in the country. In Other result derivative of the study, a specimen of genera *Heterospilus* and one of genera *Apanteles* presented a parasite mite incrustated in the metasoma and mesoscutum respectively.

Key words: Braconidae, parasitoids, entomological net, yellow traps.

## AGRADECIMIENTOS

Al Instituto Politécnico Nacional y al Centro Interdisciplinario de Investigación para el Desarrollo Integral Regional, Unidad Oaxaca por permitirme continuar con mis estudios.

Al Consejo de Ciencia y Tecnología por el recurso brindado y que concluyo con la obtención de la presente tesis.

Al Programa Institucional de Formación de Investigadores por su apoyo otorgado para mi formación profesional.

Principalmente al Dr. José A. Sánchez García, por brindarme su incondicional apoyo, cuya experiencia y disposición permitieron la realización de este proyecto de investigación.

Al Dr. Celerino Pérez Robles, por su respaldo en la realización de la tesis, por sus comentarios, sugerencias y apoyo durante la realización y revisión del documento.

Al Dr. Jesús Romero Nápoles, por su gran apoyo y sugerencias acertadas durante la revisión de la tesis y por su respaldo hacia el estudio de los bracónidos.

Al Dr. Jaime Ruiz Vega por las sugerencias y atención durante la revisión de la tesis.

A la M. C. Laura Martínez Martínez por su empeño en la revisión de la tesis y estructuración del documento.

Haciendo énfasis muy especial hacia una persona cuya ayuda y compañía durante la totalidad del ciclo de mis estudios ha sido de gran importancia en la culminación de la tesis....sinceramente, gracias, **Antonia Jesús Pacheco Ramírez.....**

A todas y cada una de las personas que colaboraron para la obtención de esta tesis....**gracias**

## DEDICATORIA

A Dios, por que creer lo hace posible.

A mis padres

Sebastian Morales Antonio y Rosa López Hernandez †, a quienes les debo todo, y por lo mucho que me han enseñado en el trayecto de nuestras vidas. Son un ejemplo de fortaleza, lucha constante e incansable, los admiro mucho por ser un ejemplo de vida y por que esta tesis es tambien fruto de sus enseñanzas.

A mis hermanos

Bertha y René Morales López, por que juntos hemos vivido momentos gratos y difíciles, y juntos los hemos superado. Por su apoyo incondicional y por que tambien los admiro mucho, este logro es en mucho, parte de ustedes.

A mis Abuelos

Lucrecio López García y Elidia Hernandez Ortega, gracias por su cariño y sonrisas que dejan marcadas en mi alma, siempre las llevo con migo al igual que a ustedes.

Para Antonia Jesús Pacheco Ramirez

A quien debo mucho. Por su valiosa ayuda, respaldo, amor, sugerencias y por todo lo que significa para mí.....

A la Dr. Jose Antonio Sanchez Garcia.

A quien agradezco su amistad, apoyo incondicional y por inducirme en el conocimiento sobre los bracónidos parasitoides, gracias.

# ÍNDICE

	Pág.
RESUMEN .....	iii
ABSTRACT .....	iv
ÍNDICE DE FIGURAS .....	ix
ÍNDICE DE CUADROS .....	xiii
1. INTRODUCCIÓN .....	1
2. OBJETIVOS .....	3
2.1. Objetivo general .....	3
2.1.1. Objetivos específicos.....	3
3. REVISIÓN DE LITERATURA .....	4
3.1. Generalidades de la familia Braconidae .....	4
3.1.1 Importancia de Braconidae en el control biológico en México.....	5
3.2 Distribución de Braconidae.....	7
3.2.1 Biología y hábitos .....	8
3.2.1.1 Ciclo biológico .....	13
3.2.2 Mecanismos de defensa.....	15
3.2.3 Evasión de las respuestas inmunológicas.....	17
3.3 Taxonomía de la familia Braconidae .....	18
3.3.1 Clasificación de la familia Braconidae .....	18
3.4 Diversidad de braconidos en México.....	21
3.4.1 Diversidad de braconidos en Oaxaca.....	24
4. MATERIALES Y MÉTODOS .....	28
4.1. Descripción del área de estudio .....	28
4.1.1. Importancia del área de estudio .....	29
4.1.2. Clima y suelos .....	30
4.1.3. Vegetación y fauna.....	30
4.2. Trabajo de campo .....	32
4.2.1. Colecta de material entomológico .....	32
4.2.2. Trampas amarillas .....	33
4.2.3. Red entomológica de barrido .....	33
4.2.4. Extracción de las muestras .....	34
4.3. Trabajo de laboratorio .....	35
4.3.1. Deshidratación y montaje .....	35
4.3.2. Determinación taxonómica .....	35
4.3.3. Registro de especímenes en la base de datos .....	36



4.4 Análisis de la información.....	36
5. RESULTADOS Y DISCUSIONES.....	37
5.1. Registros nuevos para México y Oaxaca.....	46
5.2. Géneros obtenidos por método de colecta.....	48
5.3. Diagnósis de las subfamilias y géneros de Braconidae colectados en Pluma Hidalgo, Oaxaca.....	53
5.3.1. Subfamilia Agathinidae.....	53
5.3.2. Subfamilia Alysiinae.....	55
5.3.3. Subfamilia Betylobraconinae.....	59
5.3.4. Subfamilia Blacinae.....	59
5.3.5. Subfamilia Braconinae.....	60
5.3.6. Subfamilia Cheloninae.....	62
5.3.7. Subfamilia Doryctinae.....	65
5.3.8. Subfamilia Euphorinae.....	73
5.3.9. Subfamilia Gnampodontinae.....	77
5.3.10. Subfamilia Helconinae.....	78
5.3.11. Subfamilia Homolobinae.....	79
5.3.12. Subfamilia Hormiinae.....	80
5.3.13. Subfamilia Ichneutinae.....	83
5.3.14. Subfamilia Mendesellinae.....	84
5.3.15. Subfamilia Microgastrinae.....	84
5.3.16. Subfamilia Meteorinae.....	91
5.3.17. Subfamilia Miracinae.....	91
5.3.18. Subfamilia Opiinae.....	92
5.3.19. Subfamilia Orgilinae.....	94
5.3.20. Subfamilia Rogadinae.....	95
5.4. Otros resultados derivados en el estudio.....	99
6. CONCLUSIONES.....	101
7. LITERATURA CITADA.....	103
8. ANEXOS.....	114

## ÍNDICE DE FIGURAS

Pág.

1. Localización del área de estudio .....	28
2. Métodos de colecta utilizados para la obtención de los braconidos .....	33
3. Numero total de géneros obtenidos por subfamilia en el estudio .....	39
4. Relación entre el número de individuos colectados y los métodos de muestreo .....	52
5. Generos <i>Heterospilus</i> y <i>Apanteles</i> mostrando el ácaro parásito .....	100
6. Ácaro insertado en el tergo II del metasoma de <i>Heterospilus</i> .....	100
7. Ácaro insertado en la parte anterior del mesoscutum de <i>Apanteles</i> .....	100
8. Espécimen de <i>Alabagrus</i> .....	114
9. Alas de <i>Alabagrus</i> .....	114
10. Espécimen de <i>Coccygidium</i> .....	114
11. Alas de <i>Coccygidium</i> .....	114
12. Espécimen de <i>Plesiocoelus</i> .....	114
13. Alas de <i>Plesiocoelus</i> .....	114
14. Espécimen de <i>Aphaereta</i> .....	114
15. Alas de <i>Aphaereta</i> .....	114
16. Espécimen de <i>Asobara</i> .....	115
17. Alas de <i>Asobara</i> .....	115
18. Espécimen de <i>Dinotrema</i> .....	115
19. Alas de <i>Dinotrema</i> .....	115
20. Espécimen de <i>Microcrasis</i> .....	115
21. Alas de <i>Microcrasis</i> .....	115
22. Espécimen de <i>Pneumosema</i> .....	115
23. Alas de <i>Pneumosema</i> .....	115
24. Espécimen de <i>Gnathopleura</i> .....	116
25. Alas de <i>Gnathopleura</i> .....	116
26. Espécimen de <i>Phaenocarpa</i> .....	116
27. Alas de <i>Phaenocarpa</i> .....	116
28. Espécimen de <i>Conobregma</i> .....	116
29. Alas de <i>Conobregma</i> .....	116
30. Metasoma de <i>Conobregma</i> .....	116
31. Vista lateral de la cabeza de <i>Conobregma</i> .....	116
32. Espécimen de <i>Blacus</i> .....	117
33. Alas de <i>Blacus</i> .....	117
34. Espécimen de <i>Bracon</i> .....	117
35. Alas de <i>Bracon</i> .....	117
36. Espécimen de <i>Digonogastra</i> .....	117
37. Alas de <i>Digonogastra</i> .....	117
38. Espécimen de <i>Cyanopterus</i> .....	117
39. Alas de <i>Cyanopterus</i> .....	117
40. Espécimen de <i>Ascogaster</i> .....	118
41. Alas de <i>Ascogaster</i> .....	118

42. Espécimen de <i>Chelonus</i> .....	118
43. Alas de <i>Chelonus</i> .....	118
44. Espécimen de <i>Leptodeprana</i> .....	118
45. Alas de <i>Leptodeprana</i> .....	118
46. Especimenes de <i>Phanerotoma</i> .....	118
47. Alas de <i>Phanerotoma</i> .....	118
48. Especimenes de <i>Pseudophanerotoma</i> .....	119
49. Alas de <i>Pseudophanerotoma</i> .....	119
50. Especimenes de <i>Acrophasmus</i> .....	119
51. Alas de <i>Acrophasmus</i> .....	119
52. Espécimen de <i>Aptenobracon</i> .....	119
53. Alas de <i>Aptenobracon</i> .....	119
54. Espécimen de <i>Allorhogas</i> .....	119
55. Alas de <i>Allorhogas</i> .....	119
56. Espécimen de <i>Donquickeia</i> .....	120
57. Alas de <i>Donquickeia</i> .....	120
58. Espécimen de <i>Ecphylus</i> .....	120
59. Alas de <i>Ecphylus</i> .....	120
60. Espécimen de <i>Heterospilus</i> .....	120
61. Alas de <i>Heterospilus</i> .....	120
62. Espécimen de <i>Hecabolus</i> .....	120
63. Alas de <i>Hecabolus</i> .....	120
64. Espécimen de <i>Janzenia</i> .....	121
65. Alas de <i>Janzenia</i> .....	121
66. Espécimen de <i>Notiospathius</i> .....	121
67. Alas de <i>Notiospathius</i> .....	121
68. Especimenes de <i>Spathius</i> .....	121
69. Alas de <i>Spathius</i> .....	121
70. Espécimen de <i>Stenocorse</i> .....	121
71. Alas de <i>Stenocorse</i> .....	121
72. Espécimen de <i>Semirhytus</i> .....	122
73. Alas de <i>Semirhytus</i> .....	122
74. Espécimen de <i>Leluthia</i> .....	122
75. Alas de <i>Leluthia</i> .....	122
76. Espécimen de <i>Tarasco</i> .....	122
77. Alas de <i>Tarasco</i> .....	122
78. Espécimen de <i>Trigonophasmus</i> .....	122
79. Alas de <i>Trigonophasmus</i> .....	122
80. Peciolo de <i>Trigonophasmus</i> .....	122
81. Vista lateral del metasoma de <i>Trigonophasmus</i> .....	123
82. Espécimen de <i>Aridelus</i> .....	123
83. Alas de <i>Aridelus</i> .....	123
84. Espécimen de <i>Litostolus</i> .....	123
85. Alas de <i>Litostolus</i> .....	123
86. Espécimen de <i>Leiophron</i> .....	123
87. Alas de <i>Leiophron</i> .....	123
88. Espécimen de <i>Microctonus</i> .....	124

89. Alas de <i>Microctonus</i> .....	124
90. Espécimen de <i>Peristenus</i> .....	124
91. Alas de <i>Peristenus</i> .....	124
92. Espécimen de <i>Syntretus</i> .....	124
93. Alas de <i>Syntretus</i> .....	124
94. Espécimen de <i>Townesilitus</i> .....	124
95. Alas de <i>Townesilitus</i> .....	124
96. Espécimen de <i>Pseudognamptodon</i> .....	125
97. Alas de <i>Pseudognamptodon</i> .....	125
98. Espécimen de <i>Diospilus</i> .....	125
99. Alas de <i>Diospilus</i> .....	125
100. Espécimen de <i>Homolobus</i> .....	125
101. Alas de <i>Homolobus</i> .....	125
102. Espécimen de <i>Allobracon</i> .....	125
103. Alas de <i>Allobracon</i> .....	125
104. Espécimen de <i>Hormius</i> .....	126
105. Alas de <i>Hormius</i> .....	126
106. Espécimen de <i>Lysitermus</i> .....	126
107. Alas de <i>Lysitermus</i> .....	126
108. Espécimen de <i>Pambolus</i> .....	126
109. Alas de <i>Pambolus</i> .....	126
110. Espécimen de <i>Parahormius</i> .....	126
111. Alas de <i>Parahormius</i> .....	126
112. Espécimen de <i>Xenarcha</i> .....	127
113. Alas de <i>Xenarcha</i> .....	127
114. Vista lateral del metasoma de <i>Xenarcha</i> .....	127
115. Vista dorsal de metasoma de <i>Xenarcha</i> .....	127
116. Espécimen de <i>Oligoneurus</i> .....	127
117. Alas de <i>Oligoneurus</i> .....	127
118. Espécimen de <i>Epsilogaster</i> .....	127
119. Alas de <i>Epsilogaster</i> .....	127
120. Espécimen de <i>Apanteles</i> .....	128
121. Alas de <i>Apanteles</i> .....	128
122. Espécimen de <i>Glyptapanteles</i> .....	128
123. Alas de <i>Glyptapanteles</i> .....	128
124. Espécimen de <i>Diolcogaster</i> .....	128
125. Alas de <i>Diolcogaster</i> .....	128
126. Especimenes de <i>Dolichogenidea</i> .....	128
127. Alas de <i>Dolichogenidea</i> .....	128
128. Especimenes de <i>Cotesia</i> .....	129
129. Alas de <i>Cotesia</i> .....	129
130. Espécimen de <i>Clarkinella</i> .....	129
131. Alas de <i>Clarkinella</i> .....	129
132. Espécimen de <i>Hypomicrogaster</i> .....	129
133. Alas de <i>Hypomicrogaster</i> .....	129
134. Espécimen de <i>Alphomelon</i> .....	129
135. Alas de <i>Alphomelon</i> .....	129

136. Espécimen de <i>Pseudoapanteles</i> .....	130
137. Alas de <i>Pseudoapanteles</i> .....	130
138. Espécimen de <i>Parapanteles</i> .....	130
139. Alas de <i>Parapanteles</i> .....	130
140. Espécimen de <i>Snellenius</i> .....	130
141. Alas de <i>Snellenius</i> .....	130
142. Espécimen de <i>Meteorus</i> .....	130
143. Alas de <i>Meteorus</i> .....	130
144. Espécimen de <i>Mirax</i> .....	131
145. Alas de <i>Mirax</i> .....	131
146. Espécimen de <i>Opius</i> .....	131
147. Alas de <i>Opius</i> .....	131
148. Espécimen de <i>Diachasmimorpha</i> .....	131
149. Alas de <i>Diachasmimorpha</i> .....	131
150. Espécimen de <i>Utetes</i> .....	131
151. Alas de <i>Utetes</i> .....	131
152. Espécimen de <i>Orgilus</i> .....	132
153. Alas de <i>Orgilus</i> .....	132
154. Espécimen de <i>Stantonia</i> .....	132
155. Alas de <i>Stantonia</i> .....	132
156. Espécimen de <i>Yelicones</i> .....	132
157. Alas de <i>Yelicones</i> .....	132
158. Espécimen de <i>Aleiodes</i> .....	132
159. Alas de <i>Aleiodes</i> .....	132
160. Espécimen de una hembra de <i>Macrostomion</i> .....	133
161. Alas de una hembra de <i>Macrostomion</i> .....	133
162. Espécimen de un macho de <i>Macrostomion</i> .....	133
163. Alas de un macho de <i>Macrostomion</i> .....	133
164. Vista frontal de un macho de <i>Macrostomion</i> .....	133
165. Vista frontal de la hembra de <i>Macrostomion</i> .....	133
166. Espécimen de <i>Clinocentrus</i> .....	133
167. Alas de <i>Clinocentrus</i> .....	133
168. Espécimen de <i>Rogas</i> .....	134
169. Alas de <i>Rogas</i> .....	134
170. Espécimen de <i>Stiropius</i> .....	134
171. Alas de <i>Stiropius</i> .....	134
172. Metasoma de <i>Stiropius</i> .....	134

## ÍNDICE DE CUADROS

	Pág.
1. Géneros de Braconidae citados en diferentes trabajos realizados en el estado de Oaxaca, México .....	26
2. Relación de géneros obtenidos con los dos métodos de colecta en Pluma Hidalgo, Oaxaca, México.....	44

## 1. INTRODUCCIÓN

La familia Braconidae es un grupo de insectos que contribuye a mantener el balance natural de numerosas especies de insectos a través del parasitismo en ecosistemas naturales; son conocidos como avispas benéficas por que se les ha encontrado parasitando insectos plaga de importancia económica en áreas agrícolas y forestales; como moscas de la fruta, picudos, gusanos cogollero, bellotero, soldado, barrenadores de tallo, palomillas dorso de diamante, brúquidos, entre otros (Marsh, 1979; Peña y Ruiz, 1993).

Diversas especies de la familia Braconidae han sido utilizadas con éxito como agentes reguladores de insectos plaga en programas de control biológico, además por ser un grupo parámetro útil en el estudio de la diversidad biológica, indicando el grado de conservación de un ecosistema, esto ha dado la pauta para que estos organismos sean de gran interés mundial. Así mismo, algunos autores como Delfín y Burgos (2000) mencionan que la extinción de alguna especie podría generar resultados negativos en la economía y el ambiente.

Braconidae constituye el segundo grupo más numeroso de avispas parasitoides (Marsh, 1979) es uno de los más diversos dentro de los insectos; se han descrito cerca de 17,500 especies (Yu *et al.*, 2004), y mundialmente se estiman al menos 40,000. Menos de la mitad de las especies a nivel mundial han sido descritas (Achterberg, 1993). En México se conoce poco sobre la fauna de parasitoides, a pesar de ser potencialmente importante dada la presencia de alta diversidad de

estos grupos en ecosistemas naturales en el país, enfocándose los estudios taxonómicos de la familia Braconidae generalmente en los estados de Coahuila, Guanajuato, Morelos, Nuevo León, Tamaulipas y Yucatán (Sánchez *et al.*, 1998).

En Oaxaca son escasos los trabajos taxonómicos referentes a la familia Braconidae, a pesar de su gran diversidad climática y geográfica. Los registros que se tienen para este estado se han obtenido de la revisión de colecciones nacionales y extranjeras (González *et al.*, 2003) y de los escasos estudios en el estado, la mayoría se han realizado en la región de los Valles Centrales, que es considerada zona urbana.

Por ello, es necesario realizar más estudios referentes a la familia Braconidae en áreas no estudiadas, para conocer la diversidad de géneros y especies en el país, y en particular en el estado de Oaxaca. Por lo que el presente trabajo se realizó con los objetivos que a continuación se indican.



## **2. OBJETIVOS**

### **2.1 Objetivo general**

- Obtener un listado de la familia Braconidae presentes en la finca Vista Hermosa, Pluma Hidalgo, Oaxaca.

#### **2.1.1 Objetivos específicos**

- Determinar taxonómicamente a nivel de género los braconidos colectados.
- Elaborar una base de datos con la información obtenida de los géneros de Braconidae presentes en Pluma Hidalgo, Oaxaca.

### 3. REVISIÓN DE LITERATURA

#### 3.1 Generalidades de la familia Braconidae

Las familias con mayor número de parasitoides en el orden Hymenoptera son Ichneumonidae y Braconidae (Wharton *et al.*, 1997). Se han descrito cerca de 17,500 especies de Braconidae a nivel mundial (Yu *et al.*, 2004). Según Sharkey (1993) esta cifra se puede incrementar hasta 40,000 debido a que muchas especies aún no han sido descritas.

La importancia de Braconidae radica en que la mayoría de las especies que la conforman, son enemigos naturales (parasitoides) de diversos insectos en su ecosistema natural, por lo que son agentes importantes de control biológico; además presentan una característica deseable como es la especificidad en relación a su huésped a diferencia de otros agentes biológicos.

Los braconidos son utilizados como grupo parámetro útil en el estudio de la diversidad biológica y son indicadores del estado de conservación de un ecosistema. Basándose al menos en dos niveles; el ecológico, por los efectos reguladores que ejerce sobre las poblaciones de insectos herbívoros huéspedes, y por la dependencia que muestran por la presencia de huéspedes (Delfín y Burgos, 2000).

Estos organismos presentan metamorfosis completa y sus ciclos biológicos son relativamente cortos (Godfray, 1994), tienen un mecanismo de determinación del sexo haplo-diploide, siendo que los huevos sin fertilizar son haploides y los fertilizados son diploides. Las hembras no apareadas tienen la capacidad de ovipositar, dando origen sólo a machos (Warthon *et al.*, 1997).

### 3.1.1 Importancia de Braconidae en el control biológico en México

Hasta 1999 existían en México más de 60 organizaciones y empresas privadas que comercializaban agentes de control biológico, lo que demuestra el gran interés que existe en los agricultores por utilizar este tipo de organismos (Rodríguez & Arredondo, 1999).

En México diversas especies se han utilizado en el control biológico de plagas; por ejemplo, de la subfamilia Microgastrinae se ha utilizado a la especie *Apanteles hyphantria* Riley para control de *Hyphantria cunea* Drury “gusano de bolsa” (Reyes, 1987); *A. angaleti* Muesebeck para control de *Pectinophora gossypiella* Sauna. “gusano rosado del algodonero” (Clausen, 1978).

*Cotesia margiventris* (Cresson) para control de *Spodoptera frugiperda* (Smith) “gusano cogollero” (Carrillo, 1993); *C. flavipes* para control de *D. saccharalis*, *C. plutellae* (Kurdj) para control de *P. xylostella* (Alatorre, 1995). En la subfamilia

Braconinae, las especies *Bracon nigrorufum* (Cushm.), *B. Brevicornis* y *B. Kirkpatricki* se han utilizado para el control de *P. gossypiella* (Clausen, 1978).

Con respecto a la cría de alguna especie de Braconidae, solamente *Diachasmimorpha longicaudata* (Opiinae) ha sido criada para control de la mosca de la fruta, en el país. Otras especies como *Biosteres*, *F. arisanus*, *P. incisi* también fueron utilizadas para control biológico de moscas de la fruta (Jiménez, 1959).

*Diachasmimorpha longicaudata* fue introducida de México hacia otros países; en 1958 se envió a Nicaragua para control de *Ceratitis capitata* “Mosca del Mediterráneo”, estableciéndose en 1961, y en Argentina se envió para control de esta misma plaga y de *Anastrepha fraterculus*.

De 1957 a 1958 se liberaron los braconidos *Praon exolentum* Nees y *Trioxyis* sp. procedentes de California, para control del pulgón manchado de la alfalfa *Therioaphis trifolii* (Homoptera : Aphididae), logrando su objetivo en 1959 hasta la actualidad.

Otras especies que fueron introducidas a México y que contribuyeron en disminuir poblaciones de tefrítidos plaga en varios frutales son *D. tryoni*, *Opius oophilus*, *Fullaway*, *O. formosanus* Fullaway, *O. insici* Silvestre, y *O. vandenboschi* (Badii et al., 2000). Asimismo muchas especies de diferentes subfamilias se han utilizado

para controlar especies plagas, como ejemplo, algunas especies de las subfamilias Cheloninae y Doryctinae.

### **3.2 Distribución de Braconidae**

La distribución de la familia Braconidae es mundial y prácticamente se les encuentra en todos los hábitats excepto en zonas polares. Se ha estimado que habrían al menos unas 40,000 especies distribuidas en todas las regiones zoogeográficas del mundo (Achterberg, 1984), pero sólo una cuarta parte de este número ha sido descrito hasta el momento. Actualmente se considera que la familia está dividida en 45 subfamilias (Achterberg, 1993; Quicke y Achterberg, 1990). La mayoría de éstas son de distribución mundial, excepto Apozyginae que se distribuye únicamente en Chile; Histeromerinae y Hormiinae en América, Asia, Australia y Europa; Masoninae en Estados Unidos, Australia y Tanzania; Mendesellinae en América e Ypsistocerinae de distribución neotropical (Sharkey, 1993).

Existen ciertos grupos endémicos en áreas específicas en regiones como África, en donde se encuentran las subfamilias Amicrocentrinae y Koikhoiinae; en Australia; Trachypetinae; en la región Holártica, Neoneurinae y Xiphozelinae en la región Palearctica, Oriental y Australiana (Sharkey, 1993). En el Continente Americano el patrón de distribución de la familia Braconidae es aún incierto, debido a la falta de estudios faunísticos de la familia (Wharton *et al.*, 1997).

Mason (1978), argumenta que existen trabajos en los que se reportan especies endémicas de una sola región, como la especie *Apozyx penyai* Mason (Apozyginae) encontrada en bosques templados de la provincia de Arauco, Chile. También especies de los géneros como *Quadrictonus* Stary y *Remaudiere* (Aphidiinae), *Mixtec* Marsh, *Tarasco* Marsh (Doryctinae) y *Betelgeuse* Shaw (Euphorinae) son ejemplos de endemismo en México hasta demostrar lo contrario (Wharton y Mercado, 2000).

### 3.2.1 Biología y hábitos

DeBach y Rossen (1991) mencionan que la mayoría de los insectos que parasitan a otros insectos manifiestan esta actitud solamente en su estado inmaduro (larval) y llevan una vida libre como adulto. La mayor parte de los braconidos atacan y emergen del estado larval de insectos holometábolos; hay otros que atacan huevos, pupas, y adultos como Aphidiinae, Euphorinae y Neoneurinae. Usualmente consumen todo o casi todo el cuerpo de su huésped y posteriormente pupan, ya sea en el interior o externamente del huésped. La mayoría de los parasitoides adultos requieren de alimento suplementario tales como miel, polen o néctar, otros requieren sólo de agua.

Los parasitoides pueden clasificarse como koinobiontes, los cuales no paralizan a su huésped, o sólo temporalmente, ovipositando en él. Los braconidos koinobiontes presentan gran especificidad por el huésped, por lo cual su ciclo de

vida se sincroniza con su huésped. Los parasitoides idiobiontes generalmente paralizan o matan al huésped por lo que no permiten que este continúe su desarrollo después de ser parasitado, enseguida estos pueden o no, ovipositar en o cerca del huésped, y por lo tanto tienen una amplia gama de huéspedes y no hay especificidad. Cuando el parasitoide adulto emerge de la pupa busca activamente nuevos huéspedes en los cuales depositar sus huevos (DeBach y Rossen, 1991).

Por sus hábitos alimenticios los braconidos se pueden catalogarse como ectoparasitoides, si se alimentan externamente de sus huéspedes, y como endoparasitoides si se alimentan internamente. Los parasitoides pueden tener una generación (univoltinos) por una generación del huésped, o dos o más generaciones (multivoltinos) por cada una de los huéspedes (Wharton *et al.*, 1997). También en Braconidae existen parasitoides solitarios y gregarios, refiriéndose al primero en donde sólo un adulto emerge del hospedero (Agathidinae, Aphidiinae, Cheloninae, entre otros), y más de dos en el segundo caso (Braconinae, Doryctinae, Euphorinae, entre otros) (Shaw, 1995).

La mayoría de los braconidos son parasitoides de otros insectos, con excepción de pocas especies en los géneros *Hansonia* Dangerfield (Dangerfield *et al.*, 1996), *Allorhogas* Gahan (Macedo y Monteiro, 1989) y *Monitoriella* Hedquist (Infante *et al.*, 1995) que se comportan como fitófagas. Los principales huéspedes pertenecen a los órdenes Coleoptera, Lepidoptera y Diptera; aunque Hemiptera, Homoptera, Mecoptera, Psocoptera y raramente Hymenoptera son también

atacados en menor grado por braconidos (Shaw y Huddleston, 1991). Sin embargo cada subfamilia tiene preferencia por algún huésped.

También existen parasitoides primarios y secundarios o hiperparasitoides como *Syntretus* de la subfamilia Euphorinae que parasita a icneumónidos adultos (Marsh y Carlson, 1979; Sharkey, 1993; Wharton, 1993). Sin embargo la mayoría son del primer tipo (primarios), y raramente se encuentran del segundo tipo. Por lo general Braconidae utiliza muy poco a Hymenoptera como hospedero principal, a excepción de Braconinae, Doryctinae, Ichneutinae, y Rogadinae que atacan a Symphyta, Euphorinae, Meteorideinae, entre otros (Wharton, 1984).

En cuanto a la selección de huésped, esta actividad involucra dos pasos; primero una búsqueda y reconocimiento del huésped dentro de su hábitat, segundo, si puede o no regular la fisiología del huésped para enseguida determinar si éste es apropiado para ser parasitado. Frecuentemente las hembras introducen el ovipositor para examinar las condiciones fisiológicas del huésped y saber si son las óptimas y si han sido previamente parasitados o no (Vet *et al.*, 1995; Leyva, 2000). La regulación de la fisiología del huésped se inicia al momento de la oviposición, cuando la hembra inyecta toxinas para paralizar al huésped (Tumlinson *et al.*, 1993).

El reconocimiento puede ser por medio de kairomonas que pueden ser subproductos de su alimentación o desarrollo y sustancias volátiles provenientes



del tejido dañado de la planta. Luego participan atrayentes de corto alcance, que atraen al parasitoide hacia su huésped por medio de sustancias menos volátiles producidas por el insecto huésped cuando se alimenta u oviposita, las cuales son percibidas por las antenas (Godfray, 1994). Por ejemplo se puede citar a *Microplitis croceipes* que busca un estimulante kairomonal en las heces fecales del gusano elotero (Jones *et al.*, 1971).

Muchos parasitoides ubican a su huésped primero localizando trazas o indicadores como amontonamientos de los desechos, o marcas hechas por su huésped, como *Apanteles aristoteliae* Vier. Este sigue marcas del tortricido de las naranjas y *Macrocentrus ancyllivorus* Roh., busca desechos en túneles de la palomilla de la papa (DeBach, 1975).

Algunas especies minimizan la cantidad de desechos, reduciendo así la posibilidad de ser localizados por el parasitoide, dicha reducción puede ser por movimiento entre los sitios de alimentación o asegurándose que los desechos no se acumulen. Algunos huéspedes cuando son localizados pueden disuadir el ataque mediante movimientos violentos, evitando la puesta de los huevos y ocasionalmente pueden matar a la hembra del parasitoide cuando ésta intenta ovipositar (Strand y Pech, 1995). Este comportamiento puede incluir, golpeteo con la cabeza o con el extremo caudal, producción de secreciones de defensa, entre otros. Dicho comportamiento puede ser desencadenado por contacto físico con el parasitoide, por su proximidad o por el sonido del vuelo (Gross, 1993).

También pueden encontrar a sus hospederos por medio de metabolitos (sinomonas) generados por ellos (Mills *et al.*, 1991). Sin embargo la detección también puede ser visual, seguida de un reconocimiento táctil y quimiotáctil (Richerson y DeLoach, 1972; Richerdson y Borden, 1971). El movimiento del huésped también es un estímulo para la oviposición de diferentes parasitoides. Por ejemplo en *Opius melleus* Gah., la vibración producida por los movimientos de la larva de la mosca de la frambuesa en el fruto (DeBach, 1975).

La oviposición de los ectoparasitoides se realiza en dos fases; inyección del veneno, y oviposición. En muchos endoparasitoides esto puede ocurrir rápidamente en un solo tiempo (Wharton, 1993). Pérez y Bonet (1984), mencionan que *Stenocorse bruchivora* paraliza total y permanentemente a *Acanthoscelides obtectus* (gorgojo del frijol) localizando a la larva con el ovipositor, luego perfora la semilla, paraliza al gorgojo y después coloca un huevecillo.

*Microctonus vittatae* oviposita en la boca del escarabajo huésped *Phyllotreta striolata* y ocasionalmente en áreas membranosas del cuerpo. Los huevos se transportan y se distribuyen por medio de la hemolinfa, esto incrementa las probabilidades del espacio y desarrollo adecuado (Wylie, 1985).

Al ovipositar *Apanteles kariyai* en larvas de *Pseudaletia separata* (gusano soldado), altera los procesos endocrinológicos que controlan la metamorfosis normal de larva a pupa, esto permite al parasitoide completar su desarrollo larval. Larvas de *Anthonomus grandis* paralizadas por *Bracon mellitor* aumentan

notablemente sus niveles de proteínas y triglicéridos por efecto directo del veneno, en respuesta bioquímica automática del huésped (Garza *et al.*, 1991).

Para que una especie de parasitoide sea un agente biocontrolador efectivo es necesario que coincidan en el tiempo, espacio y un estado susceptible de ser atacado (Doutt *et al.*, 1976).

La asociación en el tiempo se asegura por medio del ambiente fenológico del huésped en el cual se desarrolla internamente el parasitoide; este desarrollo se rige generalmente por la diapausa inducida por el huésped. La diapausa es un estado de detención de la morfogénesis que permite a diversas poblaciones de insectos mantenerse en estaciones desfavorables. El parasitoide puede entrar a la diapausa automáticamente, la fisiología del huésped puede determinar el ciclo de vida de los parasitoides. Otras condiciones que generan diapausa son la temperatura y fotoperiodo. La respuesta del huésped y el parasitoide a estos factores generan la sincronía (Schoonhoven, 1962).

#### 3.2.1.1 Ciclo biológico

Los ciclos biológicos de Braconidae, desde la oviposición hasta la emergencia del adulto, son por lo general muy cortos, y pueden ir desde los seis días hasta tres a cuatro semanas (con muy pocas excepciones) dependiendo de la especie (Wharton, 1993). Los braconidos pasan por cuatro estados de desarrollo: huevo, larva, pupa y adulto (Godfray, 1994), aunque grupos como Aphidiinae y Opiinae

presentan un carácter ancestral y poseen uno o dos instares larvales más que otros insectos holometabolos, a lo que se le denomina hipermetamorfosis (Pare *et al.*, 1979). El adulto es de vida libre y tiene la función biológica de preservar la especie (Shaw y Huddleston, 1991).

Generalmente se piensa que el período de incubación de los huevos es de uno a dos días y el de alimentación larval de 1.5 a siete días y la pupa de cuatro a ocho días (Clausen, 1972). Sin embargo el tiempo de oviposición es variable en las especies y pueden ir desde pocos segundos hasta varios minutos; por ejemplo, algunas especies cercanas a *Chelonus curvimaculatus* termina su oviposición en un tiempo de 17 a 21 segundos (Leluk y Jones, 1989), en tanto que *Ecphylus costaricensis* Matthews de 36 a 61 minutos (Matthews, 1970).

La tasa de reproducción es alta en diversas especies de la familia, sobresaliendo en especies endoparasitoides. Por ejemplo, los ovarios de una hembra de *A. glomeratus* contiene por arriba de 2000 huevos y de 15 a 35 son depositados en una sola oviposición. En otro caso una sola hembra de *A. melanoscelus* deposita 535 en un periodo de seis días y su capacidad en campo es aproximadamente de 1000 (Clausen, 1972).

En la oviposición (parasitación), actúan estímulos físicos y químicos del insecto huésped. La hembra del parasitoide puede poner mayor o menor cantidad, dependiendo del tamaño del huésped, generalmente larvas o huéspedes de mayor tamaño son más susceptibles a ser parasitados, esta misma característica

determina la generación de hembras o machos, puesto que en huésped de menor tamaño, el parasitoide generalmente da origen a machos. En cuanto a la emergencia de los adultos; normalmente, los machos emergen antes que las hembras y, en el caso de parasitoides gregarios, los adultos que emergen permanecen cerca, pero cuando son solitarios se van lejos de su huésped (Carballo, 2002).

Es importante mencionar que la ecología y biología de los braconidos es muy diversa y que para comprender mejor su ciclos biológicos depende de las condiciones ecológicas de cada región; como temperatura, humedad, alimento disponible, y hospederos, por ejemplo Harries (1937) señala que el ciclo de *Bracon hebetor* tarda ocho días en salir como adulto a 32 °C y a 16 °C tarda 39 días, por lo que se ve afectado por la temperatura.

### 3.2.2. Mecanismos de defensa

La compatibilidad entre parasitoide-huésped, se traduce en la habilidad para invadirlo y satisfacer los requerimientos para su desarrollo, así como la capacidad de eludir el sistema inmunológico, y la habilidad para contrarrestar al parasitoide por el huésped. Debido a esto un huésped puede ser susceptible o resistente dependiendo de si satisface estas necesidades del parasitoide (Strand y Pech, 1995; Vison, 1976).

La primera defensa en contra del parasitismo es externa y consiste en evitar ser descubierto o resistir a éste. En cuanto a defensas internas el sistema inmunológico del huésped es fundamental, los huéspedes incompatibles frecuentemente eliminan a sus enemigos naturales por encapsamiento, involucrando tres fases; a) reconocimiento del parasitoide, b) fuerte adhesión entre los hemocitos al formar la cápsula y c) muerte del parasitoide, es un proceso en el cual una o más clases de hemocitos forman una envoltura multicapa alrededor de los organismos invasores (Strand y Pech, 1995; Wharton 1993).

Según Strand y Pech, (1995), señalan que los parasitoides han desarrollado una serie de estrategias para superar las respuestas inmunológicas de los huéspedes, algunas especies en forma pasiva eluden la eliminación al desarrollarse en sitios no accesibles a los hemocitos del huésped o por poseer una superficie que suspende la respuesta inmunológica. Otros en forma activa trastornan el sistema inmunológico, por medio de la inyección de sustancias específicas dentro del huésped, en particular polidnavirus que alteran la formación de cápsulas al matar a los hemocitos o al alterar la capacidad de pegarse a una superficie extraña.

Por otra parte las defensas inmunológicas del huésped, dependen primariamente de aspectos genéticos determinados, lo cual es una capacidad innata para reconocer y responder a especies invasoras. Estos simbioses han jugado un papel importante en la evolución del rango de los huéspedes y en la definición de la compatibilidad parasitoide-huésped (Strand y Pech, 1995).

### 3.2.3 Evasión de las respuestas inmunológicas.

Los parasitoides han desarrollado estrategias para evadir las respuestas del sistema inmunológico del huésped a través de mecanismos pasivos y activos (Strand y Pech 1995).

Dentro de los mecanismos pasivos muchos parasitoides no entran en contacto con el sistema inmunológico dada su condición de ectoparasitoides. Los huevos a diferencia de otros estadíos no son detectados por el sistema inmunológico, esto ocurre hasta los estadíos posteriores a la embriogénesis, de tal manera que los huevos de parasitoides colocados en pregastrula evaden la respuesta inmunológica. Otro mecanismo es el que se presenta en los huevos de la subfamilia Microgastrinae, que están frecuentemente cubiertos con una capa transparente (0.5-1.5  $\mu$ ) de material fibroso (considerado como un método histoquímico), consistente de un complejo de glicoproteínas y protoglicanos (Gross, 1993).

Strand y Pech (1995), mencionan que muchos parasitoides alteran el sistema inmunológico en tres fases, asegurando de esta forma el desarrollo de la progenie. La primera fase es la inyección del veneno, en la siguiente, los bracónidos producen células (teratocitos) que son derivados de la membrana serosal, que rodea al embrión del parasitoide y son liberados en el hemocele del huésped cuando los huevecillos son incubados y finalmente la influencia de polidnavirus (PDV) sobre el sistema inmunológico.

Los miembros de esta familia de virus son asociados directamente con Ichneumonidae y Braconidae. Son distinguidos por medio del genoma segmentado de ADN circular múltiple. Los PDV de braconidos e icneumonidos difieren en cuanto a morfología y se dividen en dos grupos ichno y bracovirus, la hembra los inyecta durante la oviposición. Los polidnavirus se registran como simbioses en Braconidae y sólo se ha confirmado su presencia en las subfamilias Cardiochilinae, Cheloninae y Microgastrinae (Wharton, 1993). Se conoce también la alteración de la concentración de los hemocitos; por ejemplo *Microplitis medicator* y *M. demolitor*, alteran la formación de la cápsula al inhibir la diseminación de plasmocitos o células granulares (Strand y Pech, 1995).

### **3.3 Taxonomía de la familia Braconidae**

#### **3.3.1 Clasificación de la familia Braconidae**

La familia braconidae pertenece a la superfamilia Ichneumonoidea, suborden Apocrita, orden Hymenoptera, en el cual Parasitica es una clásica división que engloba los grupos de Apocrita que carecen de aguijón y que, en su gran mayoría, son parasitoides, si bien secundariamente incluye también algunos grupos fitófagos.

La monofilia de Ichneumonoidea, incluyendo sólo Ichneumonidae y Braconidae como grupos actuales, está apoyada por numerosas sinapomorfías, señaladas por



Sharkey, (1992). Además todos los datos de sistemática molecular publicados apoyan esa relación filogenética, aunque Quicke *et al.* (1999), encontraron algunas incongruencias significativas entre los resultados basados en caracteres morfológicos y moleculares, que atribuyeron a la inclusión en el análisis morfológico de caracteres ligados a la biología y potencialmente convergentes.

Ichneumonoidea presenta las siguientes características morfológicas: las venas costa (C) y radio (R) del ala anterior están fusionadas, de forma que la celda costal se encuentra ausente; la antena generalmente es filiforme con 11 o más flagelómeros; ovipositor largo y exerto; los metatrocánteres presentan dos segmentos (por presencia del trocantellus); el primer tergo metasomal frecuentemente con una cavidad (glymma) en su parte anterior; mandíbula generalmente con dos dientes a excepción de la subfamilia Aliisinae (Wahl y Sharkey, 1993).

Las características morfológicas para Braconidae consisten en que las alas mesotorácicas no presentan la segunda vena recurrente (2m-cu) (excepto en *Apozyx penai* Mason); la vena cubital (Rs+M) generalmente presente; las alas metatorácicas presentan la vena basela (1r-m) unida a la subcosta y la radial antes de la separación del sector radial; los tergos abdominales II y III están fusionados, y en menor frecuencia flexibles como en Aphidiinae (Sharkey, 1993).

Las subfamilias que integran a la familia braconidae, cambia dependiendo del autor; Quicke y Van Achterberg (1990), mencionaron 43 subfamilias distribuidas en el mundo y Achterberg en 1993, estimó 45. Sharkey (1993), consideró 29 subfamilias para el nuevo mundo y Wharton *et al.* (1997) registra un total de 34.

La clasificación está basada sobre trabajos de Wharton *et al.* (1997), en la cual reportan 34 subfamilias presentes para el Continente Americano (Adeliinae, Agathidinae, Alysiinae, Aphidiinae, Apozyginae, Betylobraconidae, Blacinae, Braconinae, Cardiochilinae, Cenocoeliinae, Cheloninae, Dirrhopinae, Doryctinae, Euphorinae, Gnamptodontinae, Helconinae, Histeromerinae, Homolobinae, Hormiinae, Ichneutinae, Macrocentrinae, Masoninae, Mendesellinae, Meteorideinae, Meteorinae, Microgastrinae, Microtypinae, Miracinae, Neoneurinae, Opiinae, Orgilinae, Rogadinae, Sigalphinae e Ypsistocerinae).

Respecto a los caracteres utilizados en la identificación de géneros pertenecientes a la familia braconidae son; cabeza, mesosoma (tórax), alas, patas y metasoma (abdomen). El primer segmento abdominal se ha unido al tórax para formar el propodeo, y metasoma por la perdida del primer segmento, compuesto por el peciolo y gáster (Sharkey y Wharton, 1994).

### 3.4 Diversidad de braconidos en México

El conocimiento de los himenópteros parasitoides de México hasta el momento es insuficiente, y los esfuerzos realizados actualmente, poco han disminuido la problemática. México es un país megadiverso por lo que Braconidae es una fauna potencialmente importante por la presencia de alta diversidad de estos grupos en ecosistemas naturales en el país. Los estudios taxonómicos de la familia en México han sido enfocados mayormente hacia el conocimiento de la entomofauna del noroeste del país, en los estados de Coahuila, Nuevo León, Tamaulipas, y Zacatecas, por el centro en Guanajuato y Morelos, y para el sureste en Oaxaca, Chiapas, Tabasco, Campeche, Yucatán y Quintana Roo (Sánchez y López, 2000).

Las cifras para Braconidae pueden variar con los autores; se han reportado aproximadamente 207 especies en 150 géneros; Labougle (1980) citó 82 géneros, mientras que Sánchez *et al.*, (1998), estiman una cifra de 544 especies y 217 géneros de braconidos presentes en México; Wharton y Mercado (2000) citaron 229 géneros en 26 subfamilias de una recopilación de información de los géneros de Braconidae presentes en México al revisar varias colecciones, entre ellas la de la Universidad de Texas (TAMU); además señalan aspectos de diversidad y endemismo. Sin embargo Delfín *et al.* (2002), realizaron un estudio en Yucatán del cual determinaron 114 géneros de 27 subfamilias, encontrando que 48 géneros no habían sido reportados en México, y 66 no reportados para Yucatán, por lo que de 229 géneros reconocidos, la biodiversidad aumentó a 277 géneros para el país, en tanto que para Yucatán a 190.

González *et al.* (2003) después de diez años de colecta, elaboraron un “Catalogo ilustrado de Braconidae (Hymenoptera: Ichneumonoidea) en México”, en el cual incluyen imágenes de 29 subfamilias y de 139 géneros y enlistan 672 especies. Además anexaron registros de 29 estados del país, y complementaron con revisiones de especímenes de braconidos depositados en seis colecciones nacionales y seis extranjeras (El Colegio de la Frontera Sur (ECOSUR), Colegio de Postgraduados (CP), Universidad Autónoma de Yucatán (UADY), Universidad Autónoma de Nuevo León (UANL), Universidad Autónoma Antonio Narro (UAAAN) y la Universidad Autónoma de Tamaulipas (UAT) son nacionales y las extranjeras son: El Instituto Americano de Entomología (AIE), La Universidad de California Riverside (UCR), La Universidad de Texas A&M (TAMU), El Departamento de Agricultura de Gainesville Florida (FSCA), El Museo Smithsoniano (USNM) y la Colección Nacional de Canadá (CNC).

Labougle (1980) analizó la sistemática y su situación en México. Pérez (1985), reportó los géneros de Braconidae de diversas localidades de Tamaulipas. Dávila (1989) realizó un estudio faunístico de la familia Braconidae en Coahuila. Ruiz *et al.* (1990) registraron 67 géneros de 17 subfamilias para Tamaulipas y Nuevo León. Reyes (1997) listó 70 géneros de 21 subfamilias de Tamaulipas, Nuevo León y Coahuila; mientras que Reyes *et al.* (1998) citaron 83 géneros y 21 subfamilias para estos estados. Ruiz y Coronado (2002) determinaron 125 géneros para Tamaulipas y Nuevo León. Para Zacatecas, De los Santos (1997) registró 35 géneros de 14 subfamilias en el cañón de Juchipila.

Lomeli (1992), estudió los insectos parasitoides sobre áfidos. López (1997), estudió los braconidos asociados a varios cultivos en Chapingo. De las colecciones CEBAJ, CEIFIT, INIFAP y LTC revisadas por Sánchez *et al.* (1998) en el estudio taxonómico de braconidos de Guanajuato y de una revisión de especies de *Blacus* mexicanas, encontraron 59 géneros de 19 subfamilias para el estado. Figueroa (2001) realizó un estudio de los géneros de Braconidae presentes en la Reserva de la Biosfera Sierra de Huautla, Morelos, registrando 70 géneros de 22 subfamilias y 282 morfoespecies.

Delfín y León (1997) registraron 76 géneros de 21 subfamilias y 239 morfoespecies para Yucatán. En tanto que Martínez *et al.*, (1997) reportó 12 subfamilias y 27 géneros en Campeche, Quintana Roo, Tabasco, Oaxaca, Chiapas y Yucatán. Por su parte López *et al.* (1999) determinaron 39 géneros y 14 subfamilias en un estudio de Braconidae realizado en Balún Canal, Chiapas. Dávila y González (2001) reportaron 50 géneros y 19 subfamilias para la Reserva Ecológica el Edén en Quintana Roo. Finalmente Sánchez *et al.* (2003) registraron 21 subfamilias, 74 géneros y 26 especies para Oaxaca.

Así mismo existen revisiones genéricas de diversos trabajos: Wharton y Mercado (1989), realizaron estudios sobre la taxonomía de Cardiochilinae de México. Wharton y López (2000) describen una especie nueva de *Triaspis* como parasitoide del barrenillo del chile *Anthonomus eugenii*; Delfín y Wharton (2002), han comenzado a publicar datos de *Aleiodes* en México. De igual manera a nivel

especie, V. López M. ha trabajado con *Triaspis* y J.A. Sánchez G. con *Blacus*. Sánchez (2001) elaboró claves de 28 especies de *Blacus* presentes en el país.

Análisis de colectas preliminares sugieren que la fauna de México es al menos tan diversa como de la fauna de América al norte de México, donde aproximadamente 2000 especies han sido descritas (Marsh 1979), por ejemplo, no se han descrito especies de *Dinotrema* en México, y únicamente una especie de *Aspilota*. Según Coronado *et al.* (2004) para el Nuevo Mundo, Braconidae cuenta con 404 géneros y 34 subfamilias, por lo que el 65% de los géneros (261) y 76% de las subfamilias (26), están representadas en nuestro país. El número de Braconidae es muy alto, y en medida que se vaya estudiando el grupo, tendremos un dato más preciso sobre la cantidad total de especies presentes en México.

#### 3.4.1 Diversidad de braconidos en Oaxaca

Los trabajos taxonómicos referentes a la familia Braconidae en Oaxaca son insuficientes, a pesar de su gran diversidad climática y geográfica presente en el estado. Los registros que se tienen se han obtenido de la revisión de colecciones nacionales y extranjeras (Labougle, 1980; Whitfield, 1990; Quicke and Krufft, 1995; Sánchez *et al.*, 1998; Sánchez y López, 2000; Wharton y Mercado, 2000; y González *et al.* 2003).

Arce y García (1991), realizaron un estudio de insectos benéficos que parasitan al gusano cogollero del maíz en Zimatlán de Álvarez, Oaxaca. Mercado (1996)

estudió los himenópteros parasitoides asociados a *Dendroctonus frontalis* Zimm en Tlaxiaco, Oaxaca. En tanto que Martínez *et al.* (2003) determinaron algunos aspectos biológicos de *Alienoclypeus insolitus* sobre el picudo del agave en Tlacolula, Oaxaca.

Sánchez *et al.* (2003) realizaron una revisión de Braconidae presentes en el estado de Oaxaca, registrando 21 subfamilias, 75 géneros y 26 especies. Sánchez *et al.* (2005) determinaron nueve especies de braconidos asociados a plagas en el estado; y realizaron un estudio faunístico de los braconidos presentes en la región de la Sierra Sur y Costa de Oaxaca. Ojeda (2005), estudio braconidos asociados al cultivo de alfalfa en Santa Cruz Xoxocotlán, Oaxaca, y registró 20 géneros de 11 subfamilias.

En la zona frutícola de Chahuities se efectuó un trabajo de fluctuación estacional del complejo *Anastrepha* spp. donde se evaluaron algunos factores bióticos y abióticos. En este trabajo se encontró al parasitoide *Doryctobracon areolatus* (Szepligeti) con un 7.75% de parasitismo (Cancino y Pérez, 1987).

Avendaño (2005) estudió parasitoides asociados a *Anastrepha* spp. en frutales cultivados y silvestres en Tapanatepec y Chahuities, Oaxaca, determinando sólo dos especies de parasitoides; *Doryctobracon aerolatus* y *Diaschamimorpha longicaudata*. Maldonado (2005) realizó la identificación taxonómica y descripción de *Megalopyge* sp. y braconidos asociados al nogal en Cuilapam de Guerrero, Oaxaca; registrando 16 géneros de 13 subfamilias. Jarquín (2007) encontró cinco

especies de braconidos en cuatro géneros y 2 subfamilias, derivados de un estudio de parasitoides asociados a insectos en frutos de nanche rojo (*malpighia mexicana*) en tres localidades ubicadas en la región de los Valles Centrales de Oaxaca. Hernández (2007) reportó 18 géneros y 13 subfamilias, en un estudio de parasitoides asociados a tomate y otros cultivos en Valles Centrales de Oaxaca. Cruz *et al.*, (2007) determinaron cinco especies de braconidos en tres géneros de tres subfamilias, producto de un trabajo realizado sobre el parasitismo del gusano cogollero del maíz, en tres localidades que pertenecen a la región de los Valles Centrales de Oaxaca.

Asimismo en el Cuadro 1 se presenta un resumen de los géneros de Braconidae reportados en trabajos realizados en Oaxaca. Hasta el momento se han registrado un total de 86 géneros para el estado, producto de diversos trabajos y revisiones realizados dentro y fuera del estado.

Cuadro 1. Géneros de Braconidae citados en diferentes trabajos realizados en el estado de Oaxaca, México.

Subfamilia: Géneros	Fuente	Subfamilia: Géneros	Fuente
<b>Agathidinae:</b>		<i>Leiophron</i>	Sánchez <i>et al.</i> , 2003
<i>Agathirsia</i>	Sánchez <i>et al.</i> , 2003	<i>Microctonus</i>	"
<i>Alabagrus</i>	"	<i>Orionis</i>	"
<i>Bassus</i>	"	<i>Peristenus</i>	"
<i>Coccygidium</i>	"	<i>Plynops</i>	Hernández, 2007
<i>Crassomicrodus</i>	"	<b>Gnamptodontinae :</b>	
<i>Cremnops</i>	"	<i>Gnamptodon</i>	Sánchez <i>et al.</i> , 2003
<i>Zacremnops</i>	"	<b>Helconinae :</b>	
<b>Alysiinae:</b>		<i>Aliolus</i>	Sánchez <i>et al.</i> , 2003
<i>Aspilota</i>	Sánchez <i>et al.</i> , 2003	<i>Diospilus</i>	"
<i>Coelinus</i>	"	<i>Nealiolus</i>	"
<i>Chorebus</i>	"	<i>Triaspis</i>	"
<i>Dinotrema</i>	Maldonado <i>et al.</i> , 2006	<i>Urosigalphus</i>	"
<i>Aphaereta</i>	"	<i>Eubazus</i>	González <i>et al.</i> , 2003



<i>Microcrasis</i>	“	<b>Homolobinae:</b>	
<i>Asobara</i>	Hernández, 2007	<i>Homolobus</i>	Sánchez <i>et al.</i> , 2003
<b>Aphidiinae:</b>		<b>Hormiinae:</b>	
<i>Aphidius</i>	Sánchez <i>et al.</i> , 2003	<i>Allobracon</i>	Sánchez <i>et al.</i> , 2003
<i>Binodoxys</i>	“	<i>Canthoroctonus</i>	“
<i>Monoctonus</i>	“	<i>Lysitermus</i>	“
<i>Trioxys</i>	“	<b>Ichneutinae</b>	
<i>Quadrictonus</i>	“	<i>Proterops</i>	Hernández, 2007
<i>Praon</i>	Sánchez <i>et al.</i> , 2005	<b>Macrocentrinae:</b>	
<b>Blacinae:</b>		<i>Dolichozele</i>	Sánchez <i>et al.</i> , 2003
<i>Blacus</i>	Sánchez <i>et al.</i> , 2003	<i>Hymenochaonia</i>	“
<b>Braconinae:</b>		<i>Macrocentrus</i>	“
<i>Alinoclypeus</i>	Sánchez <i>et al.</i> , 2003	<b>Mendesellinae:</b>	
<i>Bracon</i>	“	<i>Epsilogaster</i>	Sánchez <i>et al.</i> , 2003
<i>Compsobraconoides</i>	“	<b>Meteorinae:</b>	
<i>Digonogastra</i>	“	<i>Meteorus</i>	Sánchez <i>et al.</i> , 2003
<i>Habrobracon</i>	“	<b>Micogastrinae:</b>	
<i>Myosoma</i>	“	<i>Apanteles</i>	Sánchez <i>et al.</i> , 2003
<i>Vipio</i>	“	<i>Cotesia</i>	“
<b>Cardiochilinae:</b>		<i>Diolcogaster.</i>	“
<i>Cardiochiles</i>	Sánchez <i>et al.</i> , 2003	<i>Glyptapanteles</i>	“
<b>Cenocoeliinae:</b>		<i>Hypomicrogaster</i>	“
<i>Cenocoelius</i>	Sánchez <i>et al.</i> , 2003	<i>Protomicroplitis</i>	“
<b>Cheloninae:</b>		<i>Pseudapanteles</i>	“
<i>Ascogaster</i>	Sánchez <i>et al.</i> , 2003	<b>Opiinae :</b>	
<i>Chelonus</i>	“	<i>Biosteres</i>	Sánchez <i>et al.</i> , 2003
<i>Phanerotoma</i>	Maldonado <i>et al.</i> , 2006	<i>Eurytenes.</i>	“
<b>Doryctinae:</b>		<i>Opius</i>	“
<i>Acrophasmus</i>	Sánchez <i>et al.</i> , 2003	<i>Diachasmimorpha</i>	Sánchez <i>et al.</i> , 2005
<i>Allorhogas</i>	“	<i>Doryctobracon</i>	“
<i>Dendrosoter</i>	“	<b>Orgilinae :</b>	
<i>Doryctes</i>	“	<i>Orgilus</i>	Sánchez <i>et al.</i> , 2003
<i>Glyptocolastes</i>	“	<b>Rogadinae:</b>	
<i>Heterospilus</i>	“	<i>Aleiodes</i>	Sánchez <i>et al.</i> , 2003
<i>Notiospathius</i>	“	<i>Clinocentrus</i>	“
<i>Odontobracon</i>	“	<i>Choreborogas</i>	“
<b>Euphorinae :</b>		<i>Polystenidea</i>	“
<i>Aridelus</i>	Sánchez <i>et al.</i> , 2003	<i>Rogas</i>	“
<i>Centistes</i>	“	<i>Stiropius</i>	“
<b>Dinocampus</b>	“	<i>Yelicones</i>	“

## 4. MATERIALES Y MÉTODOS

### 4.1 Descripción del área de estudio

El presente trabajo se llevó a cabo en la finca Vista Hermosa en el municipio de Pluma Hidalgo, Oaxaca (Figura 1). Esta comunidad se localiza al suroeste de la Sierra Madre del Sur, pertenece al distrito de Pochutla. Se localiza geográficamente en las coordenadas  $96^{\circ} 25'$  longitud oeste y  $15^{\circ} 55'$  latitud norte, a una altura de 1300 msnm. Su distancia aproximada a la capital del estado es de 203 km (INEGI, 1989).

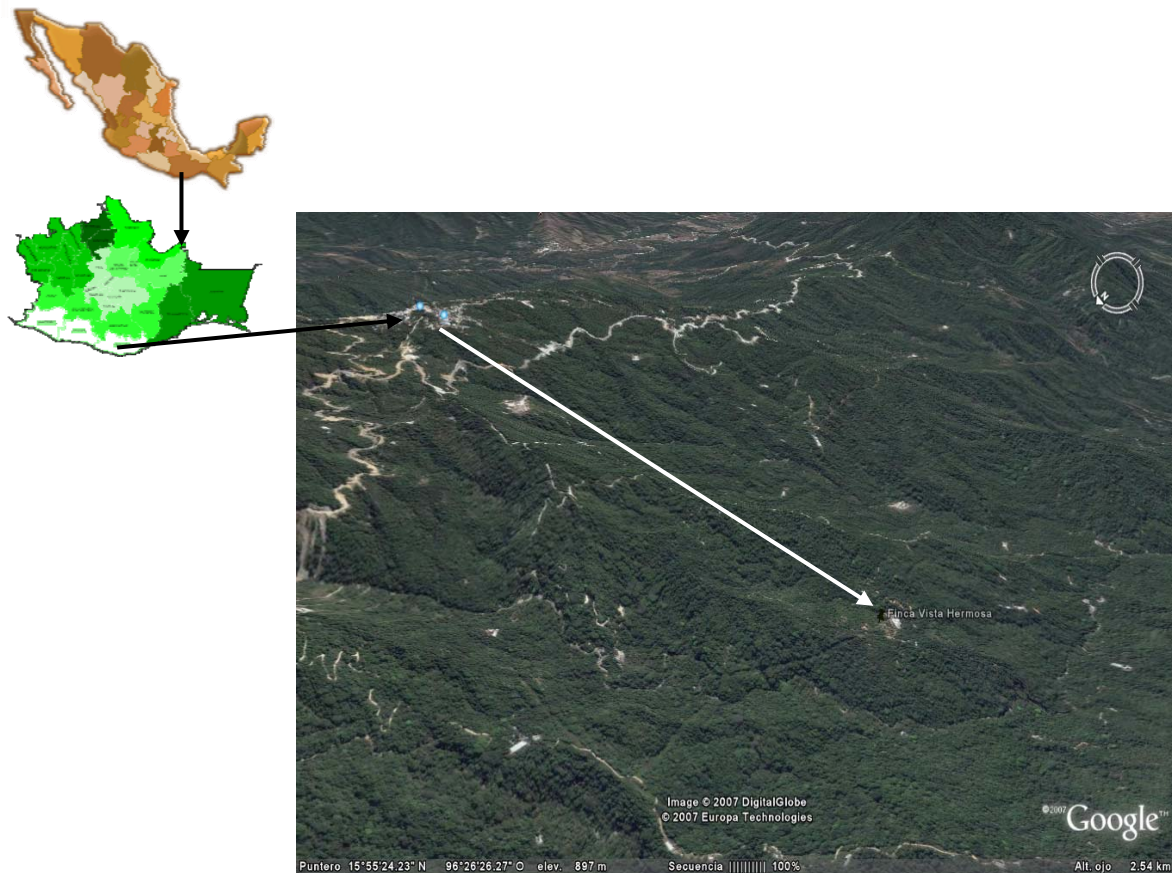


Figura 1. Ubicación del area de estudio en Pluma Hidalgo, Pochutla, Oaxaca, México.

#### 4.1.1 Importancia del área de estudio

El 80% del territorio (179.89 km<sup>2</sup>) de Pluma Hidalgo se ocupa en actividades agrícolas, principalmente en la producción de café; las plantaciones abarcan cerca de 5,167 hectáreas, produciendo 4,504 toneladas anuales. En segundo término se encuentra el cultivo del plátano, del cual se siembran 112 hectáreas produciendo 362 toneladas anuales, además del cultivo de guanábana, mamey, piña, maíz y frijol, el resto es ocupado por bosque tropical subperennifolio, bosque mesofilo y en partes más altas selva baja caducifolia (INEGI, 1998; Gobierno del Estado de Oaxaca, 1982).

La superficie de la Finca Vista Hermosa es de 109 hectáreas, se encuentra en altitudes desde 634 hasta 938 msnm. Se cultiva principalmente café, también plátano, guanábana, cacao y mamey en superficies mínimas la vegetación natural. El sistema de producción utilizado para ello es de tipo rusticano, también conocido como de montaña o bajo sombra. Este sistema les permite en la zona conservar alta diversidad, menor número de malezas, menos insectos perjudiciales, balance hídrico y microclimático (Ramírez, 2004). En el sistema de producción no se utilizan fertilizantes e insecticidas y no se permite la siembra de algún otro cultivo, con la finalidad de no cambiar la estructura natural de la vegetación.

#### 4.1.2. Clima y suelos

Pluma Hidalgo presenta un clima semicálido-húmedo con lluvias en verano. Las lluvias se establecen a principios de junio, finalizando entre octubre o noviembre, en invierno no se presentan; sin embargo, al llegar frentes fríos provenientes del norte se cargan de humedad y al llegar a la sierra madre del sur saturan el ambiente, produciendo lluvias ligeras. La temperatura del mes más cálido es menor a 22 °C. La fórmula climática, de acuerdo a Koppen modificada por García (1981) es: (A) Cm (w), la temperatura media anual oscila entre los 18-20°C, con precipitación media anual de 3,074 milímetros (Acosta-Castellanos y Palacios-Chávez, 2001). La topografía es accidentada y los tipos de suelos predominantes son el Regosol Eútrico, Litosol y Cambisol Eútrico.

#### 4.1.3. Vegetación y Fauna

Los tipos de vegetación existentes son: bosque mesófilo de montaña, en un intervalo altitudinal de 900 a 1700 msnm, y en altitudes inferiores de 900 msnm se encuentra bosque tropical subperennifolio, este último es el que se encuentra en la Finca Vista Hermosa, lugar donde se realizó el estudio.

El bosque tropical subperennifolio presenta tres estratos arbolados, además del estrato arbustivo y herbáceo. Algunos árboles alcanzan hasta 30 m de altura; el estrato superior se encuentra ubicado entre 25 y 30 m, domina *Enterolobium cyclocarpum* (aguacaste, necastle) en asociación con *Phoebe* sp y *Hamalium*

*trichostemon* (palo de piedra) y son frecuentes *Astronium graveolens* (gateado) y *Aphananthe monoica* (palo de armadillo); el estrato intermedio lo conforman árboles de 20 m como *Pterocarpus* sp., *Bursera simaruba* (palo mulato), *Inga* sp., *Acacia* sp; en el inferior, con árboles de cerca de 10 m destacan *Acromia mexicana* (coyol, guacoyol), *Cupania glabra* (nogalito, huanchal) y *Cecropia obtusifolia* (chancarro) (INEGI, 2004).

En este tipo de vegetación también abundan los bejucos, plantas trepadoras, familias de plantas epifitas como Bromeliaceae, Orchidaceae y Araceae; también plantas estranguladoras como especies de *Ficus* y *Clusia*. En México esta vegetación se presenta en altitudes de 0 a 900 msnm en el declive de la sierra Madre del Sur dentro de los 600 y 900 msnm, entre Candelaria Loxicha y Pluma Hidalgo, Oaxaca (Pennington y Sarukhán, 1998).

Acosta-Castellanos y Palacios-Chávez (2001) mencionan que el bosque mesófilo de Pluma Hidalgo es una comunidad densa, subperennifolia, por lo cual menos del 15% de la vegetación pierde sus hojas; está formada por tres estratos que son: 1) de árboles altos con altura igual o mayor de 20 a 35 m, dominando los géneros *Alchornea*, *Clethra*, *Persea*, *Phoebe*, *Nectandra*, *Quercus* y *Ulmus*; 2) estrato arbóreo medio de 12 a 20 m de altura, predominando los géneros *Coccoloba*, *Cupania*, *Ficus*, *Guarea*, *Hasseltia*, *Inga*, *Styrax*, y *Zanthoxylum*; 3) estrato bajo de 4 a 10 m de altura, predominan Acacias, los géneros *Ardisia*, *Brugmansia*, *Calliandra*, *Conostegia*, *Hamelia*, *Malvaviscos*, *Sambucus*, *Senna*, *Tibuchina*, *Bernonia*, *Justicia* y *Odontonema*.

En la parte herbácea predominan las familias Acanthaceae, Asteraceae, Fabaceae, Melastomatceae, Poaceae y gran variedad de helechos. Entre trepadoras encontramos a los géneros *Serjania*, *Monstera*, *Dioscorea*, *Smilax*, *Dalechampia*, *Senecio*, *Ipomoea* y *Rubus*; entre las epifitas existen gran variedad de helechos y plantas de la familia Orchidaceae y Bromeliaceae (Acosta, 1997). La fauna que habita esta zona presenta gran diversidad de lepidópteros principalmente dentro de los insectos, así como una gran riqueza de aves y mamíferos.

## **4.2 Trabajo de campo**

Se realizaron colectas mensuales a lo largo de un año, iniciando en mayo de 2006 y terminando en abril de 2007. Cada salida a campo duró tres días, en cada sitio de colecta se registró la posición geográfica con un geoposicionador de satélite (GPS) marca Magellan Pioneer.

### **4.2.1 Colecta de material entomológico**

Para obtener a los especímenes se realizaron muestreos al azar dentro del área de estudio en la vegetación presente, utilizando dos métodos de colecta: 1) platos amarillos; 2) barridos de vegetación con redes entomológicas (Figura 2).



A



B

Figura 2. Métodos de colecta con los que se obtuvieron los braconidos parasitoides en el area de estudio; A) platos amarillos; B) red entomológica de barrido.

#### 4.2.2 Trampas amarillas

Este método es descrito como de recolecta pasiva y su efectividad está en función del lugar donde se coloque. Consistió en utilizar 50 platos amarillos de 18 cm de diámetro, distribuidos a distancias iguales (10 m) uno del otro. A cada uno se le adicionó agua más detergente para romper la tensión superficial y provocar el hundimiento del insecto. Los platos permanecieron colocados en un solo sitio de colecta durante los tres días de muestreo. Para colectar los ejemplares se revisaron a diario a las 11: 00 a.m y 4: 00 p.m.

#### 4.2.3 Red entomológica de barrido

Consiste en un método activo de colecta. La técnica consistió en desplazar la red (100 redazos) entomológica sobre malezas, arbustos y ramas de árboles con lo cual se obtuvieron los especímenes. Una vez realizado los 100 redazos, el contenido se vació en una bolsa de plástico transparente, de donde se separaron

los ejemplares de hojas de malezas y otros insectos. Esta técnica se realizó a las 10:00 a.m y 5:00 p.m, durando una hora por muestreo.

#### 4.2.4 Extracción de las muestras

Para la extracción del material capturado por las trampas amarillas, se utilizó un pincel del número ocho de color blanco, con el cual se obtuvieron los especímenes de interés, obteniéndolos uno a uno de cada plato colocándolos en un recipiente con agua corriente para que las muestras se lavaran repetidas veces hasta eliminar todo resto de detergente, enseguida se colocaron en alcohol al 70 %.

Para el método de barrido se eliminaron los residuos de plantas u otros materiales gruesos de las muestras; los ejemplares de gran tamaño fueron separados, conformando dos fracciones de la muestra para facilitar la posterior separación de los ejemplares. Se utilizó algodón mojado con acetato de etilo para adormecer a los insectos y de esta manera se obtuvieron los ejemplares.

El material obtenido se colocó en recipientes de plástico con alcohol etílico al 70% para su traslado al laboratorio, donde todos los himenópteros fueron extraídos del recipiente. Una vez extraído el material, utilizando un microscopio estereoscópico (modelo Carl Zeis 2000), se separaron los braconidos. Posteriormente fueron montados, etiquetados y depositados en la colección del CIIDIR-IPN- OAXACA.



### 4.3 Trabajo de laboratorio

#### 4.3.1 Deshidratación y montaje

Los braconidos se colocaron durante 15 minutos a diferentes graduaciones (70, 80, 96 y 100%) de alcohol etílico (etanol) sin desnaturalizar de concentración mayor a 55° G. L., el cual se diluyó con agua destilada libre de Co<sub>2</sub>, marca HYCEL. En seguida, para evitar el colapso del cuerpo del espécimen, se metieron en solución de acetato de amilo por dos horas.

Posteriormente, los especímenes se colocaron en papel absorbente hasta secarse por completo. Una vez secos, individualmente se pegaron en triángulos de papel suizo (triángulos de cartoncillo < a 1 cm), y montados con alfileres entomológicos.

#### 4.3.2 Determinación taxonómica

La identificación taxonómica se realizó a nivel de género, mediante el uso de claves ya existentes para Braconidae del Nuevo Mundo (Wharton *et al.*, 1997). Para corroborar el material identificado se contó con el apoyo del Dr. José Antonio Sánchez García del CIIDIR-IPN, unidad Oaxaca.

#### 4.3.3 Registro de los especímenes en la base de datos

Concluida la identificación taxonómica se realizó el registro de los géneros determinados mediante una base de datos, en la cual se incluyeron datos básicos de colecta y notas de campo, utilizando el programa Paradox ver. 4.5. Esta información se utilizó para el etiquetado de especímenes.

#### **4.4 Análisis de la información**

El análisis aplicado fue cuantitativo y descriptivo. Los especímenes obtenidos de cada muestreo fueron separados conforme al método de colecta. Las comparaciones se realizaron con base al número total de individuos y número total de géneros.

Para calcular la abundancia se realizó con base al total de braconidos por género a lo largo del año.

La riqueza de especies se determinó utilizando como base las características morfológicas de los diferentes individuos que integran cada género.

## 5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

A lo largo de un año de muestreos mensuales realizados de mayo 2006 - abril 2007 en Pluma Hidalgo, Oaxaca, se colectaron 1935 braconidos. De éstos, 1280 ejemplares se capturaron con red entomológica, representando el 66.1% del total colectado y 655 con platos amarillos (33.9%). Taxonómicamente se identificaron 20 subfamilias, 79 géneros y 167 morfoespecies (Cuadro 2).

En otros estudios realizados en diferentes estados de México, López *et al.* (1999) determinaron 39 géneros y 14 subfamilias en un estudio de Braconidae realizado en Balún Canal, Chiapas. Ruiz y Coronado (2002) determinaron 125 géneros para Tamaulipas y Nuevo León. Delfín *et al.* (2002) realizaron un estudio en Yucatán, del cual determinaron 190 géneros de 27 subfamilias.

Considerando que la familia Braconidae se conoce mejor en los estados de México, Guanajuato, Morelos, Nuevo León, Puebla, San Luís Potosí y Tamaulipas (Sánchez-García *et al.*, 1998), por que se han realizado más estudio sobre la familia Braconidae en estas entidades (excepto Chiapas). A pesar de ello Delfín *et al.*, (2002) menciona que ningún estado de los mencionados con anterioridad, presenta una riqueza de géneros comparable con el estado de Yucatán, sin embargo los resultados obtenidos en el trabajo realizado por dicho autor es producto de muestrear cuatro tipos de vegetación, encontrando en bosque tropical caducifolio 22 subfamilias y 106 géneros, en bosque tropical subcaducifolio (12) y (53), en bosque tropical semi-perenne (17) y (41) y en bosque espinoso (17) y (57)

subfamilias y géneros respectivamente, de igual forma muestreo cinco cultivos agrícolas diferentes, determinando en calabaza 12 subfamilias y 21 géneros, en pepino (9) y (20), en sandía (12) y (23), en chile habanero (11) y (20) y en tomate (11) y (16) subfamilias y géneros respectivamente. Por lo que haciendo referencia con el presente estudio, sugieren que es muy probable que en Oaxaca exista mayor cantidad de géneros presentes, por los escasos trabajos realizados en la entidad y por falta de muestreos en diversos hábitats, que podrían seguramente ampliar el conocimiento de la familia Braconidae en el estado.

De igual forma en algunos trabajos la cantidad de géneros determinados representan muestreos de reservas ecológicas como el realizado por Figueroa *et al.* (2001) quienes registraron 70 géneros y 22 subfamilias, y Davila y González (2001) reportaron 50 géneros y 19 subfamilias para la Reserva Ecológica el Edén en Quintana Roo. Estos dos trabajos obtuvieron menor cantidad de géneros respecto del presente estudio (79), lo que demuestra el estado de conservación y la importancia del área de estudio, puesto que a través de la familia Braconidae se puede inferir en ello. Sin embargo influye el tipo de vegetación muestreada, que en este caso, correspondió a bosque tropical Subperennifolio, y autores como Pintado *et al.* (2000) mencionan que la cantidad de braconidos es más diversa en áreas tropicales, situación por la cual probablemente se obtuvieron más géneros.

Otro factor que influye en los resultados se basa en que la composición de los braconidos cambia en zonas urbanas y perturbadas a diferencia de zonas que no se encuentran bajo esa condición debido a que esta familia en particular es muy

susceptible a los cambios en su entorno (Delfín *et al.*, 2000), situación que habría que tomar en cuenta para trabajos posteriores.

De las subfamilias determinadas, Doryctinae y Opiinae fueron las más abundantes, con 830 y 379 especímenes respectivamente, lo que representa el 62.5% (42.9 y 19.6% respectivamente) del total de especímenes colectados (Cuadro 2). De igual forma, las subfamilias con mayor número de géneros fueron Doryctinae con 15, seguido de Microgastrinae con 11, Alysiinae con siete, Hormiinae y Rogadinae con seis y finalmente Cheloninae con cinco; el resto de las subfamilias estuvieron representadas en un rango de tres a un género, de los cuales tres subfamilias contienen tres géneros cada una, tres con dos géneros y siete un género (Figura 3).

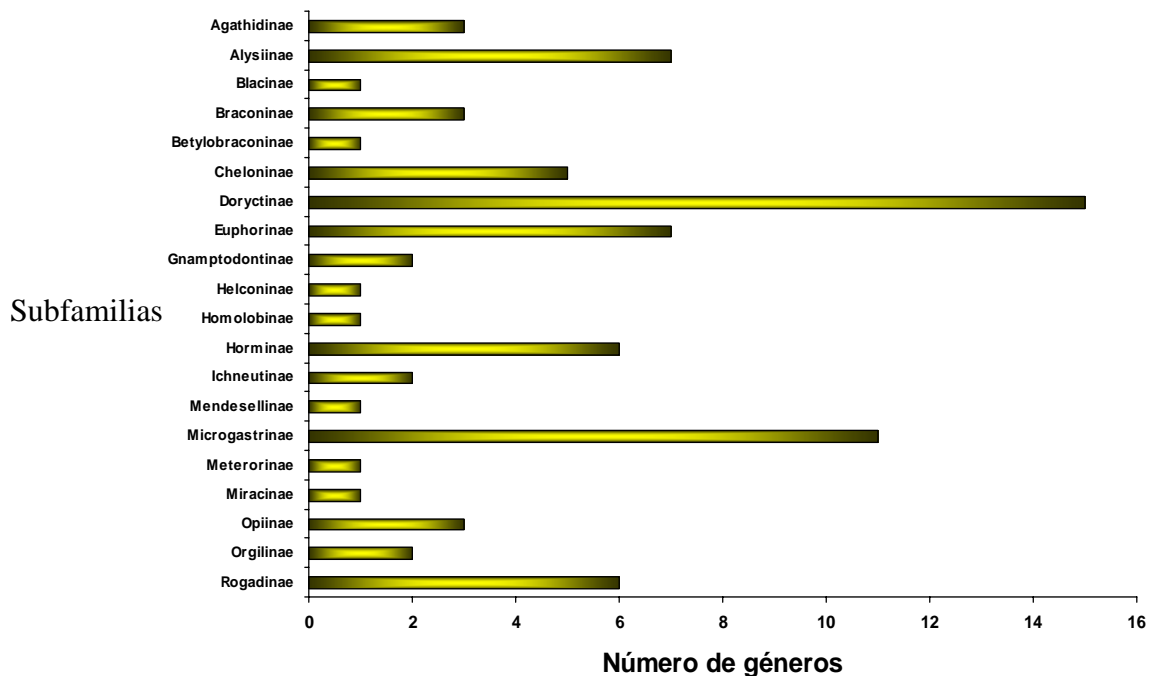


Figura 3. Número total de géneros identificados por subfamilia colectados en el estudio realizado en Pluma Hidalgo, Oaxaca, México.

La abundancia de la subfamilia Doryctinae y Opiinae probablemente se deba a que ambas son una de las más diversas de la familia Braconidae, existiendo un número inusual de géneros para los doryctinos, sobre todo en los trópicos, además que sus principales huéspedes son coleópteros barrenadores de tallos, y tomando esta referencia respecto al tipo de vegetación en el área de estudio proporciona las condiciones adecuadas para la abundancia de la subfamilia (Marsh, 1979). Asimismo, para Opiinae sus principales huéspedes son dípteros de gran importancia económica, grupo de huéspedes muy abundante (Warthon *et al.*, 1997).

Por otra parte, la subfamilia Microgastrinae es significativo de señalar, puesto que a nivel mundial es el grupo más importante de parasitoides de Lepidoptera en términos económicos y número de especies, más de 100 especies se han utilizado en diversos programas de control biológico, también es importante por que no existen revisiones significativas de la fauna de México para este grupo (Whitfield, 1998). Por esto, el área de estudio podría ser fuente importante de recursos factibles de ser aprovechados (debido a su uso potencial) en programas de control biológico de plagas.

En el estudio, los géneros mas abundantes fueron; *Heterospilus* con 670 ejemplares (34.7%) y *Opius* con 344 ejemplares (17.8%), representando juntos el 52.5% del total de ejemplares colectados, seguido de *Allobracon* con 80 (4.1%), *Bracon* con 79 (4%), *Pambolus* con 68 (3.5%), *Mirax* con 64 (3.3%), *Apanteles* con 51 (2.6%), *Notiospathius* con 50 (2.6%), *Phanerotoma* con 44 (2.3%), *Stiropius* con 35 (1.8%), *Utetes* y *Spathius* con 33 (1.7%), respectivamente; los restantes se

encuentran por debajo de esta última cifra, existiendo 18 géneros (0.93%) representados por un ejemplar y 11 (0.62%) por dos. Los géneros con mayor número de morfoespecies fueron *Heterospilus* y *Opius*, con 32 y 16 morfoespecies, respectivamente (Cuadro 2).

De forma general, los géneros obtenidos con mayor abundancia probablemente se deban a que todos son muy comunes de ser encontrados, debido a que se encuentran ampliamente distribuidos. No obstante la abundancia de *Heterospilus*, se centra dentro del Nuevo Mundo. Marsh (1965) menciona que en el neotrópico existen al menos 300 especies para este género. Algunos géneros como *Opius* presentan amplia gama de huéspedes, por lo que también puede ser motivo de su abundancia.

Para el caso del *Mirax*, se encuentra bien representado en áreas tropicales y se encuentra asociado a café (Muesebeck, 1937), y el área de estudio presenta estas dos características. Sin embargo no se ha aprovechado como potencial de control biológico (Whitfield, 1998). Para el resto de los géneros que fueron colectados con escasa abundancia probablemente se deba a que solamente se utilizaron dos métodos de colecta, por lo que habría que probar más métodos de muestreo y coleccionar con mayor frecuencia.

De las subfamilias determinadas, se registra en México a Betylobraconinae por primera ocasión, y de la misma forma para Oaxaca, junto con la subfamilia Miracinae, por lo que para el estado se reporta la presencia de dos subfamilias

más respecto de las que hasta el momento se han reportado. Respecto a los géneros, ocho (10.2%) son nuevos registros para México y 39 (49.4%) son nuevos registros para el estado de Oaxaca (Cuadro 2).

En América la familia Braconidae cuenta con 34 subfamilias, de las cuales 20 (59%) fueron colectadas en este estudio. De igual manera, 26 de las 34 subfamilias (76%) se encuentran reportadas en México (Coronado *et al.* 2004). Anterior al presente estudio, para el estado de Oaxaca reportaron la presencia de 22 (64%) de las 26 subfamilias existentes en México, con el presente estudio esta cifra aumenta a 24 (71%) subfamilias identificadas para el estado, debido a que se colectaron dos más aún no reportadas, de igual forma, el número de subfamilias reportadas en México aumenta a 27 (79.5%), por adición de la subfamilia Betylobraconinae identificada en el presente estudio, misma que aun no había sido reportada.

El número de géneros de Braconidae presentes en México varía con los autores; Sánchez *et al.* (1998) reportaron 217 géneros de braconidos en México; Wharton y Mercado (2000) citaron 229 géneros de 26 subfamilias; Delfín *et al.* (2002) determinaron 114 géneros de 27 subfamilias, encontrando que 48 no habían sido reportados en México, por lo que de 229 géneros reconocidos, con este trabajo aumentó a 277 géneros para el país; Coronado *et al.* (2004) mencionaron que para el Nuevo Mundo Braconidae, cuenta con 404 géneros, y el 65% de estos (261) están representados en México. Debido a lo anterior, no existe uniformidad sobre el número de géneros para el país, sin embargo, tomando como base el



estudio realizado por Delfín *et al.* (2002), en México existen 277 géneros (69% de los géneros para el Nuevo Mundo) y con el presente estudio esta cifra aumenta a 285 (71% de los géneros reportados para el Nuevo Mundo) por adición de ocho (*Pneumosema*, *Conobregma*, *Donquickeia*, *Aptenobracon*, *Trigonophasmus*, *Clarkinella*, *Snellenius* y *Macrostomion*, significando el 2% más para los géneros del Nuevo Mundo) géneros colectados en este trabajo y que aún no han sido reportados para el país.

De igual forma con los géneros reportados para el estado de Oaxaca, la cifra más exacta es producto de una revisión de Braconidae realizada por Sánchez *et al.* (2003) quienes registraron 21 subfamilias (62% de las subfamilias reportadas para el Nuevo Mundo) 75 géneros (19% de los géneros reportados para el Nuevo Mundo) y 26 especies. Con base en esto y a la revisión de diversos trabajos realizados dentro del estado (la mayoría en Valles Centrales), hasta el momento se han registrado un total de 86 géneros (21% de los géneros del Nuevo Mundo) de Braconidae en Oaxaca. Del total de géneros colectados (79) en este trabajo, el 49% de los géneros (39 géneros), aún no se encontraban reportados para el estado, por lo que la cifra aumenta de 86 a 125 géneros para Oaxaca, representando un 45% de aumento del total de géneros conocidos para la entidad, y 31% de los géneros reportados para el Nuevo Mundo, lo cual es un aporte significativo para la fauna de Braconidae en el estado de Oaxaca; sin embargo, el número de Braconidae es muy alto y como se estudie el grupo, se obtendrán datos más exactos sobre el número de géneros presentes en México, y particularmente, en el estado de Oaxaca.

De igual manera, lo anterior indica la importancia de realizar más colectas en hábitats y ecosistemas diferentes, así como muestrear en tipos de vegetación distinta, de igual forma incluir muestreos en vegetaciones con edades o grado de madurez diferente, utilizando diversos tipos de métodos de muestreo o tipos de muestreo.

Cuadro 2. Relación de géneros obtenidos con los dos métodos de colecta en Pluma Hidalgo, Oaxaca, México.

Subfamilia	Género	Número de ejemplares	Número de ejemplares por método de colecta		Total de especies por género
			Red entomológica	Platos amarillos	
Agathidinae	<i>Alabragus</i>	3	1	2	2
	<i>Coccygidium</i>	1	1	0	1
	<i>Plesiocoelus</i> *	1	1	0	1
Alysiinae	<i>Aphaereta</i>	25	12	13	1
	<i>Asobara</i>	6	0	6	2
	<i>Dinotrema</i>	27	26	1	1
	<i>Microcrasis</i>	4	2	2	2
	<i>Pneumosema</i> **	2	2	0	1
	<i>Gnathopleura</i> *	2	0	2	1
	<i>Phaenocarpa</i> *	4	2	2	1
	<i>Conobregma</i> **	2	0	2	1
Blacinae	<i>Blacus</i>	18	15	3	1
Braconinae	<i>Bracon</i>	79	74	5	5
	<i>Digonogastra</i>	1	1	0	1
	<i>Cyanopterus</i> *	2	1	1	1
Chelolinae	<i>Ascogaster</i>	7	6	1	1
	<i>Chelonus</i>	15	8	7	2
	<i>Leptodeprana</i> *	7	7	0	1
	<i>Phanerotoma</i> *	44	35	9	4
	<i>Pseudopanerothoma</i> *	2	1	1	1
Doryctinae	<i>Acrophasmus</i>	9	2	7	2
	<i>Aptenobracon</i> **	1	0	1	1
	<i>Allorhogas</i>	1	1	1	1
	<i>Donquickeia</i> **	5	3	2	1
	<i>Ecphylus</i> *	1	1	1	1
	<i>Heterospilus</i>	670	340	330	32
	<i>Hecabolus</i> *	1	1	1	1
	<i>Janzenia</i> *	3	2	1	1

Subfamilia	Género	Número de ejemplares	Número de ejemplares por método de colecta		Total de especies por género	
			Red entomológica	Platos amarillos		
Euphorinae	<i>Notiospathius</i>	50	44	6	4	
	<i>Spathius</i> *	33	16	17	2	
	<i>Stenocorse</i> *	16	11	5	4	
	<i>Semirhytus</i> *	4	2	2	3	
	<i>Leluthia</i> *	24	14	10	4	
	<i>Tarasco</i> *	11	8	3	1	
	<i>Trigonophasmus</i> **	1	0	1	1	
	<i>Aridelus</i>	5	3	2	2	
	<i>Litostolus</i> *	3	2	1	1	
	<i>Leiophron</i>	1	1	1	1	
	<i>Microctonus</i>	2	2	0	1	
	<i>Peristenus</i>	2	2	0	1	
	<i>Syntretus</i> *	1	0	1	1	
	<i>Townesilitus</i> *	2	0	2	1	
Gnamptodontinae	<i>Pseudognaptodon</i> *	4	4	0	1	
	<i>Gnamptodon</i>	1	1	0	1	
Helconinae	<i>Diospilus</i>	5	4	1	3	
Homolobinae	<i>Homolobus</i>	1	0	1	1	
Horminae	<i>Allobracon</i>	80	72	8	1	
	<i>Hormius</i> *	18	13	5	3	
	<i>Lysitermus</i>	2	2	0	1	
	<i>Pambolus</i> *	68	16	52	2	
	<i>Parahormius</i> *	23	13	10	1	
	<i>Xenarcha</i> *	3	0	3	1	
	Ichneutinae	<i>Oligoneurus</i> *	9	9	0	1
<i>Paroligoneurus</i> *		1	1	0	1	
Mendesellinae	<i>Epsilogaster</i>	3	3	0	1	
Microgastrinae	<i>Apanteles</i>	51	45	6	2	
	<i>Glyptapanteles</i>	5	4	1	1	
	<i>Diolcogaster</i>	14	12	2	3	
	<i>Dolichogenidea</i> *	1	1	0	1	
	<i>Cotesia</i>	1	1	0	1	
	<i>Clarkinella</i> **	2	1	1	1	
	<i>Hypomicrogaster</i>	4	3	1	1	
	<i>Alphomelon</i> *	1	1	0	1	
	<i>Pseudoapanteles</i>	1	1	0	1	
	<i>Parapanteles</i> *	13	12	1	1	
	<i>Snellenius</i> **	1	0	1	1	
	Meterorinae	<i>Meteorus</i>	6	2	4	1
	Miracinae	<i>Mirax</i> *	64	59	5	1
Opiinae	<i>Opius</i>	344	263	78	16	

Subfamilia	Género	Número de ejemplares	Número de ejemplares por método de colecta		Total de especies por género
			Red entomológica	Platos amarillos	
Orgilinae	<i>Diachasmimorpha</i>	2	0	2	1
	<i>Utetes</i> *	33	19	14	1
	<i>Orgilus</i>	14	14	0	3
	<i>Stantonia</i> *	4	0	4	2
Rogadinae	<i>Yelicones</i>	2	2	0	2
	<i>Aleoides</i>	4	4	0	1
	<i>Macrostomion</i> **	8	6	2	5
	<i>Clinocentrus</i>	3	3	0	1
	<i>Rogas</i>	5	4	1	3
	<i>Stiropius</i>	35	35	0	1
<b>Totales:</b>		<b>1935</b>	<b>1280</b>	<b>655</b>	<b>167</b>

\* Nuevo reporte para Oaxaca

\*\* Nuevo reporte para México

### 5.1 Registros nuevos para México y Oaxaca

En el presente estudio se registraron un total de 79 géneros, especificando a ocho de ellos como nuevos registros para México: *Pneumosema*, de la subfamilia Alysiinae; *Conobregma*, de la subfamilia Betylobraconinae; *Donquickeia*, *Aptenobracon* y *Trigonophasmus* de la subfamilia Doryctinae; *Clarkinella* y *Snellenius* de Microgastrinae; y *Macrostomion* de Rogadinae. Los dos primeros géneros se encuentran representados con dos ejemplares, los doryctinos representados con cinco, uno y uno respectivamente, los microgastrinos con dos y un ejemplar, y finalmente *Macrostomion* con ocho ejemplares. Se encontraron cinco morfoespecies para este último género, y para el resto solamente una.

Los géneros *Pneumosema* y *Donquickeia* fueron colectados solamente con red entomológica, mientras que los géneros *Conobregma*, *Aptenobracon*, *Snellenius* y

*Trigonophasmus* únicamente con platos amarillos. *Clarkinella* y *Macrostromion* se colectaron con ambos métodos, y para este último género seis ejemplares fueron capturados con red y dos con platos amarillos (Cuadro 2).

Del total de géneros determinados taxonómicamente, 39 son nuevos registros para el estado de Oaxaca (Cuadro 2); de éstos, 27 se encuentran poco representados, y en 12 se registraron más de 10 ejemplares, incluyendo algunos de los más abundantes como: *Pambolus* (68 especímenes), *Mirax* (54), *Phanerotoma* (44), *Spathius* (33) y *Utetes* (33). De los géneros con menor número de organismos, siete se encuentran solamente representados por un ejemplar, 15 con tres a cuatro especímenes y cuatro con cinco a nueve organismos (Cuadro 2).

La escasa abundancia de los géneros nuevos para México y Oaxaca probablemente presente relación con el área o espacio donde se muestró, debido a que en ocasiones la irregularidad del sitio no permitía abarcar mayor superficie de muestreo, para lo cual, Sosa (2000) menciona, que las abundancias asociadas a las especies, presentan variaciones en un tiempo y espacio determinado. Por otra parte el combinar más métodos de muestreo, sería otra opción para determinar con más exactitud la cantidad de géneros existentes. Por ejemplo, la especie colectada del género *Aptenobracon* es una especie braquiptera, de hábitos caminadores, la cual se colectó con platos amarillos.

Sin embargo, algunos géneros como *Phanerotoma* responden a la luz, y en este caso la mayor parte de los individuos se colectaron con red entomológica.

Probablemente el esfuerzo de colecta, combinado con la vegetación densa en el área de estudio influyó en este resultado; también resalta la importancia de coleccionar en diferentes hábitats como lo hacen ver los géneros *Conobregma*, *Donquickeia*, *Trigonophasmus* y *Macrostromion*, que en el caso del primero este género solamente contiene cinco especies a nivel mundial, y la subfamilia sólo se representa por cinco géneros. Para *Donquickeia* solamente se conoce de distribución en Brasil, por lo cual es importante realizar más colectas para determinar bien su distribución; en el caso de *Trigonophasmus*, al igual que *Macrostromion*, son géneros muy raros de coleccionar, sin embargo de este último se coleccionaron cinco morfoespecies.

## 5.2 Géneros obtenidos por método de colecta

Del total de géneros (79) identificados taxonómicamente en este estudio, 45 (57 %) se obtuvieron por ambos métodos de colecta, 22 (28%) solamente se coleccionaron por medio de red entomológica y 12 (15%) únicamente con platos amarillos (Cuadro 2).

De los géneros capturados por ambos métodos, los más abundantes fueron *Heterospilus* (340 con red y 330 con platos) y *Opius* (263 con red y 78 con platos), y los géneros con menor abundancia fueron: *Allorhogas*, *Cyanopterus*, *Clarkinella*, *Ecphylus*, *Hecabolus*, *Leiophron* y *Pseudopanerothoma*, con un ejemplar capturado por cada método de colecta (Cuadro 2).

De los géneros colectados con red entomológica, el total que constituye a tres subfamilias fueron colectados por este método, y dos de tres géneros que pertenecen a la subfamilia Agathinidae, así como tres de los cinco géneros identificados para la subfamilia Rogadinae. Los géneros más abundantes colectados fueron *Oligoneurus* (9), *Orgilus* (14) y *Stiropius* (35); en tanto que los que se encuentran representados por un solo ejemplar fueron: *Alphomelon*, *Coccygidium*, *Cotesia*, *Digonogastra*, *Gnamptodon*, *Lysitermus*, *Plesiocoelus*, *Paroligoneurus*, y *Pseudoapanteles* (Cuadro 2).

Del total de los géneros capturados con platos amarillos, *Conobregma* y *Homolobus* integran a dos subfamilias (uno por cada subfamilia), mismas que sólo se encontraron por este método. *Homolobus* se encuentra representado sólo con un ejemplar, así como también *Aptenobracon*, *Trigonophasmus*, *Syntretus* y *Snellenius*; *Conobregma* presenta dos especímenes; y los géneros que se obtuvieron con mayor número de ejemplares fueron: *Asobara* (6) y *Stantonia* (4) (Cuadro 2).

La relación entre los métodos de colecta empleados en este estudio y el número de individuos colectados, en forma generalizada, afirma que de los 1935 braconidos colectados en este estudio, 1280 se capturaron con red entomológica y 655 con platos amarillos, sin embargo no se puede indicar que un método es más eficiente que el otro, por que ambos métodos son totalmente diferentes, y los esfuerzos de colecta no son comparables, debido a que el método de red de golpeo es más activo, dirigido y selectivo, y por otra parte los platos amarillos es

una técnica pasiva de colecta, depende de la espera de los organismos que capture y esta en función del sitio de estudio, distribución y colocación de los platos amarillos dentro del área de muestreo.

Figuroa (2001), en el estudio que realizó en la Reserva de la Biosfera de la Sierra Huautla de Morelos, colectó más braconidos con red entomológica (1394), resultado que coincide con el presente trabajo, con respecto a las trampas amarillas (61 ejemplares). Explica que su resultado obedece al área de estudio y a la ubicación de este tipo de trampas dentro del área, debido a que este método se basa en la respuesta fotorreceptora de los braconidos, lo cual es fundamental para una captura eficiente.

En cuanto a la captura de géneros, con red entomológica la colecta fue mayor y con platos amarillos menor, lo que probablemente se deba a los hábitos de los braconidos; por ejemplo, con trampas amarillas se colectaron dos géneros braquipteros (alas reducidas), que son *Aptenobracon* y una morfoespecie de *Hormius*, esto puede ser indicador de que su desplazamiento se realiza muy cerca del suelo y son fuertemente atraídos al color amarillo de los platos.

Muestra también la importancia de utilizar o combinar métodos de colecta en hábitats; por ejemplo, *Aptenobracon* es un género que aún no se encontraba reportado para México, solamente era conocido de Estados Unidos y *Hormius* (nuevo reporte para Oaxaca) ya se conocía, sin embargo la referencia se centra en una especie con alas, y no se conocía una especie braquiptera de este género.



También por medio de este método se colectó el género *Conobregma*, mismo del que solamente se conocían ejemplares de Estados Unidos (Texas y Carolina del Norte) y Republica Dominicana.

Asi mismo, géneros colectados con red de golpeo resaltan su importancia, como *Donquickeia*, que sólo se conocía de Brasil; *Allorhogas*, que es un género que contiene algunas especies fitófagas; *Janzenia*, *Trigonopasmus*, *Tarasco*, género endémico de México; *Syntretus* hiperparasitoide de icneumónidos; *Macrostomion*; género muy raro de coleccionar; *Pneumosema*, solo conocido de Estados Unidos; *Spathius* que es un género muy raro en el Neotrópico; *Parahormius*, especie rara, entre otros. Esto también muestra que el área de estudio es una fuente potencial de recursos de esta familia. La diversidad de géneros encontrada resulta relevante si se compara con los trabajos mencionados con anterioridad realizados dentro de México y en Oaxaca.

Por otra parte, un método de colecta puede mostrar mayor utilidad en diferente tiempo durante el año, como lo muestra la Figura 4, debido a que en los primeros meses se observó mayor eficiencia de colecta en los platos amarillos con respecto a la red de golpeo, lo que se debe a que en este período la precipitación fue constante e impedía el desplazamiento correcto de la red entomológica sobre la vegetación, dificultando el muestreo.

Sin embargo, ambos métodos de colecta muestran una tendencia similar en todo el año de muestreo, respecto a los meses en donde se obtuvieron mayor y menor

captura de organismos, lo que indica que cuando se colectaba más con un método también lo hacía el otro, sin embargo, el mes en el cual se colectó mayor número de braconidos fue en diciembre, seguido por noviembre y febrero con red entomológica, y para platos amarillos en julio se obtuvo la mayor cantidad de organismos, seguido de noviembre y febrero, y para ambos métodos la menor colecta se registró en el mes de mayo (Figura 4).

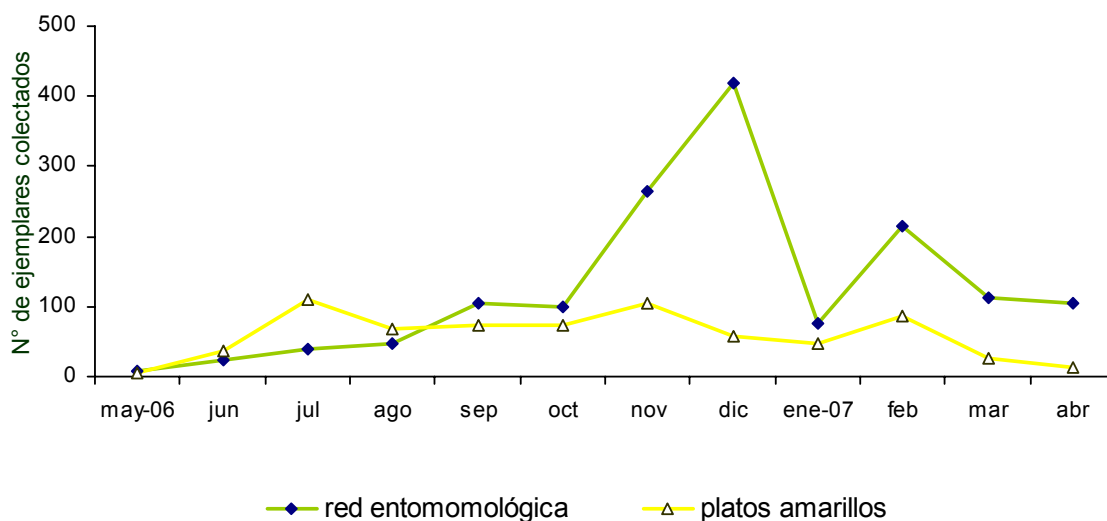


Figura 4. Relación entre el número de individuos colectados y los métodos de muestreo utilizados durante el estudio realizado en Pluma Hidalgo, Oaxaca, México.

Estos puntos de mayor y menor abundancia de parasitoides probablemente se deban a la sincronía que mantienen con los ciclos biológicos de sus diferentes huéspedes y otros recursos, que provocan la ausencia-presencia alta o baja de parasitoides en el área de muestreo.

Referente a los meses en los cuales se obtuvieron mayor colecta de braconidos, se menciona en otros estudios que en julio o agosto la colecta de ejemplares es abundante, sin embargo depende del área de estudio, esfuerzo de colecta y metodología empleada.

### **5.3 Diagnósis de las subfamilias y géneros de Braconidae recolectados en Pluma Hidalgo, Oaxaca**

Para elaborar la diagnósis de cada género determinado en el estudio, se utilizaron el trabajo de Wharton *et al.* (1998) y el catálogo ilustrado de Braconidae de González *et al.* (2003).

#### **Subafamilia Agathidinae**

##### **Género *Alabagrus* Enderlein, 1920.**

Diagnósis: Frente marginada por carinas; complejo maxilo-labial normal. Ala anterior con (RS+M)<sub>a</sub> incompleta, vena RS<sub>2</sub> ausente o débil, si presente entonces el ovipositor al menos tan largo como la mitad del metasoma; segunda celda submarginal abierta o cerrada; vena RS usualmente completa; uña tarsal simple o con un lóbulo basal, peciolo generalmente sin carinas dorsales o si presentes éstas se unen en la parte media.

Distribución: Chiapas, Coahuila, Colima, Durango, Guerrero, Hidalgo, Jalisco, Edo. de México, Michoacán, Morelos, Nayarit, Nuevo León, Oaxaca, Quintana Roo, Sinaloa, San Luís Potosí, Sonora, Tabasco, Tamaulipas, Veracruz y Yucatán.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa 15 - V-2006; 736 msnm.

**Género *Coccygidium* Saussure, 1892.**

Diagnosis: Uña tarsal dividida por dos dientes puntiagudos; base de la uña tarsal anterior no pectinada; es decir no presenta una hilera de dientes en forma de peine. Vainas del ovipositor más cortas que la mitad de la longitud del metasoma. Notauli débilmente presente. Propodeo ligeramente areolado.

Distribución: Baja California, Chiapas, Jalisco, Michoacan, Nuevo león, Oaxaca, Quintana Roo, San Luís Potosí, Tamaulipas, Veracruz y Yucatán.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15-V-2006; 736 msnm.

**Género *Plesiocoelus* Achterberg, 1990.**

Diagnosis: Uña tarsal con lóbulo basal. Ala anterior con celda discal y primera submarginal combinadas.

Distribución: Centro y Sur América Tropical.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; (15-IV-2007); 736 msnm; Colección: CIIDIR. 2007.

### **Subfamilia Alysiinae**

#### **Genero *Aphaereta* Foerster, 1862.**

Diagnosis. Mandíbula con tres dientes, fosa tentorial relativamente pequeña y no se extiende cerca del ojo. Primer flagelómero más corto que el segundo. Alas hialinas, estigma del ala anterior alargado, primera y segunda celdas submarginales confluentes con la primera discal, formando una celda grande en el centro del ala (en algunas especies) o con la vena 2RS presente y RS+M ausente.

Distribución. Chiapas, Chihuahua, Coahuila, Guanajuato, Hidalgo, México, Morelos, Nuevo León, Tamaulipas, Veracruz y Yucatán.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15/V-2006; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2006.

**Género *Microcrasis* Fischer, 1975.**

Diagnosis: Mandíbula con el cuarto diente a lo largo del borde ventral del diente III. Primer flagelómero más corto que el segundo. Primera celda submarginal del ala anterior separada por venas distintivas de la segunda sumarginal y primera discal, primera subdiscal presente, venas r-m, 2RS, RS+M, y 2 cu-a, presentes usualmente con la vena 2RS, mas larga que 3 RSa. Ala posterior con la vena cu-a presente; estigma amplio. Alas hilianas. Tergos metasomales II y III lisos.

Distribución: Chiapas, Michoacan, Veracruz y Yucatán.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15/V-2006; 736 msnm; colección: CIIDIR, 2006.

**Género *Pneumosema* Fischer, 1966.**

Diagnosis: primera celda subdiscal del ala anterior abierta en el ápice, vena 2 cu-a ausente. Espiráculo propodeal enormemente agrandado, su diámetro igual a la distancia entre su espiráculo y el margen anterior del propodeo.

Distribución: Estados Unidos.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15-IV-2007; 736 msnm; colección: CIIDIR, 2007.

**Género *Gnathopleura* Wharton, 1980.**

Diagnosis: borde de la mandíbula entre el primer y segundo diente hinchado para formar un segundo diente. Alas enteramente oscuras u oscuras con una mancha amarilla alrededor del estigma, estigma ancho con r originándose en o distal de su punto medio. Vena 2RS del ala anterior igual o más larga que 3RSa.

Distribución: Hidalgo, Michoacan, Nayarit, Veracruz y Yucatán.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15-IX-2006; 736 msnm; colección: CIIDIR, 2006.

**Género *Phaenocarpa* Foerster, 1862.**

Diagnosis: Mandíbula con tres dientes, algunas especies con un reborde entre los dientes II y III y sin una hendidura profunda; fosa tentorial sin extenderse hasta el ojo. Primer flagelómero más corto que el segundo. Primera celda submarginal del ala anterior separada de la segunda submarginal y primera discal por venas distintivas, venas r-m, 2RS, RS-M y 2cu-a presentes, primera subdiscal presente; vena RS de la mayoría de las especies termina en el ápice del ala. Ala posterior con cu-a presente y m-cu ausente. Tergos metasomales II y III lisos.

Distribución: Chiapas, Guanajuato, Guerrero, Hidalgo, Estado de México, Morelos, Nuevo León, Tamaulipas y Yucatán.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15/IX-2006; 736 msnm; CIIDIR, 2006.

**Género *Dinotrema* Foerster, 1862.**

Diagnosis: Mandíbula con tres dientes, fosa tentorial sin extenderse hasta el ojo; segundo diente mandibular de pequeño a diminuto, tan largo como la mitad de ancho. Antena nunca dos veces más larga que el cuerpo, primer flagelómero más corto que el segundo. Ala anterior con m-cu originándose distal a 2RS, (RS+M)b ausente; vena r basal al estigma estrecho y alargado; primera celda submarginal confluyente con la segunda submarginal, r-m presente. Ala posterior con vena mcu presente. Tergos II y III metasomales lisos.

Distribución: Chiapas, Durango, Jalisco, Hidalgo, Estado de México, Morelos, Quintana Roo, Sinaloa, Veracruz y Yucatán.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15-XII-2006; 736 msnm; colección: CIIDIR, 2006.

**Género *Asobara* Foerster, 1862.**

Diagnosis: Mandíbula con tres dientes. Primer flagelómero más corto que el segundo, primera celda submarginal del ala anterior separada de la segunda submarginal y primera discal por venas distintivas, primera celda subdiscal abierta,



2cu-a y la mayor parte de 2-1A ausente; r-m, 2RS y RS+M presentes. Ala posterior ya sea con 1M más larga que M+CU o ala posterior sin la vena Cua. Ovipositor más largo que la tibia posterior.

Distribución: Baja California, Chiapas, Guanajuato, Hidalgo, Morelos, Sinaloa y Yucatán.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15-IV-2007; 736 msnm; colección: CIIDIR, 2006.

### **Subfamilia Betylobraconinae**

**Género *Conobregma* Achterberg, 1995.**

Diagnosis: ala anterior con r-m presente; r mas corta que 2RS.

Distribución: E.U.A. (Texas, Carolina del Norte) y Republica Dominicana.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15 -V- 2007; 736 msnm; CIIDIR, 2007.

### **Subfamilia Blacinae**

**Género *Blacus* Nees, 1818.**

Diagnosis. Antenas de 15 a 28 segmentos, carina occipital presente pero reducida en algunas especies, carina lateral del escutelo evidente o solamente desarrollada lateralmente. Venas r-m y 2cu-a de las alas anteriores ausentes; en algunas especies la M+CU de las alas posteriores es más larga que la vena 1-M, pero en otras es más corta o igual. En alguna especie la hembras presentan cerdas negras en las uñas de las patas anteriores y otras presentan cerdas amarillas. Primer tergo metasomal presenta un dorsope anterolateral y los tergos metasomales no forman un caparazón.

Distribución. Aguascalientes, Baja California Sur, Chiapas, Colima, Distrito Federal, Durango, Guerrero, Hidalgo, Jalisco, Estado de México, Michoacán, Morelos, Nuevo León, Oaxaca, Puebla, Sinaloa, San Luís Potosí, Tabasco, Tamaulipas, Veracruz, Yucatán y Zacatecas.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15-XII-2006; 736 msnm; CIIDIR, 2006.

### **Subfamilia Braconinae**

#### **Género *Bracon* Fabricius, 1804.**

Diagnosis: Clípeo sin un par de setas largas que se unen apicalmente, antena usualmente con más de 20 flagelómeros; escapo más corto ventral que dorsalmente. Ala anterior con la vena 3RSa más de 1.6 veces la longitud de r

(generalmente más de 1.8), vena r no sinuada. Ala posterior con la vena M+CU más corta que 1M.

Distribución. Baja California, Baja California Sur, Chihuahua, Chiapas, Coahuila, Colima, Distrito Federal, Durango, Guanajuato, Guerrero, Hidalgo, Estado de México, Michoacán, Morelos, Nayarit, Nuevo León, Oaxaca, Puebla, Sinaloa, Sonora, Tabasco, Tamaulipas, Veracruz y Yucatán.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15/XII-2006; 15-IX-2006; 15-X-2006; 15-IV-2007; 15-II-2007; 15-III-2007; 736 msnm; CIIDIR, 2006.

### **Género *Digonogastra* Viereck, 1912.**

Diagnosis. Antenas con más de 20 flagelómeros, escapo más corto ventral que dorsalmente, celda marginal del ala anterior larga, vena RS alcanzando el margen del ala al menos 0.8 veces la distancia entre el ápice del estigma y al ápice del ala. Vena 3RSa más de dos veces la longitud de r. Ala posterior con la vena M+CU más corta que 1M. Tergos metasomales muy esculpidos, esclerosados y convexos dorsalmente. Área media del pecíolo levantada con una carina corta medio longitudinal o con un par de fosas submediales en la mayoría de las especies. Carina dorsolateral del pecíolo bien desarrollada y lameliforme en la mayoría de las especies.

Distribución: Baja California, Baja California Sur, Chiapas, Coahuila, Colima, Distrito Federal, Durango, Guanajuato, Guerrero, Hidalgo, Jalisco, Estado de México, Michoacán, Morelos, Nuevo León, Oaxaca, Puebla, Sinaloa, San Luís Potosí, Sonora, Tabasco, Tamaulipas, Veracruz y Yucatán.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15-XII-2006; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2006.

**Género *Cyanopterus* Haliday, 1835.**

Diagnosis: escapo corto, menos de 2.0 veces mas largo que ancho. Márgenes posteriores de los tergos metasomales III-V escasamente esclerosados, o membranosos. Son rectos en vista lateral; lisos, área media del pecíolo levantada sin una carina o un par depresiones submedias; carinas dorsolaterales del pecíolo ausentes o no definidas.

Distribución: Chiapas, Michoacán, Guerrero, Tamaulipas, Veracruz y Yucatán.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15-VII-2006; 15-XII-2006; 736 msnm; CIIDIR, 2006.

**Subfamilia Cheloninae**

**Género *Chelonus* Panzer, 1806; Szépligeti, 1968.**

Diagnosis. Ojos setosos. Hembra con 14 a 15 flagelómeros. Ala anterior sin la vena (RS+M), de tal manera que la primera celda submarginal y la primera discal están fusionadas, caparazón metasomal formando una superficie convexa y esculpida uniformemente, sin canales transversos. El ápice del caparazón del macho puede o no presentar un foramen o cavidad setosa.

Distribución. Baja California, Chihuahua, Chiapas, Coahuila, Distrito Federal, Durango, Guanajuato, Guerrero, Hidalgo, Estado de México, Michoacán, Morelos, Nayarit, Nuevo León, Oaxaca, Puebla, Quintana Roo, Sinaloa, San Luís Potosí, Sonora, Tamaulipas, Tlaxcala, Veracruz y Yucatán.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15-VII-2006; 15/IV-2007; 736 msnm; CIIDIR, 2006-07.

**Género *Phanerotoma* Wesmael, 1838.**

Diagnosis: Margen ventral del clípeo con dos dientes. Ala anterior con la vena (RS+M)<sub>a</sub> ampliamente separada de 1M, de tal manera, que (RS+M)<sub>a</sub> se origina directamente del parastigma, propodeo esculpido gruesamente. Caparazón metasomal con dos canales transversos distintivos y completos.

Distribución: Baja California, Baja California Sur, Chiapas, Durango, Hidalgo, Estado de México, Michoacán, Morelos, Nuevo León, Sinaloa, Tamaulipas, Tlaxcala, Veracruz y Yucatán.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15/IX-2006; 15/IV-2007; 15/III-2007; 15/II-2007; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2006-07.

**Género *Pseudophanerotoma* Zettel, 1990.**

Diagnosis: Cabeza y mesosoma finamente punteados; carina occipital completa; clípeo usualmente con dos dientes truncados; Ala anterior con m-cu originándose distal a 2RS. Caparazón plano y sin dientes en el ápice.

Distribucion: Tamaulipas, Veracruz, y Yucatan.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15/II-2007; 736 msnm; CIIDIR, 2007.

**Género *Leptodeprana* Shaw, 1983.**

Diagnosis: Ocelos formando un triangulo equilátero, ojos sin setas. Escutelo liso y usualmente aplanado. Ala anterior con la vena (RS+M) presente, de tal manera que la primera celda submarginal y la primera discal claramente separados. Caparazón metasomal formando una superficie convexa y esculpida uniformemente, sin canales transversos, cavidad ventral del caparazón de la hembra tan largo o casi tan largo como el caparazón, puede alcanzar el ápice, y algunas veces se ensancha hacia fuera.

Distribución: Chiapas, Guanajuato, Hidalgo y Morelos.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15/II-2007; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2007.

**Género *Ascogaster* Wesmael, 1835.**

Diagnosis. Ocelos formando un triángulo isósceles, ojos sin setas. Escutelo esculpido y usualmente convexo. Ala anterior con la vena (RS+M) presente; por lo tanto, primera submarginal y primera discal separadas claramente. Caparazón metasomal formando una superficie convexa y esculpida uniformemente.

Distribución. Chiapas, Durango, Guanajuato, Michoacán, Morelos, Nuevo León, Oaxaca, Tampico, Veracruz y Yucatán.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15/II-2007; 736 msnm; CIIDIR, 2007.

**Subfamilia Doryctinae**

**Género *Acrophasmus* Enderlein, 1912.**

Diagnosis: mesosoma en su mayoría esculpido, rugoso o coriáceo; pronoto corto sin una cresta detrás de la cabeza, mesoescuto levantado de forma aguda

levantado posteriormente; ala anterior con la primera y segunda celda submarginal separadas por la vena 2 RS, m-cu originándose basal o en línea recta con 2 RS, (RS+M)b con frecuencia presente, r-m presente, primera subdiscal abierta; por lo tanto 2 Cub ausente. Ala posterior con la vena M+ CU más corta que 1M; ala posterior del macho con estigma. Pecíolo mas del doble de largo que el ancho apical; tergo II metasomal bastante esculpido sin un área rugosa semicircular en la base.

Distribución: Guanajuato, Michoacán, Nuevo León, Oaxaca y Yucatán.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15-VIII-2006; 736 msnm; CIIDIR, 2007.

**Género *Aptenobracon* Marsh, 1965.**

Diagnosis: propodeo muy convexo en vista lateral, coriáceo. Escutelo bastante convexo.

Distribución: Estados Unidos.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15/I-2007; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2007.



**Género *Allorhogas* Gahan, 1912.**

Diagnosis: frente excavada distintivamente. Mesopleura ligeramente coriácea o rugosa, todo el mesosoma coriáceo o rugoso. ala anterior con la vena r igual o mas corta que la vena 3 RSa ; primera celda subdiscal abierta; 2 cu-a ausente; primera y segundas celdas submarginales separadas; 2 RS presentes como vena tubular. Ala posterior con la vena m-cu usualmente curvada hacia el ápice del ala. Coxa posterior con tubérculo. Longitud del pecíolo por lo menos igual al ancho apical, usualmente más largo, con carinas transversas separando las áreas basal y apical.

Distribución: Guanajuato, Guerrero, Puebla, Nuevo león, Oaxaca, Quinta Roo, Sinaloa, Tamaulipas, y Yucatán.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15-VII-2006; 736 msnm; colección: CIIDIR, 2006.

**Género *Ecphylus* Foerster, 1862.**

Diagnosis: propodeo no convexo, inclinado desde la base hasta el ápice, rugoso; escutelo plano. Ala anterior con la primera celda subdiscal cerrada apicalmente y abierta en su base, venas r-m y 1cu-a ausentes. Ala posterior sin estigma y sin vena cu-a.

Distribución: Baja California Sur, Chiapas, Colima, Jalisco, D.F., Quintana Roo, Estado de México, Michoacán, Nuevo León, Yucatán, Tamaulipas y Veracruz.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15-II-2007; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2007.

**Género *Donquickeia* Marsh, 1997.**

Diagnosis: primera celda subdiscal abierta en el ápice, 2cu-a ausente.

Distribución: Brasil.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15/XI-2006; 15-V-2006; 15-X-2006; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2007.

**Género *Hecabolus* Curtis, 1834.**

Diagnosis: estigma no tan ancho, aproximadamente 3 veces mas largo que ancho, vena R1 siempre presente.

Distribución: Paleártica, Indo Australiana, Estados Unidos, Neotropical.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15-II-2007; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2007.

**Géneros, *Heterospilus* Haliday, 1836.**

Diagnosis. Primera y segunda celda submarginales del ala anterior fusionadas, vena 2RS generalmente como una línea infuscada, r-m presente. Ala posterior con o sin estigma (machos presentan una vena engrosada a manera de estigma). Coxa posterior con un tubérculo basal distinguible en la parte anteroventral

Distribución. Baja California Sur, Campeche, Chiapas, Coahuila, Guanajuato, Jalisco, Hidalgo, Estado de México, Michoacán, Morelos, Nayarit, Nuevo León, Oaxaca, Querétaro, Quintana Roo, Sinaloa, Sonora, Tabasco, Tamaulipas, Veracruz y Yucatán.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15/VI-2006; 15/VII-2006; 15/VIII-2006; 15/IX-2006; 15/X-2006; 15/XI-2006; 15/XII-2006; 15/I-2007; 15/II-2007; 15/III-2007; 15/IV-2007; 15/V-2007; 736 msnm; CIIDIR, 2007.

**Género *Leluthia* Cameron, 1887.**

Generalmente con la frente no excavada, mesoescuto se levanta anteriormente en forma pronunciada en ángulo recto con el pronoto. Pronoto corto y sin cresta levantada detrás de la cabeza: primera y segunda celda submarginal separadas por la vena 2RS, primera subdiscal abierta, por lo tanto 2Cub ausente, m- cu originándose basal o en línea recta con 2RS. (RS+M)b con frecuencia presente, r-

m presente. Ala posterior sin estigma y con la vena m+cu mas corta o mas larga que 1M, m-cu recta, o ligeramente curvada hacia el ápice del ala. Coxa posterior con un tubérculo anteroventral basal más o menos distinguible, tergo dos metasomal con un área rugosa semicircular o en forma de diamante en la base.

Distribución: Baja California Sur, Colima Guanajuato, Guerrero, Jalisco, Michoacán, Nuevo León, Sonora y Tamaulipas.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15/X-2006; 15/XII-2006; 15/II-2007; 15/IV-2007; 736 msnm; CIIDIR, 2007.

### **Géneros *Notiospathius* Matthews y Marsh, 1973.**

Diagnosis. Escapo antenal más corto que el primer flagelómero. Ala posterior con M+CU más corta que 1M. Vainas del ovipositor con pocas setas delgadas y cortas.

Distribución. Hidalgo, Nuevo León, Oaxaca, Tamaulipas, Veracruz y Yucatán.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15/VI-2006; 15/X-2006; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2007.

### **Género *Sphatius* Nees, 1818.**

Diagnosis: Primera celda subdiscal del ala anterior cerrada en el ápice, 2cu-a presente y se encuentra distintivamente con 2-1A, m-cu se origina distal a 2RS, (RS+M)b ausente. Fémur anterior y medio sin hinchazones. Pecíolo sin proyecciones en su base.

Distribución: Guerrero, Michoacán, Tamaulipas y Veracruz.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15/VII-2006; 15/IX-2006; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2007.

**Género *Stenocorse* Marsh, 1968.**

Diagnosis: frente evidentemente excavada. Ala anterior con la primera y segunda celda submarginal abierta, r-m presente, 2CUb ausente, r usualmente más larga que 3RSa. Ala posterior sin estigma, con la vena M+CU mas larga que 1M, y m-cu ligeramente curvada hacia el ápice del ala. Coxa posterior con un tubérculo antero-ventral más o menos visible. Pecíolo cortó y ancho, su longitud menor que su ancho apical y sin carinas transversas, que separen el área basal del apical.

Distribución: Chiapas, Guanajuato, Guerrero, Jalisco, México, Michoacan, Quintana Roo, Sinaloa, Sonora, Tamaulipas, Yucatán,

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15/XII-2006; 15/II-2007; 15/III-2007; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2007.

**Género *Semirhytus* Szépligeti, 1902.**

Diagnosis: abertura ciclostomal amplia y oval, casi tan ancha como la altura del ojo.

Distribución: Neotropical

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15/XII-2006; 15/XI-2006; 15/IX-2006; 736 msnm; colección: CIIDIR, 2007.

**Género *Janzenia* Marsh, 1993.**

Diagnosis: pecíolo al menos 1.5 veces mas largo que el ancho apical, ancho apical 2 veces mayor que el ancho basal. Ala posterior con r-m aproximadamente 0.1-0.2 veces la longitud de 1M.

Distribución: México y Costa Rica.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15-XII-2006; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2007.

**Género *Trigonopasmus* Enderlein, 1912.**

Diagnosis: pecíolo más del doble de largo que el ancho apical, usualmente 3 veces o más largo que el ancho apical.

Distribución: Neotropical.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15-VIII-2006; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2006.

**Género *Tarasco* Marsh, 1993.**

Diagnosis: Notauli presente, cara hinchada.

Distribución: México.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15/X-2006; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2007.

**Subfamilia Euphorinae**

**Género *Aridelus* Marshall, 1887.**

Diagnosis: sutura malar ausente, en la hembra la distancia mas corta entre los ojos es más grande que el ancho en el clipeo. Mesota cubierto con escultura aureolada en forma de panal de abeja, lo cual oscurece completamente el notauli en el mesoescuto. Vena r-m del ala posterior presente. Pecíolo más cortó que el resto del metasoma, excluyendo el ovipositor.

Distribución: Guanajuato, Morelia, Nuevo León, Oaxaca, Tamaulipas, Veracruz y Yucatán.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15/X-2006; 15/II-2007; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2007.

**Género *Litostolus* Achterberg, 1985.**

Diagnosis: flagelomero apical sin una espina puntiaguda, mesota no densamente setoso, en su parte ventral, vena r-m del ala anterior ausente, tarso delantero con los tarsomeros III y IV combinados mas cortos que el tarsomero V. Dorsote del pecíolo no tan largo; pecíolo casi el doble de ancho en el ápice.

Distribución: Quintana Roo.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15/XII-2006; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2007.



**Género *Leiophron* Nees, 1818.**

Diagnosis: Carina occipital ausente o incompleta dorsalmente. Venacion en ocasiones reducida por lo que la primera celda submarginal y discal están abiertas distalmente. Pecíolo con tergo y esterno separados, sin fusionarse ventralmente en la base del segmento.

Distribución: Guerrero, Guanajuato, Jalisco, Michoacán, Nuevo León, Oaxaca, Puebla, Tamaulipas, Veracruz y Yucatán.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15-IV-2007; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2007.

**Género *Microctonus* Wesmael, 1835.**

Diagnosis. Ojos de la hembra sin protuirse más allá de la frente. Mesoescuto punteado. Vena r-m del ala anterior ausente, vena RS fuertemente curvada tocando el margen del ala antes del ápice, (RS+M)<sub>a</sub> ausente. Fémur posterior menos de seis veces de largo que de ancho. Metasoma más allá del pecíolo sin comprimirse notablemente, casi tan ancho como el propodeo.

Distribución. Baja California Sur, Chiapas, Guanajuato, Hidalgo, Jalisco, Estado de México, Morelos, Oaxaca, Sinaloa, Tamaulipas, Veracruz y Yucatán.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15-II-2007; 15-XI-2006; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2006-2007.

**Género *Peristenus* Foerster, 1862.**

Diagnosis: Carina occipital completa. Ala anterior siempre con la primera celda submarginal y discal completamente cerradas. Pecíolo con tergo y esterno encontrándose o fusionados ventralmente en la base del segmento.

Distribución: Aguascalientes, Chiapas, Guerrero, Jalisco, Morelia, Oaxaca, Tamaulipas, Veracruz y Yucatán.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15-I-2007; 15-IV-2007; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2007.

**Género *Syntretus* Foerster, 1862.**

Diagnosis: Sutura fronto-clipeal ausente. Escutelo liso y brillante. Notauli ausente. Propodeo carinado, en el área postero-ventral bordeada por carinas distintivas. Venas r-m y (Rs+m)<sub>a</sub> del ala anterior ausentes. RS alcanza el margen del ala apicalmente.

Distribución: Coahuila, Guerrero y Yucatán.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15-III-2007; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2007.

**Género *Townesilitus* Haeselbarth y Loan, 1983.**

Diagnosis: Flagelomeros basales de la hembra cilíndricos, setosos pero no densamente, setas flagelares no aplanadas en las puntas.

Distribución: Holártica y Neotropical.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15-XI-2006; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2006.

**Subfamilia Gnamptontinae**

**Género *Pseudognaptodon* Fischer, 1964.**

Diagnosis: Carina occipital ausente. Carina epicnemial ausente. Ala anterior sin vena r-m. Tergo II metasomal con un canal bien definido que limita un área rectangular basal media.

Distribución: Baja California, Michoacán, Sinaloa, San Luis Potosí y Yucatán.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15-XI-2006; 15-IV-2007; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2006.

**Género *Gnamptodon* Haliday, 1833.**

Diagnosis: labro cóncavo y expuesto, y/o el margen ventral del clípeo y la superficie dorsal de las mandíbulas forman una cavidad ovoide; carina occipital ausente o ausente. Ala anterior con vena r-m y RS+M. tergo II metasomal con un canal bien definido delimitando un área basal media rectangular.

Distribución: Chiapas, Guerrero, Morelia, Oaxaca, Tamaulipas y Yucatán.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15-XI-2006; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2006.

**Subfamilia Helconinae**

**Género *Diospilus* Haliday, 1833.**

Diagnosis: Clípeo con margen inferior redondeado o con dos dientes, nunca uno. Vena 3RSa del ala anterior igual o más larga que 2M, por lo tanto la segunda celda submarginal no es estrecha anteriormente. Ala posterior con la vena a ausente.

Distribución: Chiapas, Colima, Durango, Guerrero, Guanajuato, Hidalgo, Jalisco, Estado de México, Michoacán, Morelos, Nuevo León, Oaxaca, Puebla, Querétaro, Sinaloa, San Luis Potosí, Veracruz y Yucatán.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15/XII-2006; 15/VII-2006; 15/VIII-2006; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2007.

### **Subfamilia Homolobinae**

#### **Género *Homolobus* Foester, 1862.**

Diagnosis: Carina occipital bien desarrollada. Depresión antescutal media dorsal detrás del collar pronotal. Vena RS+M)a del ala anterior recta. Sin una curvatura dirigida distalmente; vena r-m presente, lado interior de la tibia posterior sin un cepillo apical bien desarrollado; espinas tibiales largas.

Distribución: Baja California, Chihuahua, Chiapas, Durango, Guanajuato, Guerrero, México, Morelia, Oaxaca, Puebla, Sinaloa, Tamaulipas, Tlaxcala, Veracruz y Yucatán.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15/VI-2006; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2007.

## **Subfamilia Hormiinae**

### **Género *Allobracon* Gahan, 1915.**

Diagnosis: vena m-cu del ala anterior se origina distal a la vena 2RS. Pecíolo medianamente a enteramente desclerosado, despigmentado y aplgo posteriormente membranoso.

Distribución: Chiapas, Guerrero, Jalisco, Nuevo León, Oaxaca, Tabasco, Tamaulipas, Veracruz y Yucatán.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15/XII-2006; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2007.

### **Género *Hormius* Nees, 1818.**

Diagnosis. Carina epicnemial presente. Ala anterior con la vena 1cu-a intersticial con 1M; vena 2CUa ausente o casi ausente; 2CU originándose de m-cu o directamente en línea con 1CU. Metasoma desclerosado dorsalmente más allá del pecíolo, al menos tergos II y III completamente desclerosados medialmente, nunca rugosos, granulares o con escultura estriada.

Distribución. Baja California, Baja California Sur, Guanajuato, Guerrero, Hidalgo, Estado de México, Morelos, Nuevo León, Quintana Roo, Tamaulipas y Veracruz.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15/II-2007; 15/I-2007; 15/IV-2007; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2007.

**Género *Pambolus* Haliday, 1836.**

Diagnosis: Carina occipital centralmente incompleta. Propodeo con un par de espinas laterales, algunas veces reducidas a protuberancias pequeñas que se unen en ángulo dorsal y posterior del propodeo.

Distribución: Jalisco, Morelia, Nuevo León, Puebla, Quintana Roo, Tamaulipas y Yucatán.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15/VII-2006; 15/II-2007; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2007.

**Género *Parahormius* Nixon, 1940.**

Diagnosis. Carina occipital presente, carina epicnemial ausente. Ala anterior con m-cu originándose distal a 2RS. Tergos metasomales II y III no esculpidos, en su mayoría medialmente esclerosados.

Distribución. Baja California Sur, Chiapas, Guanajuato, Guerrero, Hidalgo, Estado de México, Morelos, Sinaloa y Yucatán.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15/VII-2006; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2007.

**Género *Lysitermus* Foerster, 1862.**

Diagnosis: ala anterior sin vena 2RS- r-m presente. Metasoma en forma de caparazón representando tres segmentos.

Distribución: Chiapas, Guerrero, Quintana Roo, Oaxaca y Veracruz.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15-I-2007, 15-V-2006; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2007.

**Género *Xenarcha* Foerster, 1862.**

Diagnosis: ala anterior con r originándose a la mitad del estigma.

Distribución: desde Alaska y Canadá hasta México.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15-I-2007; 15-V-2006; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2006-2007.



## Subfamilia Ichneutinae

### **Género *Oligoneurus* Spépligeti, 1902.**

Diagnosis: ala posterior con 1-1<sup>a</sup> completa, casi o encontrándose con cu-a.

Distribución: Cosmopolita.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15/XI-2006; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2007.

### **Género *Paroligoneurus* Muesebeck, 1931.**

Diagnosis: parte ventral de los flagelomeros de la hembra en su parte apical 0.75 de la antena con dos placodas ampliamente separadas y con áreas de sensilas modificadas entre ellas. Pecíolo en ocasiones elevado medialmente, siempre con una depresión angosta longitudinal media.

Distribución: Chiapas, Durango, Michoacán, Morelia, Nuevo León y Sinaloa.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15-XI-2006; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2006.

## **Subfamilia Mendesellinae**

### **Género *Epsilogaster* Whitfield y Mason, 1994.**

Diagnosis: notauli siempre sin unirse posteriormente. Alas hiliales, excepto *E. faviolae*. Primer terguito mas amplio anteriormente que posteriormente. Ovipositor escasamente recurvado, pero no sinuado, hipopigio apicalmente con una pequeña emarginacion.

Distribución: Morelia, Oaxaca, Tamaulipas y Yucatán.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15-XI-2006; 15-XII-2006; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2006.

## **Subfamilia Microgastrinae**

### **Género *Apanteles* Foerster, 1862.**

Diagnosis. Gena del mismo color sin manchas blanquecinas. Partes posteriores del notauli con una puntuación más densa, más alargada y confluyente. Propodeo con areola desarrollada o al menos algo definido por carinas laterales posteriores, sin una carina longitudinal media que bisecta a la areola. Ala anterior con la segunda celda submarginal abierta, vena r-m ausente. Lóbulo vanal del ala

posterior cóncavo y con escasas setas, varía de poco plano a poco cóncavo. Hipopigio medialmente desclerosado en pliegues expandibles.

Distribución. Baja California Sur, Chiapas, Distrito Federal, Guanajuato, Hidalgo, Jalisco, Estado de México, Michoacán, Morelos, Nayarit, Nuevo León, Oaxaca, Puebla, Quintana Roo, Sinaloa, San Luis Potosí, Sonora, Tabasco, Tamaulipas, Veracruz y Yucatán.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15/XII-2006; 15/IV-2007; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2007.

**Género *Dolichogenidea* Viereck, 1911.**

Diagnosis: Tergo metasomal II usualmente no rectangular o sub-rectangular, usualmente ligeramente mas largo medialmente que lateralmente y mas corto que tergo 3; tergo 3 usualmente no esculpido. Propodeo variablemente esculpido pero la areola usualmente definida postero-lateralmente por carinas distintivas, pero areola algunas veces reducida.

Distribución: Cosmopolita.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15-X-2006; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2007.

**Género *Glyptapanteles* Ashmead, 1904.**

Diagnosis. Margen anterior del metanoto con proyecciones sublaterales poco definidas. Lóbulo vanal del ala posterior uniformemente convexo, o si es ligeramente aplanado entonces bordeado por setas. Vainas del ovipositor se originan cerca de la base (extremo ventral) de los segundos valvíferos, vainas relativamente anchas proximalmente y con setas concentradas apicalmente.

Distribución. Chiapas, Coahuila, Distrito Federal, Guanajuato, Hidalgo, Morelos, Nuevo León, Oaxaca, Quintana Roo, Sonora Tamaulipas, Veracruz y Yucatán.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15/II-2007; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2007.

**Género *Parapanteles* Ashmead, 1900.**

Diagnosis: Pecíolo usualmente con una depresión media ligera subapicalmente, hipopigio doblado medialmente, pero uniformemente esclerosado, nunca con pliegues expandibles. Vainas del ovipositor cortas, escasamente proyectados con setas, solamente sobre el tercio apical.

Distribución: Nuevo Leon, Tamaulipas, Veracruz y Yucatán.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15/VIII-2006; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2007.

**Género *Diolcogaster* Ashmead, 1900.**

Diagnosis: placodas de la antena organizados en dos rangos, por lo tanto los segmentos de la antena parecen estar divididos. Coxa posterior notablemente agrandada. Pecíolo ancho, algo rectangular, con frecuencia esculpido, en otras especies esta un poco mas alargado; tergo II usualmente con un área media levantada, mucho mas larga que ancha.

Distribución: Guanajuato, Morelia, Nuevo León, Quintana Roo, Oaxaca y Yucatán.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15/X-2006; 15/XII-2006; 15/II-2007; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2007.

**Género *Cotesia* Cameron, 1891.**

Diagnosis. Gena del mismo color y sin manchas blanquecinas. Ala anterior con la segunda celda submarginal abierta, vena r-m ausente. Propodeo rugoso y con una carina longitudinal media. Pecíolo con una depresión amplia en su parte anteromedial; hipopigio relativamente corto y esclerosado; vainas del ovipositor con setas concentradas apicalmente.

Distribución. Aguascalientes, Baja California, Baja California Sur, Chihuahua, Chiapas, Coahuila, Distrito Federal, Durango, Guanajuato, Guerrero, Hidalgo, Estado de México, Michoacán, Morelos, Nuevo León, Oaxaca, Puebla, Quintana Roo, Sinaloa, Sonora, Tabasco, Tamaulipas, Veracruz y Zacatecas.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15/VIII-2006; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2007.

**Género *Clarkinella* Mason, 1981.**

Diagnosis: lóbulo vannal del ala posterior ligeramente aplanado distalmente y con borde escaso de setas; celda submarginal del ala posterior muy pequeña. Longitud del cuerpo usualmente menor a 2 mm.

Distribución: Neotropical.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15/X-2006; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2007.

**Género *Hypomicrogaster* Ashmead, 1898.**

Diagnosis: propodeo con una carina media longitudinal que bisecta a la areola, esta es pequeña y algunas veces definida débilmente. Segunda celda submarginal

del ala anterior cerrada por r-m, de manera que se forma una pequeña areoleta.  
Tergo II metasomal mucho mas ancho que largo y liso.

Distribución: Chiapas, Durango, Quintana Roo, Sinaloa, San Luís Potosí, Veracruz, Tamaulipas y Yucatán.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15/IX-2006; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2007.

**Género *Alphomelon* Mason, 1981.**

Diagnosis: Gena con manchas blancuzcas a café amarillenta pálida. Propodeo sin una carina media longitudinal. Pecíolo relativamente ancho débilmente esculpido, casi siempre con un canal posteromedial que es redondeado anteriormente y anterolateralmente por un par de crestas divergentes. Hipopigio uniformemente esclerosado hacia el dobléz medio.

Distribución: Guerrero, Guanajuato, Michoacán, Quintana Roo, Yucatán.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15/XII-2006; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2007.

**Género *Pseudoapanteles* Ashmead, 1900.**

Diagnosis: Glosa muy bilobulada apicalmente y usualmente algo alargada. Lados del pecíolo casi paralelos o estrechándose posteriormente, tergo II metasomal ligeramente mas corto que el tergo III y con un terguito medio subtriangular. Vainas del ovipositor al menos dos tercios tan largos como la tibia posterior.

Distribución: Campeche, Chiapas, DF. Nayarit, Nuevo León, Oaxaca, Quintana Roo, Sinaloa, Tamaulipas y Yucatán.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15/II-2007; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2007.

**Género *Snellenius* Westwood, 1882.**

Diagnosis: Mesopleura con una carina epicnemial (Algunas veces completa) distintiva; mesosoma esculpido gruesamente. Tergo II y III metasomales lisos y sin una área media bien definida levantada o esculpida.

Distribución: Pantropical.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15-III-2007; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2007.



## **Subfamilia Meteorinae**

### **Género *Meteorus* Haliday, 1835.**

Diagnosis. Primera celda subdiscal del ala anterior abierta, vena RS recta y alcanza el ápice del ala, celda marginal presente y puntiaguda, vena r-m presente. Vena 3RS del ala posterior doblada hacia el margen del ala, por lo que la celda marginal se estrecha apicalmente. Pecíolo notablemente angosto basalmente, menos de 2.5 veces más ancho en el margen posterior que en el punto más angosto; tergos metasomales con setas arregladas en una sola hilera subapical en cada tergo.

Distribución. Baja California, Chiapas, Chihuahua, Coahuila, Distrito Federal, Durango, Guanajuato, Hidalgo, Jalisco, Estado de México, Michoacán, Morelos, Nayarit, Nuevo León, Oaxaca, Puebla, Sinaloa, Sonora, Tamaulipas, Veracruz y Yucatán.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15/XI-2006; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2007.

## **Subfamilia Miracinae**

### **Género *Mirax* Haliday, 1833.**

Diagnosis. Vena r-m del ala anterior ausente. Primer terguito metasomal angosto, junto con los terguitos laterales membranosos y estriados, presencia de una estructura en forma de “Y” en el segundo tergo metasomal.

Distribución. Estado de México, Guanajuato, Hidalgo, Morelos, Nuevo León, Tamaulipas, Veracruz y Yucatán.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15/XII-2006; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2007.

### **Subfamilia Opiinae**

#### **Género *Opius* Wesmael, 1835.**

Diagnosis. Carina occipital presente parcialmente, clípeo cubre al labro, mandíbula sin diente basal. Notauli ausente. Segunda celda submarginal alargada, venas RS y m-cu del ala posterior presentes.

Distribución. Baja California Sur, Chihuahua, Chiapas, Coahuila, Colima, Distrito Federal, Guanajuato, Hidalgo, Jalisco, Estado de México, Michoacán, Morelos, Nayarit, Nuevo León, Oaxaca, Puebla, Sinaloa, San Luis Potosí, Sonora, Tamaulipas, Veracruz y Yucatán.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15/IX-2006; 15/XII-2006; 15/III-2007; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2007.

**Género *Diachasmimorpha* Viereck, 1913.**

Diagnosis: ausencia de una carina en la parte ventro-lateral del propleuron, notauli sin esculpir. Vena m-cu del ala anterior originándose de una celda submarginal corta. Venas m-cu y 2M del ala posterior bien desarrolladas, pérdida de la vena RS del ala posterior (Al menos parcialmente). Ovipositor largo con un hipopigio muy atenuado.

Distribución: Chiapas, DF. México y Veracruz.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15/VI-2006; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2007.

**Género *Utetes* Foerster, 1862.**

Diagnosis. Margen del clípeo truncado a cóncavo, abertura clara entre clípeo y mandíbulas cuando están cerradas, ala anterior con 2RS más corta que 3RSa. Ala posterior con m-cu ausente. Presencia de una carina longitudinal en la tibia posterior que corre dorso-posteriormente.

Distribución. Guanajuato, Hidalgo, Estado de México, Nuevo león, Tamaulipas, Veracruz y Yucatán.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15/VIII-2006; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2007.

### **Subfamilia Orgilinae**

#### **Género *Orgilus* Haliday, 1833.**

Diagnosis. Venas 1RS y r-m del ala anterior ausentes, vena r del ala anterior más corta que 2RS; escutelo sin una depresión posterior evidente. Vena M+CU del ala posterior igual en longitud a 1M; vena cu-a vertical o angulada hacia la base.

Distribución. Baja California Sur, Chihuahua, Chiapas, Coahuila, Guanajuato, Hidalgo, Estado de México, Morelos, Nuevo León, Oaxaca, Sonora, Tamaulipas, Veracruz y Yucatán.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15/II-2007; 15/XI-2006; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2007.

**Género *Stantonia* Ashmead, 1904.**

Diagnosis: escutelo sin una depresión escutelar posterior evidente; escutelo suavemente convexo; propodeo sin una lamela posterior levada. Vena 1RS del ala anterior ausente; vena r-m presente formando una segunda celda submarginal del ala anterior triangular.

Distribución: Baja California Sur, Guerrero, México, Michoacan, Nuevo león, Tamaulipas, Yucatán.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15/XI-2006; 15/XII-2006; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2007.

**Subfamilia Rogadinae**

**Género *Yelicones* Cameron, 1887.**

Diagnosis: tarsómeros 2-4 de las patas delanteras y medias, extremadamente reducidas y compactos, tarsómeros 2-4 mas cortos que anchos, quinto tarsómero mas largo que los tarsómeros 2 al 4 combinados.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15/IV-2006; 15/XII-2006; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2007.

**Género *Aleoides* Wesmael, 1838.**

Diagnosis: Cara no fuertemente convexa. Carina media del propodeo completa o ausente, pero nunca divergente. Ala anterior con la vena m-cu originándose basal a 2RS, (RS+M)<sub>b</sub> presente, 2RS casi paralela con r-m, formando una segunda celda submarginal casi rectangular. Fémur posterior largo y escasamente comprimido; uña tarsal sin un lóbulo o diente basal, porción basal de la uña sin una pectina o peine de espinas de tamaño variable; margen interior de la tibia posterior sin un fleco de setas aplanadas.

Distribución. Aguascalientes, Baja California, Baja California Sur, Chiapas, Chihuahua, Coahuila, Colima, Distrito Federal, Durango, Guanajuato, Guerrero, Hidalgo, Jalisco, Estado de México, Michoacán, Morelos, Nayarit, Nuevo León, Oaxaca, Querétaro, Quintana Roo, San Luís Potosí, Sinaloa, Sonora, Tabasco, Tamaulipas, Veracruz, Yucatán y Zacatecas.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15/XII-2006; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2007.

**Género *Macrostomion* Szépligeti, 1900.**

Diagnosis: espinas de las tibias posteriores largas, muy curvadas, lisas en su mayoría, carentes de setas. Uñas tarsales simples con lóbulo basal redondeado, pero nunca con un lóbulo o diente truncado, o con una pectina distintiva. Ojos

extremadamente grandes, con el espacio malar mas corto que el ancho de la mandíbula y la distancia mas corta entre el ojo y los ocelos menos que el ancho ocelar. Machos con los segmentos III y IV del palpo maxilar muy expandido y aplanado.

Distribución: Indo-Australiano, Costa Rica.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15/X-2006; 15/XII-2006; 15/I-2007; 15/III-2007; 15/IV-2007; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2007.

### **Géneros *Clinocentrus* Haliday, 1833.**

Diagnosis: ala anterior con 1M mas corta que M+CU. Sutura entre los tergos metasomales fusionados II y III muy débil o ausente, nunca esculpida; tergos metasomales I-IV no en forma de caparazón, superficie esculpida no granular del metasoma; ovipositor siempre tan largo o más largo que la tibia en la parte media.

Tamaño del cuerpo mayor a 3 mm.

Distribución: Baja California Sur, Colima, Guerrero, Guanajuato, Michoacán, Morelia, Nuevo León, Oaxaca, San Luís Potosí, Veracruz y Tamaulipas.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15/XI-2006; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2007.

**Género *Rogas* Haliday, 1836.**

Diagnosis. Ala anterior con 1M más corta que M+CU, sutura entre los tergos metasomales II+III esculpida, espinas de la tibia posterior relativamente rectas. Uña tarsal con un lóbulo basal o un diente truncado, esternulo de la mesopleura foveolado, ala anterior con (RS+M)<sub>b</sub> corta, membrana de la primera celda submarginal uniformemente setosa, pecíolo relativamente ancho.

Distribución. Estado de México, Hidalgo.

Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15/XII-2006; 15/XII-2006; 15/II-2007; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2007.

**Género *Stiropius* Cameron, 1911.**

Diagnosis. Ala posterior con la vena 1M más larga que M+CU; vena r-m del ala anterior presente; tamaño del cuerpo 1-3 mm. Tergos metasomales II y III en forma de caparazón y en combinación con los tergos I y IV forman un pseudocaparazón; superficie de los tergos metasomales finamente esculpida, con puntuaciones o granulaciones.

Distribución. Chiapas, Guanajuato, Guerrero, Hidalgo, Jalisco, Estado de México, Michoacán, Morelos, Oaxaca, Puebla, Sonora, Tamaulipas, Veracruz y Yucatán.



Datos de colecta: México; Oaxaca; Pluma Hidalgo; Finca Vista Hermosa; 15/XII-2006; 736 msnm; Colección: CIIDIR, 2007.

#### 5.4 Otros resultados derivados del estudio

El siguiente resultado se presenta como un evento fortuito derivado del presente estudio, dado que no fue el tema principal, sin embargo es relevante el hacer mención del mismo por la importancia y la relación que presenta con los bracónidos parasitoides.

Producto del muestreo realizado en el mes de marzo, se colectó un espécimen del género *Heterospilus* de la subfamilia Doryctinae y un espécimen del género *Apanteles* perteneciente a la subfamilia Microgastrinae, dentro del total de la muestra obtenida en ese mes. Estos dos géneros presentaban a un acaro parasito, cada uno de ellos diferente (Figura 5 A y B).

El acaro que presentaba *Heterospilus* se encontraba insertado en el tergo tres del metasoma (Figura 6). En cuanto al acaro que presentaba la morfoespecie de *Apanteles* se encontraba incrustado en la parte superior del mesoscutum (Figura 7), por lo que ambos ácaros perforaron la estructura quitinosa de los bracónidos y resistieron todo el proceso de curación de los parasitoides colectados.



A

B

Figura 5. Géneros *Heterospilus* (A) y *Apanteles* (B) mostrando el Acaro parasito



Figura 6. Acaro insertado en el tergo III del metasoma de *Heterospilus*



Figura 7. Acaro insertado en la parte anterior del mesoscutum de *Apanteles*

## 6. CONCLUSIONES

1. La lista de géneros registrados para la familia Braconidae en Pluma Hidalgo, Oaxaca, México, se encuentra representada por 20 subfamilias, 79 géneros y 167 morfoespecies.
2. Las subfamilias Doryctinae y Opiinae fueron las más abundantes con 830 y 379 especímenes respectivamente, lo que representa el 62.5% del total de especímenes colectados.
3. Las subfamilias con mayor número de géneros fueron Doryctinae y Microgastrinae, con 15 y 11 respectivamente.
4. Se registra en México a la subfamilia Betylobraconinae por primera ocasión, y de la misma forma para Oaxaca, junto con la subfamilia Miracinae, por lo que para el estado aumenta de 22 a 24 subfamilias, cifra que representa el 92 % del total de subfamilias reportadas para el país.
5. Los géneros con mayor abundancia de ejemplares fueron *Heterospilus* y *Opius* con 670 y 344 respectivamente. De igual forma, estos mismos géneros presentaron mayor número de morfoespecies con 32 para *Heterospilus* y 16 en el caso de *Opius*.

6. Se determinaron 39 géneros (49.4% de 79 géneros identificados) como nuevos registros para el estado de Oaxaca y ocho nuevos registros para México. Con los nuevos registros para Oaxaca, el número de géneros para el estado se incrementó de 86 a 125, lo que representa un 45.4% de aumento en el conocimiento de géneros para la entidad. Para el país, la cifra de géneros se eleva de 277 a 285, lo que representa un aumento del 3% en el conocimiento de los géneros presentes en México.
  
7. Se capturaron más ejemplares de la familia Braconidae con red entomológica (1280 bracónidos) que con platos amarillos (655 bracónidos), representando el 66.1 y 33.9%, respectivamente, del total de bracónidos (1935) colectados.
  
8. En este estudio, 45 géneros (57%) se obtuvieron por ambos métodos de colecta, 22 (28%) solamente se colectaron por medio de red entomológica y 12 (15%) únicamente con platos amarillos.

## LITERATURA CITADA

- Acosta, S. 1997. Afinidades fitogeográficas del bosque mesofilo de montaña de Pluma Hidalgo, Oaxaca, México. *Polibotanica* 6:25-39.
- Acosta-Castellanos, S. y Palácios-Chávez. 2001. Plants of apicultural interest in the Pluma Hidalgo Zone, Oaxaca, México; In: D.K. Goodman and R.T. Clarke (Eds). *Proceedings of the IX International Palynological Congress*. Houston, Texas. Pp. 459-469.
- Achterberg, C. van, 1984. Essay on the phylogeny of Braconidae (Hymenoptera) *Entomologisk Tidskrift* 105:41-58.
- Achterberg, C. van. 1993. Illustrated key to the subfamilies of the Braconidae *Zoologische Verhandelingen* 283. 5:27-38.
- Alatorre, R., R. (Ed.). 1995. Agentes de control biológico importados de 1991 – 1995. *El Entomófago. Bol. Soc. Méx. Control. Biol.* 4(1): 12-14.
- Altieri, M. A. 1994. *Biodiversity and pest management in agroecosystems*. Haworth Press, N.Y. 185 p.
- Altieri, M. A., J. A. Cure y M. A. Garcia. 1993. The role and enhancement of parasitic hymenoptera biodiversity in agroecosystems. In: J. La Salle and I. D. Gauld (Eds.) *Hymenoptera and biodiversity*. CAB International, Wallingford, UK. Pp: 257-275.
- Altieri, M.A. y M. Liebman. 1988. *Weed management in agroecosystems: Ecological Approaches*. CRC Press, Boca Raton, Florida. Pp: 275-285.
- Arce, G., F. y J. García G. 1991. Insectos benéficos que parasitan al gusano cogollero del maíz. *Boletín No. 8. CIIDIR-IPN Unidad Oaxaca*. Pp.
- Avendaño, F., S. 2005. *Estudio Faunístico de Bracónidos (Hymenoptera) Presentes en la Región Frutícola de Tapanatepec, Oaxaca*. Tesis de Maestría. CIIDIR-IPN Unidad Oaxaca. Pp: 2-8.
- Badii, M.H., L.O. Tejeda, A.E. Flores, E. López, C.E. Ruiz, y H. Quiroz. 2000. Historia, fundamentos e importancia. En: Fernando (Eds.) *Fundamentos y Perspectivas del Control Biológico*. UANL. Monterrey, N.L. México. 462 p. pp. 85-114.
- Cancino, D., J. E. y R. F. Pérez A. 1987. Fluctuación estacional del complejo *Anastrepha* spp. (Diptera: Tephritidae) en la zona frutícola de Chahuities,

Oax., y su relación con algunos factores bióticos y abióticos. Tesis de Licenciatura. UNAM. Escuela Nacional de Estudios Profesionales "Zaragoza". 122p.

Carballo, M. 2002. Manejo Integrado de Plagas y Agroecología.66:118 - 122.

Carrillo, S., J. L. 1993. Síntesis del control biológico de *Heliothis* spp. y *Spodoptera frugiperda* (Smith) (Lepidoptera: Noctuidae) en México. Folia Entomol. Méx. 87: 85-93.

Clausen, C. P. 1972. Entomophagous Insects. Hafner Publishing Company. New York. 688 p.

Clausen, C.P. 1978. Introduced parasites and depredators of arthropod pests and weeds: a world review. United States Departament of Agriculture Handbook. Washington, D. C. 545 p.

Coronado, B., J. M.; E. Ruíz C.; S. E. Varela F. 2004. Adenda a Braconidae (Hymenoptera). In: Llorente B. J. E., J. J. Morrone, O. Yáñez O., I. Vargas F. (Eds). Biodiversidad, taxonomía y biogeografía de artrópodos de México: hacia una síntesis de su conocimiento. Volumen IV. Universidad Nacional Autónoma de México. México D.F. Pp: 34-45.

Cruz, S. E., Martinez M. L., Jarquín L. R., y Pérez P. N. 2007. Parasitismo del gusano cogollero del maíz, *Spodoptera frugiperda* Smith (Lepidoptera: Noctuidae), en Oaxaca, México. Resumen del XXX Congreso Nacional de Control Biologico-Simposio del IOBC, Mérida, Yucatán.

Dangerfield, P.C., J. Whitfield, M. Sharkey, J. Janzen, I.Mercado. 1996. *Hansonia*, a new genus of cardiochilinae Braconidae (Hymenoptera) from Costa Rica, with notes on its biology Proceedings of the Entomological Society of Washington 98:592- 596.

Dávila, F.M. 1989. Géneros de Braconidae (Hymenoptera) de algunas localidades del sureste de Coahuila. BIOTAM. 2.(3):59-67.

Dávila, L., A. y A. González H. 2001. Determinación de los géneros de la familia Braconidae (Hymenoptera: Insecta) de la Reserva Ecológica el Edén, Quintana Roo, México, En: Mem. XXIV Congr. Nac. Control Biol. Mexico. pp.41-44

DeBach, P. y D. Rosen. 1991. Biological control by natural enemies. Cambridge University Press, Cambridge. 440 p.

DeBach, P. 1975. Control biológico de las plagas de insecto y malas hierbas. C.E.C.S.A. México. 949p.

- Delfín, H., R.A. Wharton. 1996. *Listado preliminar de los géneros de Braconidae (Hymenoptera: Ichneumonoidea) de Yucatán, México* Mem XXXI Congr. Nal. Entomol. Mérida, Yucatán. pp 170-171.
- Delfín, G., H., y B. León. 1997. Géneros de Braconidae (Hymenoptera) en Yucatán. Algunos elementos para el planteamiento de Patrones de Riqueza Acta Zool. Mex. (n.s.) 70:65-77.
- Delfín, G., H., y Burgos, R. 2000. Los braconidos (Hymenoptera: Braconidae) como grupo parámetro en las selvas deciduas del trópico: Una discusión acerca de su posible uso. Acta zoológica. México. (n.s.) 79:43-56.
- Delfín, G. H.; D. Chay H.; A. González M.; L. Hernández P. y C. Suárez C. 2002. New records of Braconidae (Hymenoptera) Subfamilies and genera from Mexico and the state of Yucatán. Transactions of the American Entomological Society. 128(1):99-108
- Delfín G., H. and R. A. Wharton. 2002. Historical review of the genera *Aleiodes* and *Rogas* in Mexico, with a redescription of *Aleiodes cameronii* (Hymenoptera: Braconidae). Pan-Pacific Entomologist 76(1): 58-70.
- Delfín G.,H., A. Escalante T., V. Hernández O. y M. Saide. 2003. Parasitoides nativos asociados al género *Anastrepha* (Diptera: Tephritidae) en Yucatán, México. Entomología Mexicana, Vol. 2. pp. 359-365.
- De los Santos, G.E. 1997. Subfamilias y géneros de Braconidae asociados al cultivo de la guayaba (*Psidium guayaba* L.) en el Cañón de Juchipila, Zacatecas. Tesis de licenciatura. UAAAN.57 p.
- Doutt, R.L., D.P. Annecke and E. Tremblay. 1976. Biology and host relationships of parasitoids. In: Huffaker, C.B. and P.S. Messenger. (Eds.) Theory and practice of biological control. P. 143-168.
- Downton M., A. Austin. 1994. Molecular phylogeny of the insect order Hymenoptera: Apocritan relationships Proc. Natl. Acad. Sci. 91 9911-9915.
- Ehler, L. E. and J. C. Miller. 1978. Biological control in temporary agroecosystems. Entomophaga 23: 213-32.
- Fernández, F. y M. J. Sharkey (eds.). 2006. *Introducción a los Hymenoptera de la Región Neotropical*. Sociedad Colombiana de Entomología y Universidad Nacional de Colombia, Bogotá D. C., xxx + 894 pp.

- Fernández T. y Armas J.L. 1994. Estudio de la composición faunística y algunos aspectos ecológicos del orden Hymenoptera en el Jardín Botánico de Santiago de Cuba. Tesis de Licenciatura en Ciencias Biológicas, Universidad de Oriente, Santiago de Cuba. 67 p.
- Figueroa D.,J.I. 2001. Estudio genérico de Braconidae (Insecta: Hymenoptera) en la Reserva de la Biosfera Sierra de Huautla, Morelos, México. Tesis Maestría en Ciencias, Colegio de Postgraduados, Montecillo, Edo. de México. 176 pp.
- García, E. 1981. Modificación del sistema climático de Koeppen (para adaptarlo a las condiciones de la Republica Mexicana), tercera edición. Instituto de Geografía, UNAM. México D.F.
- Garza Z., A., A. Guerra y G.E. King. 1991. Metabolismo de nutrientes en larvas del picudo del algodón *Antonomus grandis* Boheman paralizadas por el veneno del ectoparasitoide *Bracon mellitor* Say. Memorias del XIV Congreso Nacional de Control Biológico. Buenavista, Saltillo, Coah. P. 220-225.
- Godfray, H.C. 1994. Parasitoids behavioral and evolutionary ecology Princeton University Press.
- González H.,A., R.A. Wharton, J.A. Sánchez G., H. Delfín G., J.R. Lomelí F., V. López M. y J.I. Figueroa D. 2003. Catálogo Ilustrado de Braconidae (Hymenoptera: Ichneumonoidea) de México. Universidad Autónoma de Nuevo León. ISBN 970-694-114-2.
- Gross, P. 1993. Insect behavioral and morphological defenses against parasitoids. Ann. Rev. Entomol. 38: 251-73.
- Hernández H., A.A. 2007. Estudio de parasitoides asociados al cultivo de tomate (*Lycopersicon esculentum*) en Valles Centrales de Oaxaca. Memoria de Residencia Profesional. Instituto Tecnológico de la Cuenca del Papaloapan. 62 p.
- Harries, F. H. 1937. Some effects of temperature on the development and oviposition of *Microbracon hebetor* (Say). Ohio Jour. Sci. 37:165-171.
- INEGI. 2004. Síntesis de Información Geográfica del Estado de Oaxaca. 164 pp.
- INEGI. 1998. Información básica del sector agropecuario. Oaxaca. Tomo I. Pág. 84.
- INEGI, 1989. Síntesis geográfica del estado de Oaxaca. Secretaria de Programación y Presupuesto, México.



- Infante F., P. Hanson and R. Wharton. 1995. Phytophagy in the genus *Monitoriella* (Hymenoptera: Braconidae) with description of new species Annals of the Entomological Society of America 88:406-415.
- Jarquín L. R. 2007. Parasitoides asociados a insectos en frutos de nanche rojo (*malpighia mexicana*) en Oaxaca. Tesis de Maestría. CIIDIR-IPN Unidad Oaxaca. 62 pp.
- Jiménez, J. E. 1959. El empleo de enemigos naturales para el control de insectos que constituyen plagas agrícolas en la Republica Mexicana. Chapingo. 12(73): 191-208.
- Jones, R.L., Lewis, M.C. Bowman, M. Barboza and B.A. Bierl. 1971. Host seeking stimulant for parasitic of corn earworm: isolation, identification and synthesis. Science 173: 842-843.
- Labougle R.,J. M. 1980. Análisis sobre la Sistemática de la familia Braconidae (Ins. Hym.) y su situación actual en México. Tesis Lic. U.N.A.M., Fac. de Ciencias, México. 1-185 pp.
- Leyva V., J. L. 2000. Bioecología y comportamiento de parasitoides. *In*: Badii, M. H.; A. E. Flores y L. J. Galan W. (eds.) Fundamentos y perspectivas de control biológico. Universidad Autónoma de Nuevo León. Nuevo León. Pp. 43-51.
- Leluk, J. and D. Jones. 1989. *Chelonus* sp. near *curvimaculatus* venos proteins: análisis of their potencial role and processing during development of host *Trichoplusia ni*. Archives of insect Biochemistry and Physiology. 10: 1-12.
- López M.,V. 2002. Revisión taxonómica de las especies del género *Triaspis* Haliday (Hymenoptera: Braconidae). Tesis de Doctorado en Ciencias. Colegio de Postgraduados, Montecillo, Edo. de México. 89 pp.
- López M.V. 1997. Bracónidos asociados a cultivos en Chapingo, México. Tesis de licenciatura UACH. 75p.
- López M., V. 1999. Estudio genérico de Braconidae de Balún Canal, Chiapas, México (Hymenoptera). Tesis de Maestría. Colegio de Postgraduados. 112 p.
- López M.,V.A., J.N. Romero, A.M. Equihua, J.C. Valdez, J.A.G. Sánchez, S.R. Anaya and L.M. Ruiz. 1999. listado genérico de "bracónidos" (Hymenoptera: Braconidae) colectados en Balún Canal, Chiapas, México, pp. 100-104. En: Mem. XXXIV Congr. Nac. Ent.

- Lomelí F., J. R. 1992. Himenópteros parasitoides de áfidos en México. Tesis de Licenciatura. ENCB, IPN, México. 148 p.
- Macedo, M. V. de y R. F. Monteiro. 1989. Seed predation by braconido wasp, *Allorhogas* sp. (Hymenoptera). J.N.Y. Entomol. Soc. 97:358-353.
- Mao Y.T. (1945) Synopsis of the Mexican species of *Cardiochiles* Nees (Hymenoptera: Braconidae). Pan-Pacific Entomol. 21:125-134.
- Maldonado, V.J.M. 2005. Identificación y Descripción del insecto causante de urticaria (*Megalopyge* sp.) y braconidos asociados al nogal (*Junglans regia*) en Cuilapam de Guerrero, Oaxaca. Tesis de Maestría. ITAO No. 23.
- Marsh P.M. 1965. The Nearctic Doryctinae, I. A review of the subfamily with a taxonomic revision of the tribu Hecabolini (Hymenoptera: Braconidae). Annals of the Entomological Society of America 58: 668-699.
- Marsh P.M. 1997. Replacement names for Western Hemisphere genera of Doryctinae (Hymenoptera: Braconidae) Proceedings of the Entomological Society of Washington 99:586
- Marsh, P. M. 1979. Family Braconidae. In: K.V. Krombein, P.D. Hurd, Jr., D.R. Smith and B.D. Burks. (eds). *Catalog of Hymenoptera in America North of Mexico*. Vol.1. Smithsonian Inst. Press. Washington D.C. pp. 1444-295.
- Marsh, P.M. y R. W. Carlson. 1979. Superfamily Ichneumonoidea. In: Krombein, K. V., P.D. Hurd, Jr., D.R. Smith y B. D. Burks. (Eds) *Catalog of Hymenoptera in America North of México*. Vol. 1. Smithsonian Inst. Press. Washington, D.C pp. 143-144.
- Marsh P., R. Shaw and R. Wharton. 1987. An identification manual for the North American genera of the family Braconidae (Hymenoptera) *Memoirs of the Entomological Society of Washington* 13:1-98.
- Martínez M., L., E. Bravo M. F. Arce G. y J. A. Sánchez G. 2003. Biología de *Alienoclypeus insolitus* Shenefelt (Hymenoptera: Braconidae) parasitoides del picudo del maguey. En: XXVI Congreso Nacional de Control Biológico. Guadalajara, Jal., México. Pp. 336-339.
- Martínez M., L. M.O. Gutiérrez y M. Hernández. 1997. Parasitoides de moscas de la fruta en el estado de Morelos. En: Mem. XX Cong. Nal. De Control Biológico. Guadalajara, Jal., México. pp. 93-93.
- Mason, W.R.M. 1978. A synopsis of the Nearctic Braconini, with revisions of Nearctic species of *Coeloides* and *Myosoma* (Hymenoptera: Braconidae) *The Canadian Entomologist* 110:721-768.

- Matthews, R.W. (1970) A revision of the genus *Spathius* in America north of Mexico (Hymenoptera, Braconidae). Contributions of the American Entomological Institute 4(5):1-86.
- Mercado C., P. 1996. Parasitoides del descortezador suriano de los pinos *Dendroctonus frontalis* Zimm. (Coleoptera: Scolytidae) en Tlaxiaco, Oax., México. Tesis de Licenciatura. Universidad Autónoma Chapingo, Parasitología Agrícola, Chapingo, Edo. De México. 66p.
- Mills, N.J., K. Krueger and J. Schlup. 1991. Short range host location mechanisms of bark beetle parasitoid. J. Appl. Entomol. 111 (1): 33-43.
- Muesebeck, C.F. W.1937. A new West Indian species of *Mirax* Haliday parasitic on the coffe leaf-miner (Hymenoptera: Braconidae). Proceedings of the Entomological Society of Washington 39(6):139-141.
- Ojeda S., J. 2005. Estudio de la familia Braconidae asociada al cultivo de alfalfa (*Medicago sativa* L.) en Santa Cruz Xoxocotlán, Oaxaca. Memoria de Residencia Profesional. Instituto Tecnológico Agropecuario de Oaxaca No. 23. 51p.
- Pare, F.; C. Cloutier; L. Hout y N. McNeil. 1979. Description of egg and larval Stages of *Aphidius nigripes*. Ann. Entomolo. Soc. Am. 72:620-626.
- Pérez, G. 1985. Himenopteros parasitoides de *Apion* spp. (Coleoptera: Apionidae) en Tepoztlán, Morelos. Folia Entomol. Mex. 63: 39-74.
- Pérez, G. y A. Bonet. 1984. Algunas características de *Stenocorse bruchivora* (Crawford) (Hymenoptera: Braconidae), ectoparásito de *Acanthoscelides obtectus* (Say) (Coleoptera: Bruchidae). Folia Entomol. Mex. 62: 59-74.
- Pennington, T.D. y Sarukhán, J. 1998. Árboles Tropicales de México. Segunda edición. UNAM. Fondo de Cultura Económica. México, D.F. 521 pp.
- Peña, C. E. y E. Ruíz C. 1993. Distribución de géneros de Braconidae (Hymenoptera) en diversos municipios del estado de Morelos. Memorias del XXVIII Congreso Nacional de Entomología. Pp. 83.
- Pintado C.B., Carrasco V.D., y López M.C. 2000. Distribución de Braconidae en areas tropicales. Memorias del XXVIII Congreso Nacional de Entomología. Pp.83.
- Quicke, D.L. and R.A. Kruff. 1995. Species of *Yelicones* (Hymenoptera: Braconidae: Rogadinae) in North America with descriptions of two nes species. Ann. Ent. Soc. Amer. 88(2): 129-138.

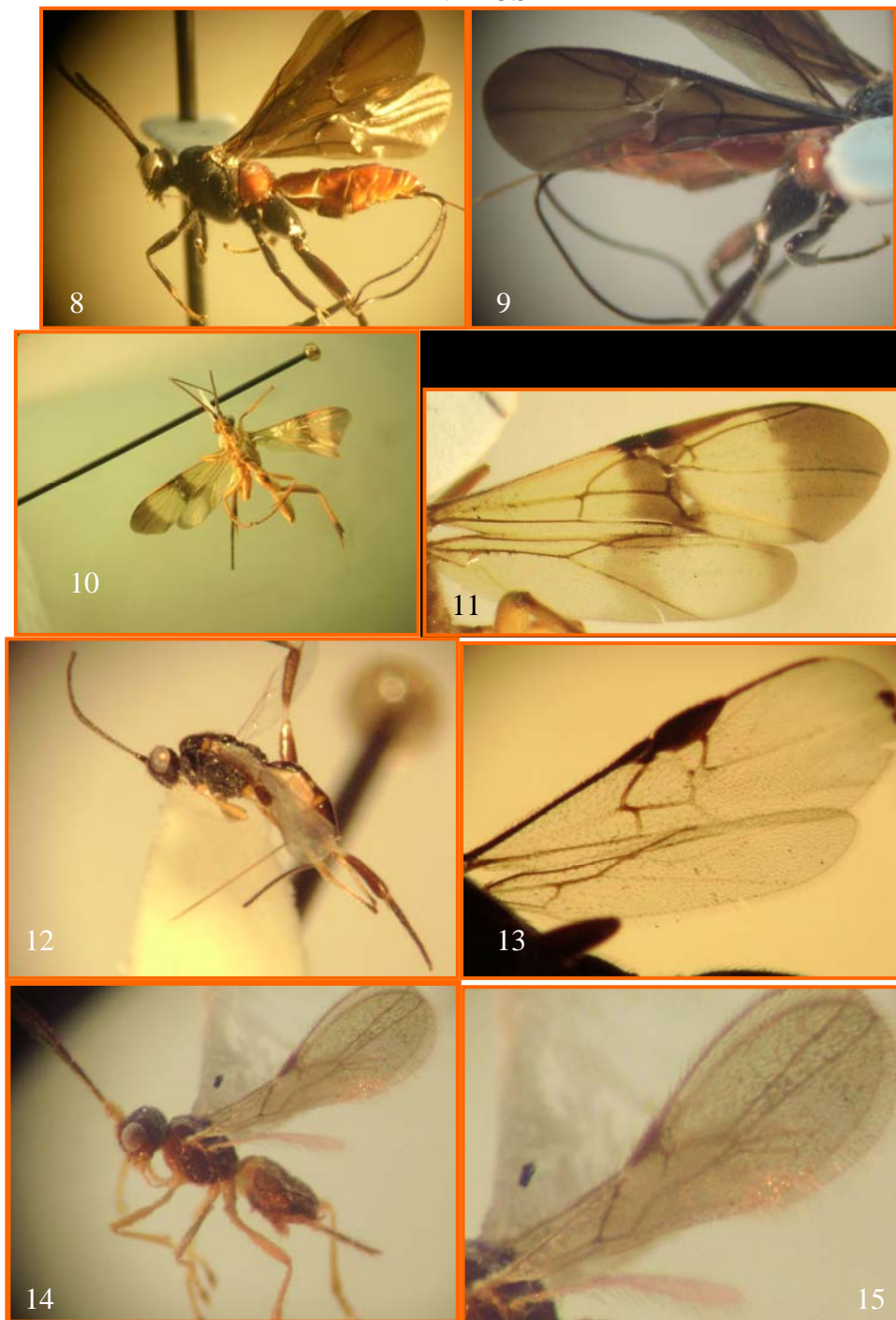
- Quicke, D.L., C. van Achterberg. 1990. Phylogeny of the subfamilies of the family Braconidae (Hymenoptera:Ichneumonoidea) Zoologische Verhandelingen 258
- Quicke, D.L, H.H. Basibuyuk, M.G. Fitton, Rasnitsyn. 1999. Morphological, paleontological and molecular aspects of ichneumonoid phylogeny (Hymenoptera, Insecta). *Zoologica Scripta* 28 1-2.
- Ramirez, G.M. 2004. Sistemas de producción de cafetales. CECSA. México.
- Rasnitsyn, A.P. (1998) An outline of evolution of the hymenopterous insects *Oriental Insects* 22:115-145.
- Reyes, F. 1987. Insectos pasitos de los lepidópteros plagas del nogal en Nuevo León. Análisis de su potencialidad como agente de control biológico. *Folia Entomol. Méx.* 78: 199-208.
- Reyes, R.M.A. 1997. Claves para subfamilias y géneros de la familia Braconidae (Hymenoptera: Ichneumonoidea) en el Noroeste de Mexico. Tesis. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Buenavista, Saltillo, Coah. México.
- Reyes R., M., García, M., M. Flores, D. AND F. Cabezas, M. 1998. Géneros de Braconidae (Hym: Ichneumonoidea) de algunas localidades en el Noreste de México. Tesis. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Buenavista, Saltillo, Coah. México.
- Richerson, J.V. and J.H. Borden. 1971. Sound and vibration are not obligatory host finding stimuli for the bark beetle parasite *Coleoides bruneri*. *Entomophaga* 16: 95 -99.
- Richerson, J.V. and DeLoach. 1972. Some aspects of host selection by *perilitus coccinellae*. *Ann. Ent. Soc. Am.* 65: 834-839.
- Rodríguez del Bosque, L.A. y H.C.B. Arredondo. 1999. Quien es Quien en Control Biológico en México. INIFAP-CIRNE. Campo Experimental Río Bravo Folleto Técnico Num. 23. Tamaulipas, México.
- Ruíz C., E.; L. O. Tejada M. y M. Cantú. 1990. Contribución al conocimiento de braconidos (Hymenoptera) de Tamaulipas y Nuevo León, México. *Folia Entomológica Mex.* 78: 199- 208.
- Ruíz C., E y J.M.B. Coronado. 2002. Artrópodos terrestres de los estados de Tamaulipas y Nuevo León, México. Serie Publicaciones Científicas CIDAFF-UAT No.4.México.

- Sánchez G. J.A., J. Romero N.; S. Ramírez A.; S. Anaya R.; J.L. Carrillo S. 1998. Géneros de Braconidae del estado de Guanajuato (Insecta: Hymenoptera). Acta Zool. Mex. 74: 59-137.
- Sánchez G., J.A. y V. López M. 2000. Géneros de Braconidae (Insecta: Hymenoptera) depositados en la Colección Entomológica del Instituto de Fitosanidad del Colegio de Postgraduados. Acta Zool. Mex. (n-s) 79: 257-276.
- Sánchez G., J. A. 2001. Revisión taxonómica del género *Blacus* Nees para México. Tesis Doctoral. Colegio de Postgraduados, Montecillos, Estado de México. 188 p.
- Sánchez G., J.A., V. López M., J.I. Figueroa D., A. González H. y R. Pérez P. 2003. Revisión de Braconidae (Hymenoptera) del estado de Oaxaca, México. Pp. 789-792. En: Romero N., J., E.G. Estrada V. y A. Equihua M. (Eds.). Entomología Mexicana Vol. 2. Ed. Sagitario. México. ISBN 968-839-389-4.
- Sánchez G., J.A., R. Pérez P., G. Flores A., L. Martínez M., F. Arce G., S. Avendaño F. y M.M. Coello C. 2005. Estudio faunístico de braconidos (Hymenoptera) presentes en la Sierra Sur y Costa de Oaxaca. (En preparación).
- Sánchez G. J. A., Avendaño F. S., Ojeda S. J., Martínez M. L., Coello C. M. M., y Pérez P. R. 2005. Braconidos (Hymenoptera) asociados a plagas en el estado de Oaxaca, México.
- Schoonhoven, L.M. 1962. Synchronization of a parasite/host system, with special reference to the diapause. Ann. Appl. Biol. 50: 617-621.
- Sharkey M.J. 1993. Family Braconidae. In: Goulet & Huber (Eds). *Hymenoptera of the World: An identification guide to families* Research Branch Agriculture Canada.
- Sharkey M.J. (1992) Cladistics and tribal classification of the Agathidinae (Hymenoptera: Braconidae). Journal of Natural History 26:425-447.
- Sharkey M.J., D.B. Wahl (1992) Cladistics of the Ichneumonoidea (Hymenoptera) *Journal of Hymenoptera Research* 1:15-24.
- Sharkey M.J. (1993) Family Braconidae En: Goulet & Huber (eds) *Hymenoptera of the World: an identification guide to families* Research Branch Agriculture Canada.

- Sharkey, M.J., R.A. Wharton (1994) A revision of the genera of the world Ichneutinae (Hymenoptera: Braconidae). *Journal of Natural History* 28: 873- 912.
- Shaw, M.R., T. Huddleston. 1991. Classification and biology of braconid wasps (Hymenoptera: Braconidae). *Handbooks for the Identification of British Insects* 7(11):1-126.
- Shaw S.R. 1995. Family Braconidae pp 431-463 In: Hanson P., I.D. Gauld (eds) *Hymenoptera of Costa Rica* Oxford University Press, Oxford.
- Sosa-Escalante, J. 2000. Estudio de la biodiversidad: Valoración y Medición. Universidad Autónoma de Yucatán. México. s/pag.
- Strand, M. R. and Pech, L. L. 1995. Immunological basis for compatibility in parasitoid-host relationships. *Ann. Rev. Entomol.* 40: 31-56.
- Townes, H. K. 1969. The genera of Ichneumonidae. Part. 1. *Mem. Am. Entomol. Inst.* 11;1-300.
- Tumlinson, J. H.; W.J. Lewis y L.E.M. Vet. 1993 How parasitic wasps find their hosts. *Sci. Amer.* 266(3):46-52
- Van der Ent, L. y S. R. Shaw. 1998. Species richness of Costa Rica Cenocoelen: (Hymenoptera: Braconidae) search for anomalous diversity. *Journal of Hymenopterist Research.* 7(1): 15-24.
- Vet, L.E.M; W.J. Lewis y R.T. Carde. 1995. Parasitoids foraging and learning. *In:R.T. Carde y W. J. Bell (Eds.). Chemical ecology of insects II.* Chapman y Hall. N.Y.
- Vison, S B. 1976. Host selection by insect parasitoids. *Ann. Rev. Entomol.* 21:109-133
- Waage, J. and D. Greathead. 1986. *Insect parasitoids.* Academic Press, London. 389 p.
- Wharton R.A., P.M. Marsh, M.J. Sharkey (eds) (1997) Manual of the New World genera of the Family Braconidae (Hymenoptera) Spec. Pub. No. 1, *The International Society of Hymenopterists*, Washington D.C.
- Wharton, R. A. y Lopez-Martinez, Victor. 2000. A new species of *Triaspis* Haliday (Hymenoptera: Braconidae) parasitic of the pepper weevil, *Anthonomus eugenii* Cano (Coleoptera: Curculionidae). *Proceedings of the Entomological Society of America* 102(4): 794-801.

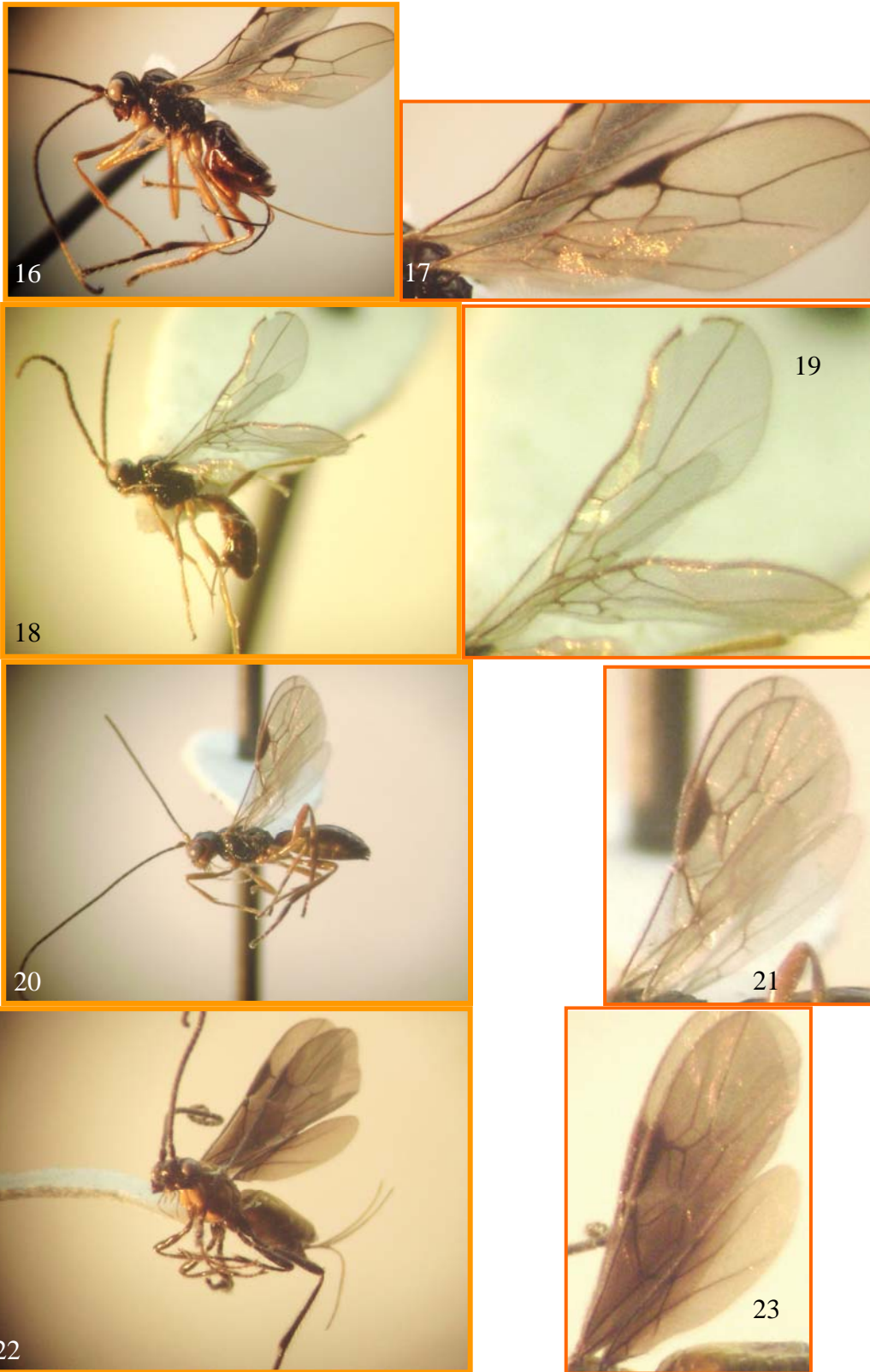
- Wharton, R.A. and I. Mercado. 2000. Braconidae (Hymenoptera). En: Illorente, B. J., González, S. E. y N. Papavero (Eds.). Biodiversidad, taxonomía y biogeografía de artrópodos de México. Hacia una síntesis de su conocimiento. Vol. II. UNAM-CONABIO-BAYER, México. Capítulo 35: 635-647.
- Wharton, R.A. 1984. The status of certain Braconidae (Hymenoptera) cultured for biological control programs, and description of a new species of *Macrocentrus*. Proceedings of the Entomological Society of Washington 86:902-912.
- Wharton, R.A. 1993. Bionomics of Braconidae. *Ann. Rev. Ent.* 38:121-143.
- Wharton, R.A, I. Mercado. 1989. Patrones preliminares de diversidad de la subfamilia Cardiochilinae (Hymenoptera: Braconidae) para México Mem. XXXI Congr. Nal Entomol. Mérida, Yucatán pp 185.
- Wharton R.A. (2000). Can Braconid Classification be restructured to facilitate portrayal of relationships? pp. 143-153 *In: Austin & Dawton (eds) Hymenoptera Evolution, Biodiversity and Biological Control CSIRO Publishing Australia.*
- Whal D. B. y M. J. Sharkey. 1993. Chapter 10: Superfamily Ichneumonoidea *In* Goulet H. y Huber J. T. (Eds). Hymenoptera of the World: An identification guide to familias. Ministry of Suplí and Services. Canada. 668 p.
- Whitfield, J. B. 1998. Subfamilia Microgastrinae. *In: Wharton, R. A., P. M. Marsh, M. J. Sharkey. (Eds.). Manual para los géneros de la familia Braconidae (Hymenoptera) del nuevo mundo. The International Society of Hymenopterists. Washington, D. C. p. 339-371*
- Whitfield, J.B. 1990. Phylogenetic review of the *Stiropius* group of genera (Hymenoptera: Braconidae: Rogadinae) with description of a new Neotropical genus. *Proc. Ent. Soc. Wash.* 92: 39-42.
- Wylie, H.G. 1985. Posterior dispersal of eggs and larvae of *Microctonus vittatae* (Hymenoptera: Braconidae) in crucifer- infesting flea beetles (Coleoptera: Chrysomelidae). *Can. Ent.* 117: 541-545.
- Yu, D. S., C. Van Achterberg, y K. Horstmann. 2004. *Taxapad Ichneumonoidea*. Vancouver, Canada. (URL: [www.Taxapand.com](http://www.Taxapand.com)).

ANEXOS



Figs. 8 y 9, espécimen y alas de *Alabragus*; 10 y 11, espécimen y alas de *coccygidium*; 12 y 13, espécimen y alas de *Plesiocoelus*; 14 y 15, espécimen y alas de *Aphaereta*.





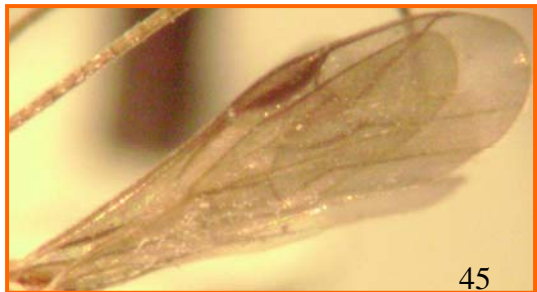
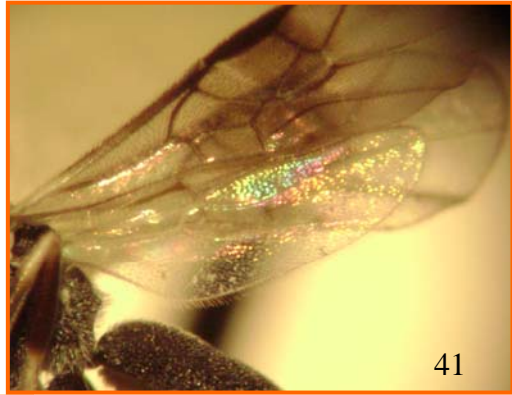
Figs. 16 y 17, espécimen y alas de *Asobara*, 18 y 19, espécimen y alas de *Dinotrema*, 20 y 21, espécimen y alas de *Microcrasis*, 22 y 23, espécimen y alas de *Pneumosema*.



Figs. 24 y 25, espécimen y alas de *Gnathopleura*; 26 y 27, espécimen y alas de *Phaenocarpa*; 28 y 29, espécimen y alas de *Conobregma*; 30 y 31, metasoma y cabeza de *Conobregma*.



Figs. 32 y 33, espécimen y alas de *Blacus*; 34 y 35, espécimen y alas de *Bracon*; 36 y 37, espécimen y alas de *Digonogastra*; 38 y 39, espécimen y alas de *Cyanopterus*.



Figs. 40 y 41, espécimen y alas de *Ascogaster*; 42 y 43, espécimen y alas de *Chelonus*; 44 y 45, espécimen y alas de *Leptodeprana*; 46 y 47, espécimen y alas de *Phanerothoma*.



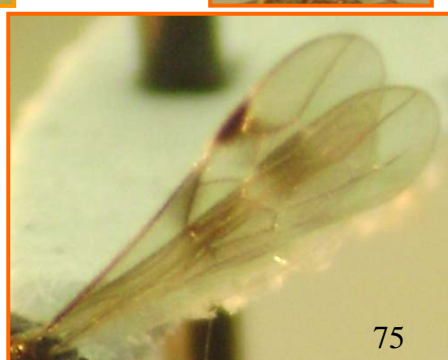
Figs. 48 y 49, espécimen y alas de *Pseudopanerothoma*; 50 y 51, espécimen y alas de *Acrophasmus*; 52 y 53, espécimen y alas de *Aptenobracon*; 54 y 55, espécimen y alas de *Allorhogas*.



Figs. 56 y 57, espécimen y alas de *Donquickeia*; 58 y 59, espécimen y alas de *Ecphylus*; 60 y 61, espécimen y alas de *Heterospilus*; 62 y 63, espécimen y alas de *Hecabolus*.

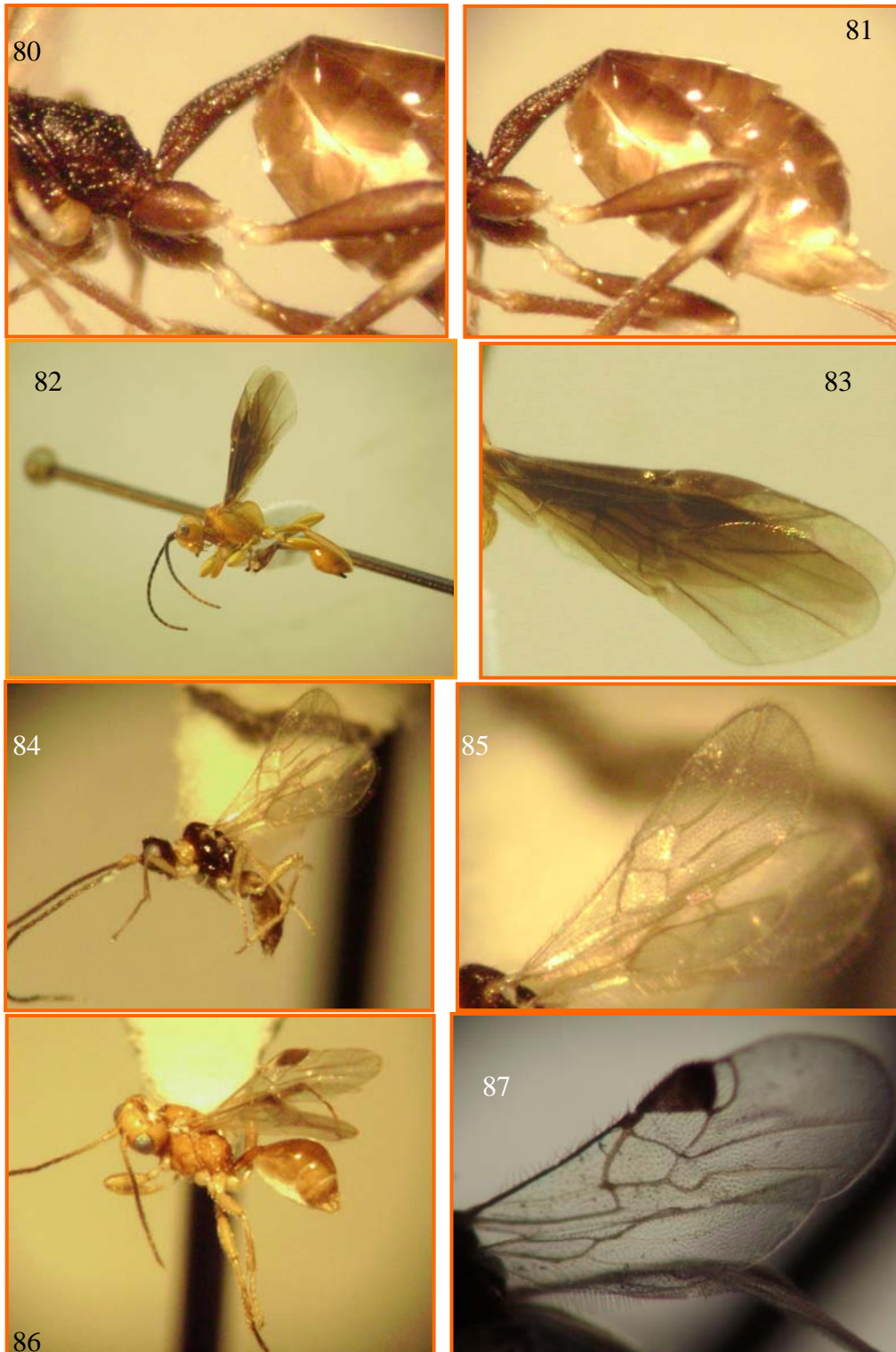


Figs. 64 y 65, espécimen y alas de *Janzenia*; 66 y 67, espécimen y alas de *Notiospathius*; 68 y 69, espécimen y alas de *Spathius*; 70 y 71, espécimen y alas de *Stenocorse*.

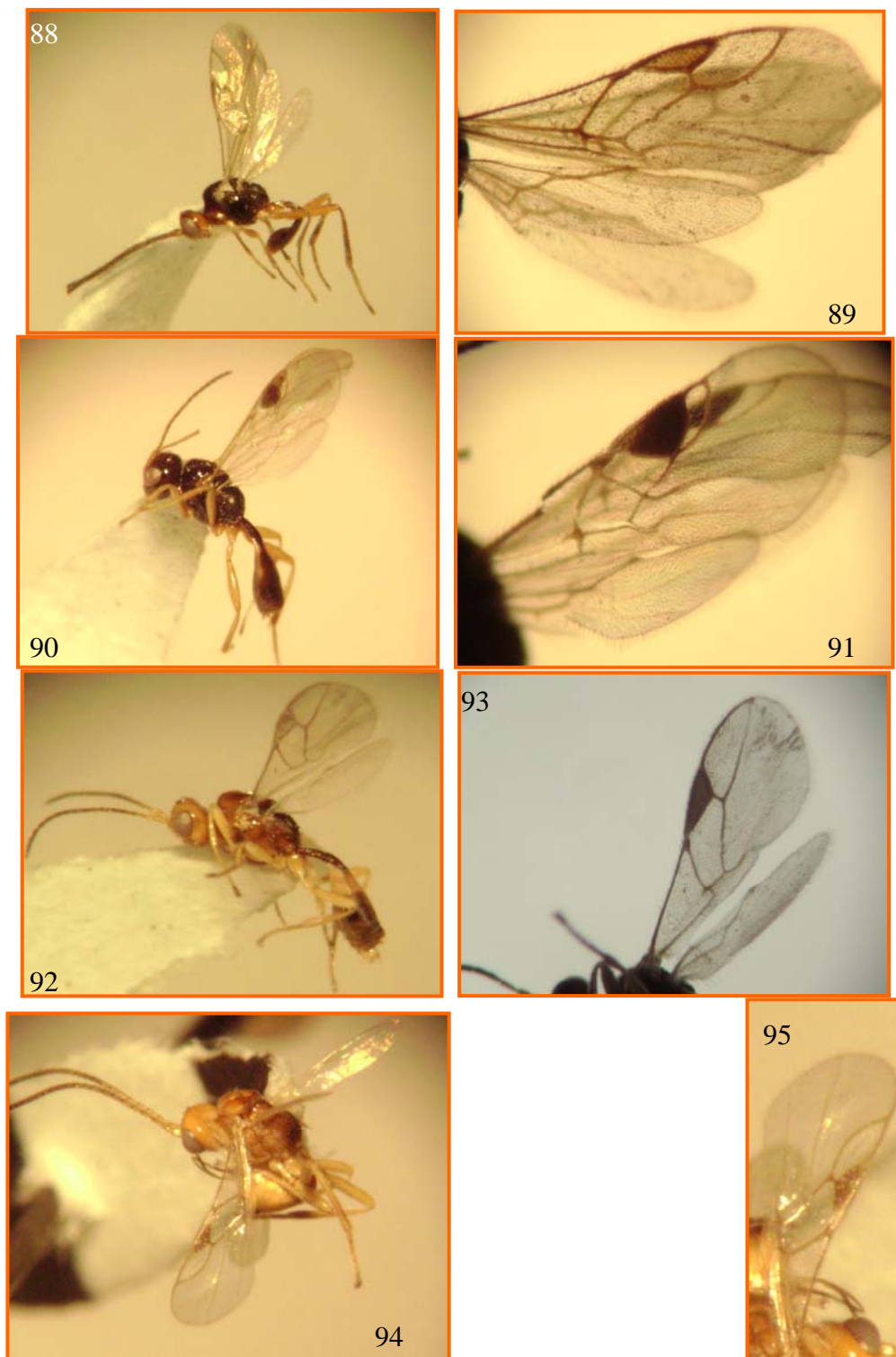




Figs. 72 y 73, espécimen y alas de *Semirhytus*; 74 y 75, espécimen y alas de *Leluthia*; 76 y 77, espécimen y alas de *Tarasco*; 78 y 79, espécimen y alas de *Trigonopasmus*.



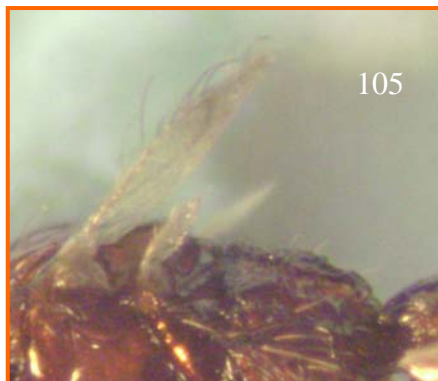
Figs. 80 y 81, pecíolo y vista lateral del metasoma de *Trigonopasmus*; 82 y 83, espécimen y alas de *Aridelus*; 84 y 85, espécimen y alas de *Litostolus*; 86 y 87, espécimen y alas de *Leiophron*.



Figs. 88 y 89, espécimen y alas de *Microctonus*; 90 y 91, espécimen y alas de *Peristenus*; 92 y 93, espécimen y alas de *Syntretus*; 94 y 95, espécimen y alas de *Townwsilitus*.



Figs. 96 y 97, espécimen y alas de *Pseudognaptodon*; 98 y 99, espécimen y alas de *Diospilus*; 100 y 101, espécimen y alas de *Homolobus*; 102 y 103, espécimen y alas de *Allobracon*.



Figs. 104 y 105, espécimen y alas de *Hormius*; 106 y 107, espécimen y alas de *Lysitermus*; 108 y 109, espécimen y alas de *Pambolus*; 110 y 111, espécimen y alas de *Parahormius*.





Figs. 112 y 113, espécimen y alas de *Xenarcha*; 114 y 115, vista lateral y dorsal del metasoma de *Xenarcha*; 116 y 117, espécimen y alas de *Oligoneurus*; 117 y 118, espécimen y alas de *Epsilogaster*.



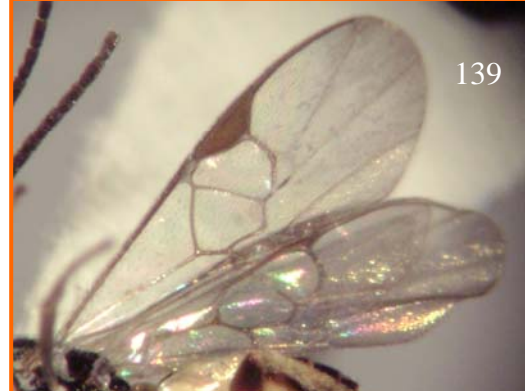


Figs. 120 y 121, espécimen y alas de *Apanteles*; 122 y 123, espécimen y alas de *Glyptapanteles*; 124 y 125, espécimen y alas de *Diolcogaster*; 126 y 127, espécimen y alas de *Dolichogeneidea*.





Figs. 128 y 129, espécimen y alas de *Cotesia*; 130 y 131, espécimen y alas de *Clarkinella*; 132 y 133, espécimen y alas de *Hypomicrogaster*, 134 y 135, espécimen y alas de *Alphomelon*.







Figs. 136 y 137, espécimen y alas de *Pseudoapanteles*; 138 y 139, espécimen y alas de *Parapanteles*; 140 y 141, espécimen y alas de *Snellenius*; 142 y 143, espécimen y alas de *Meteorus*.





148



149



150



151

Figs. 144 y 145, espécimen y alas de *Mirax*; 146 y 147, espécimen y alas de *Opius*; 148 y 149, espécimen y alas de *Diaschamimorpha*; 150 y 151, espécimen y alas de *Utetes*.



152



153



Figs. 152 y 153, espécimen y alas de *Orgilus*; 154 y 155, espécimen y alas de *Stantonia*; 156 y 157, espécimen y alas de *Yelicones*; 158 y 159, espécimen y alas de *Aleiodes*.





Figs. 160 y 161, espécimen y alas de *Macrostomion* hembra; 162 y 163, espécimen y alas de *Macrostomion* macho; 164, vista frontal de un macho de *Macrostomion*; 165, vista frontal de una hembra de *Macrostomion*; 166 y 167, espécimen y alas de *Clinocentrus*.



Figs. 168 y 169, espécimen y alas de *Rogas*; 170 y 171, espécimen y alas de *Stiropius*; 172 metasoma de *Stiropius*.