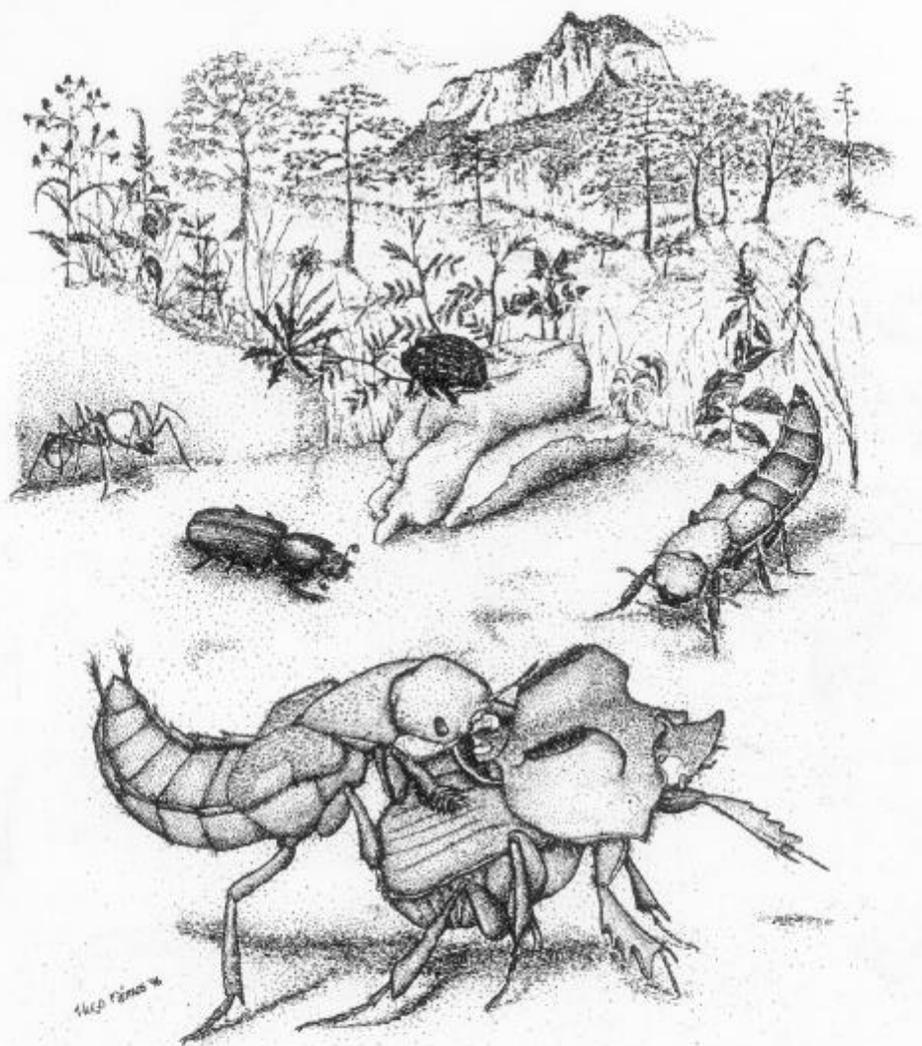


DUGESIANA



CONTENIDO

LEPIDOPTERA: Mariposas diurnas de Colima Jorge Llorente Bousquets, Andrew D. Warren, Isabel Vargas Fernández y Armando Luis Martínez	
HOMOPTERA: Factibilidad del cultivo de la cochinilla del carmín en Zapotlanejo, Jalisco, México Gabriel Álvarez C., Liberato Portillo M. y Ana Lilia Viguera G.	19
ENTOMOFAUNA DE JALISCO	
COLEOPTERA: SCARABAEIDAE: <i>Euoniticellus intermedius</i> (Reiche) José Luis Navarrete-Heredia	34
HYMENOPTERA: FORMICIDAE: <i>Neivamyrmex melanocephalus</i> (Emery, 1859) Miguel Vásquez	36
HYMENOPTERA: APIDAE: <i>Eufriesea rugosa</i> (Friese, 1899) Hugo Eduardo Fierros-López	38

DUGESIANA es una publicación semestral (julio y diciembre) de la Sección de Entomología, Centro de Estudios de Zoología, CUCBA, Universidad de Guadalajara. Los artículos firmados son responsabilidad de los autores. Su contenido puede ser copiado o reproducido, siempre y cuando se cite la fuente. Se acepta canje con publicaciones similares. Tiraje: 200 ejemplares.

Entomología



CZUG



MARIPOSAS DIURNAS DE COLIMA¹

Jorge Llorente Bousquets
Museo de Zoología, Facultad de Ciencias UNAM,
Apdo. Postal 70-399 México 04510 D.F., 20 MEXICO

Andrew D. Warren
Department of Entomology,
Comstock Hall, Cornell University
Ithaca, N. Y. 14853-0999, USA

Isabel Vargas Fernández y Armando Luis Martínez
Museo de Zoología, Facultad de Ciencias, UNAM
Apdo. Postal 70-399 México 04510 D.F., 20 MEXICO

RESUMEN

El examen de la literatura, las colecciones más importantes de México y los Estados Unidos así como recolecciones a lo largo de ocho años, en varias localidades del estado de Colima, produjo una lista preliminar de 520 especies.

ABSTRACT

A revision of butterflies from Colima state, Mexico, resulted in 520 species.

En 1987 los autores iniciaron un inventario lepidopterofaunístico de Papilionoidea en la Sierra de Manantlán, Jalisco y áreas contiguas del estado de Colima, y hace 13 años comenzaron el examen de las colecciones lepidopterológicas más importantes en los Estados Unidos y en México. Adicionalmente, con la reunión de la literatura, y su revisión exhaustiva se produjo una base de datos de más de nueve mil ejemplares, con base en ella se efectúa una lista de los Rhopalocera del estado de Colima. Dentro de esta base están la colección de Sergio Hernández Tobías formada durante los setentas y donada al

Museo de Zoología de la Facultad de Ciencias.

Este trabajo sólo constituye un resumen de trabajos más extensos sobre la fauna de mariposas del occidente de México, los cuales están publicándose en el *Journal of the Lepidopterists' Society* y en las *Publicaciones Especiales del Museo de Zoología de la Facultad de Ciencias*. De hecho, ésta es la segunda contribución a *Dugesiana* de las listas de Rhopalocera de los estados del occidente del país (Warren, *et al.* 1996). Así también estos trabajos pueden considerarse una continuación de la

¹Los autores agradecen al proyecto DGAPA-IN-200394 de la UNAM, el apoyo para el desarrollo de las investigaciones sobre mariposas en el occidente de México.

investigación sobre distribución de los Rhopalocera en los estados de vertiente Pacífica en México iniciados en los ochentas por los autores de este trabajo (Luis, *et al.* 1991; Vargas, *et al.* 1992).

MATERIALES Y METODOS

Se reunieron alrededor de 40 publicaciones que refieren especies de mariposas de Colima, entre trabajos monográficos o revisiones y trabajos faunísticos, principalmente, todos ellos se citan en Warren *et al.* (en prep.). Se examinaron las colecciones lepidopterológicas siguientes: Museo Allyn de Entomología en Sarasota, Florida; Museo Americano de Historia Natural en Nueva York; Museo Británico de Historia Natural en Londres; Academia de Ciencias de California en San Francisco; Colección Entomológica del Instituto de Biología de la UNAM en la Ciudad de México; Museo de Zoología "Alfonso L. Herrera" de la Facultad de Ciencias, UNAM en la Ciudad de México (incluye parte de la colección Sergio Hernández Tobías y la colección Luis González Cota); Colección Müller del Museo de Historia Natural de la Ciudad de México; Museo de Historia Natural de San Diego en San Diego, California; Museo Nacional de Historia Natural, Institución Smithsonianiana, en Washington; Museo Carnegie de Historia

Natural en Pittsburgh, Pensilvania, Colección Dale y Joan Jenkins, ver Jenkins (1983); Instituto Nacional de Investigaciones Agrícolas, ver Domínguez y Carrillo (1976); Museo de Historia Natural de la Ciudad de Los Angeles, California.

El trabajo de campo efectuado en las localidades de Platanillos, Agua Dulce, cercanas a la ciudad de Colima, y El Salto, Punta de Agua de Camotlán, Paso Ancho y Chandiablo, próximas a Manzanillo, fueron muy importantes para el desarrollo de esta lista, pues constituyeron más del 50% de los ejemplares y más del 85% de las especies registradas en la base de datos.

RESULTADOS

La lista comprende los registros de la literatura, las colecciones y el trabajo de campo de los autores, producto de nueve años de trabajo, constituyendo una base de datos integrada por más de 9 000 ejemplares y 520 especies de mariposas diurnas. La lista sigue el arreglo taxonómico optado por Warren *et al.* (en prep.). Los símbolos de llaves ({ }) significan que las especies son de dudosa distribución en el estado de Colima; los seis casos de registros dudosos son de colecciones o literatura que pueden generar confusión. Las comillas (" ") para algunos géneros significan que la especie se ubica provisionalmente bajo ese género entrecomillado.

HESPERIIDAE

Pyrrhopyginae

1. {*Pyrrhopyge crida* (Hewitson, [1871])}
2. *Pyrrhopyge chloris* Evans, 1951
3. *Pyrrhopyge araxes araxes* (Hewitson, 1867)
4. *Elbella scylla* (Ménétrières, 1855)
5. *Mysoria amra* (Hewitson, [1871])
6. *Mysoria affinis* (Herrich-Schäffer, 1869)
7. *Myselcus amystis hages* Godman & Salvin, [1893]

Pyrginae

8. *Phocides belus* Godman & Salvin, [1893]
9. *Phocides pigmalion hewitsonius* (Mabille, [1879])
10. *Phocides palemon lilea* (Reakirt, [1867])
11. *Proteides mercurius mercurius* (Fabricius, 1787)
12. *Epargyreus exadeus cruza* Evans, 1952
13. *Epargyreus windi* Freeman, 1969
14. *Epargyreus spina* Evans, 1952
15. *Epargyreus aspina* Evans, 1952
16. *Epargyreus spinosa* Evans, 1952
17. *Polygonus leo arizonensis* (Skinner, 1911)
18. *Polygonus manueli* Bell & Comstock, 1948
19. *Chioides zilpa* (Butler, [1872])
20. *Chioides catillus albofasciatus* (Hewitson, 1867)
21. *Aguna asander asander* (Hewitson, 1867)
22. *Aguna metophis* (Latreille, [1824])
23. *Typhedanus undulatus* (Hewitson, 1867)
24. *Typhedanus ampyx* (Godman & Salvin, [1893])
25. *Polythrix octomaculata* (Sepp, 1848)
26. *Polythrix asine* (Hewitson, 1867)
27. *Codatractus sallyae* Warren, 1995
28. *Codatractus melon* (Godman & Salvin, [1893])
29. *Codatractus bryaxis* (Hewitson, 1867)
30. *Codatractus uvydixa* (Dyar, 1914)
31. "*Codatractus*" *hyster* (Dyar, 1916)
32. *Urbanus proteus proteus* (Linnaeus, [1758])
33. *Urbanus belli* (Hayward, 1935)
34. *Urbanus pronta* Evans, 1952
35. *Urbanus* sp nov
36. *Urbanus esmeraldus* (Butler, 1877)

37. *Urbanus evona* Evans, 1952
38. *Urbanus prodictus* Bell, 1956
39. *Urbanus esta* Evans, 1952
40. *Urbanus teleus* (Hübner, 1821)
41. *Urbanus procne* (Plötz, 1881)
42. *Urbanus simplicius* (Stoll, 1790)
43. *Urbanus dorantes dorantes* (Stoll, 1790)
44. *Urbanus chales* (Godman & Salvin, [1893])
45. *Astraptes fulgurator azul* (Reakirt, [1867])
46. *Astraptes alector hopfferi* (Plötz, 1882)
47. *Astraptes anaphus annetta* Evans, 1952
48. *Astraptes egregius* (Butler, 1870)
49. *Narcosius parisi helen* (Evans, 1952)
50. *Autochton cincta* (Plötz, 1882)
51. *Autochton neis* (Geyer, [1832])
52. *Achalarus casica* (Herrich-Schäffer, 1869)
53. *Achalarus toxeus* (Plötz, 1882)
54. *Thorybes pylades* (Scudder, 1870)
55. *Thorybes drusius* (Edwards, [1884])
56. *Thorybes mexicana mexicana* (Herrich-Schäffer, 1869)
57. *Cabares potrillo* (Lucas, 1857)
58. *Ocyba calathana calanus* (Godman & Salvin, [1894])
59. *Celaenorrhinus stola* Evans, 1952
60. *Celaenorrhinus fritzgaertneri* (Bailey, 1880)
61. *Spathilepia clonius* (Cramer, [1775])
62. *Cogia hippalus hippalus* (Edwards, 1882)
63. *Cogia calchas* (Herrich-Schäffer, 1869)
64. *Cogia eluina* Godman & Salvin, [1894]
65. *Cogia aventius* (Godman & Salvin, [1894])
66. *Polyctor cleta* Evans, 1953
67. *Nisoniades rubescens* (Möschler, 1876)
68. *Nisoniades ephora* Herrich-Schäffer, 1870
69. *Pellicia arina* Evans, 1953
70. *Pellicia dimidiata dimidiata* Herrich-Schäffer, 1870
71. *Wandia windi* Freeman, 1969
72. *Bolla subapicatus* (Schaus, 1902)
73. *Bolla orsines* (Godman & Salvin, [1896])
74. *Bolla guerra* Evans, 1953
75. *Bolla eusebius* (Plötz, 1884)
76. *Bolla evippe* (Godman & Salvin, [1896])
77. *Bolla litus* (Dyar, 1912)
78. *Staphylus tierra* Evans, 1953
79. *Staphylus azteca* (Scudder, 1872)

MARIPOSAS DIURNAS DE COLIMA

80. *Staphylus iguala* (Williams & Bell, 1940)
81. *Staphylus vulgata* (Möschler, 1878)
82. *Staphylus tepeca* (Bell, 1942)
83. *Gorgythion begga pyralina* (Möschler, 1876)
84. *Zera hyacinthinus* (Mabille, 1877)
85. *Quadrus cerialis* (Stoll, [1782])
86. *Quadrus lugubris* (R. Felder, [1869])
87. *Sostrata bifasciata nordica* Evans, 1953
88. *Paches polla* (Mabille, 1888)
89. *Atarnes sallei* (C. Felder & R. Felder [1867])
90. *Carrhenes canescens canescens* (R. Felder, 1869)
91. *Carrhenes fuscescens* (Mabille, 1891)
92. *Zobera albopunctata* Freeman, 1970
93. *Mylon lassia* (Hewitson, [1868])
94. *Mylon pelopidas* (Fabricius, 1793)
95. *Xenophanes tryxus* (Stoll, [1780])
96. *Antigonus nearchus* (Latreille, [1813])
97. *Antigonus erosus* (Hübner, [1812])
98. *Antigonus emorsa* (R. Felder, 1869)
99. *Antigonus funebris* (R. Felder, 1869)
100. *Systasea pulverulenta* (R. Felder, 1869)
101. *Zopyrion sandace* Godman & Salvin, [1896]
102. *Aethilla lavochrea* Butler, [1872]
103. *Achlyodes busirus heros* Ehrmann, 1909
104. *Achlyodes selva* Evans, 1953
105. *Eantis tamenund* (Edwards, [1871])
106. *Grais stigmaticus stigmaticus* (Mabille, 1883)
107. *Timochares trifasciata trifasciata* (Hewitson, 1868)
108. *Timochares ruptifasciata ruptifasciata* (Plötz, 1884)
109. *Anastrus sempiternus sempiternus* (Butler & Druce, 1872)
110. *Anastrus robigus* (Plötz, 1884)
111. *Cycloglypha thrasibulus thrasibulus* (Fabricius, 1793)
112. *Ebrietas anacreon anacreon* (Staudinger, 1876)
113. *Chiomara mithrax* (Möschler, 1878)
114. *Chiomara asychis georgina* (Reakirt, 1868)
115. *Gesta gesta invisus* (Butler & Druce, 1872)
116. *Erynnis funeralis* (Scudder & Burgess, 1870)
117. *Erynnis scudderi* (Skinner, 1914)
118. *Erynnis juvenalis clitus* (Edwards, 1883)
119. *Erynnis tristis tatius* (Edwards, 1883)
120. *Pyrgus albescens* Plötz, 1884
121. *Pyrgus adepta* Plötz, 1884
122. *Pyrgus oileus oileus* (Linnaeus, 1767)

123. *Pyrgus philetas* Edwards, 1881
124. *Heliopetes domicella domicella* (Erichson, 1848)
125. *Heliopetes macaira macaira* (Reakirt, [1867])
126. *Heliopetes laviana laviana* (Hewitson, [1868])
127. *Heliopetes arsalte arsalte* (Linnaeus, 1758)
128. *Heliopetes alana* (Reakirt, 1868)

Heteropterinae

129. *Piruna penaea* (Dyar, 1918)
130. *Piruna aea aea* (Dyar, 1912)
131. *Piruna* sp nov
132. *Dardarina dardaris* (Hewitson, 1877)
133. *Dalla faula* (Godman, [1900])
134. *Dalla dividuum* (Dyar, 1913)

Hesperiinae

135. *Synapte syraces* (Godman, [1901])
136. *Synapte shiva* Evans, 1955
137. *Synapte pecta* Evans, 1955
138. *Zariaspes mytheucus* (Godman, [1900])
139. *Anthoptus insignis* (Plötz, 1882)
140. *Corticea corticea* (Plötz, 1883)
141. *Callimormus saturnus* (Herrich-Schäffer, 1869)
142. *Eprius veleda* (Godman, [1901])
143. *Methionopsis ina* (Plötz, 1882)
144. *Phanes aletes* (Geyer, [1832])
145. *Vidius perigenes* (Godman, [1900])
146. *Monca tyrtaeus* (Plötz, 1883)
147. *Nastra hoffmanni* (Bell, 1947)
148. *Cymaenes odilia trebius* (Mabille, 1891)
149. *Vehilius inca* (Scudder, 1872)
150. *Vehilius illudens* (Mabille, 1891)
151. *Mnasilus allubitus* (Butler, 1877)
152. *Remella remus* (Fabricius, 1798)
153. *Remella rita* (Evans, 1955)
154. *Remella duena* Evans, 1955
155. *Moeris stroma* Evans, 1955
156. *Lerema accius accius* (Smith, 1797)
157. *Lerema liris* Evans, 1955
158. *Morys valda* Evans, 1955
159. *Morys micythus* (Godman, [1900])

MARIPOSAS DIURNAS DE COLIMA

160. *Vettius fantasos* (Stoll, [1780])
161. *Tromba xanthura* (Godman, [1901])
162. *Carystoides abrahami* Freeman, 1969
163. *Perichares philetes adela* (Hewitson, [1867])
164. *Lycas argentea* (Hewitson, [1866])
165. *Quinta cannae* (Herrich-Schäffer, 1869)
166. *Rhinthon osca* (Plötz, 1883)
167. *Conga chydaea* (Butler, 1877)
168. *Decinea mustea* Freeman, 1979
169. *Ancyloxypha arene* (Edwards, [1871])
170. *Copaeodes minima* (Edwards, 1870)
171. *Hylephila phyleus phyleus* (Drury, [1773])
172. *Polites vibex praeceps* (Scudder, 1872)
173. *Polites pupillus* (Plötz, 1883)
174. *Polites subreticulata* (Plötz, 1883)
175. *Pseudocopaeodes eunus chromis* (Skinner, 1919)
176. *Wallengrenia otho otho* (Smith, 1797)
177. *Pompeius pompeius* (Latreille, [1824])
178. *Anatrytone mazai* (Freeman, 1969)
179. *Ochlodes samenta* Dyar, 1914
180. *Poanes zabulon* (Boisduval & LeConte, [1837])
181. *Poanes inimica* (Butler & Druce, 1872)
182. "*Poanes*" *benito* Freeman, 1979
183. *Quasimellana aurora* (Bell, 1942)
184. *Quasimellana balsa* (Bell, 1942)
185. *Quasimellana eulogius eulogius* (Plötz, 1883)
186. *Quasimellana agnesae* (Bell, 1959)
187. *Quasimellana mulleri* (Bell, 1942)
188. *Halotus jonaveriorum* Burns, 1992
189. *Amblyscirtes folia* Godman, [1900]
190. *Amblyscirtes patriciae* (Bell, 1959)
191. *Amblyscirtes raphaeli* Freeman, 1973
192. *Amblyscirtes fluonia* Godman, [1900]
193. *Amblyscirtes tolteca tolteca* Scudder, 1872
194. *Amblyscirtes fimbriata pallida* Freeman, 1993
195. "*Amblyscirtes*" *florus* (Godman, [1900]) = *Repens reptans* Evans, 955
196. *Lerodea dysaulus* Godman, [1900]
197. *Calpodes ethlius* (Stoll, [1782])
198. *Panoquina errans* (Skinner, 1892)
199. *Panoquina ocola* (Edwards, 1863)
200. *Panoquina sylvicola* (Herrich-Schäffer, 1865)
201. *Panoquina evansi* (Freeman, 1946)
202. *Thespieus dalman guerreronis* Dyar, 1913

- 203. *Vacerra gayra* (Dyar, 1918)
- 204. *Niconiades xanthaphes* Hübner, [1821]
- 205. *Aides dysoni* Godman, [1900]
- 206. *Saliana esperi* Evans, 1955
- 207. *Saliana longirostris* (Sepp, 1848)
- 208. *Thracides phidon* (Cramer, [1779])

Megathyminae

- 209. *Agathymus rethon* (Dyar, 1913)

PAPILIONIDAE

Baroniinae

- 210. *Baronia brevicornis brevicornis* Salvin, 1893

Troidininae

- 211. *Battus philenor philenor* (Linnaeus, 1771)
Battus philenor orsua (Godman & Salvin, 1889)
- 212. *Battus polydamas polydamas* (Linnaeus, 1758)
- 213. *Battus laodamas iopas* (Godman & Salvin, 1897)
- 214. *Battus eracon* (Godman & Salvin, 1897)
- 215. *Parides photinus photinus* (Doubleday, 1844)
- 216. *Parides montezuma montezuma* (Westwood, 1842)
- 217. {*Parides eurimedes mylotes* (Bates, 1861)}
- 218. *Parides erithalion trichopus* (Rothschild & Jordan, 1906)

Papilioninae

- 219. *Protographium epidaus tepicus* (Rothschild & Jordan, 1906)
- 220. *Protographium philolaus philolaus* (Boisduval, 1836)
- 221. *Protographium agesilaus fortis* (Rothschild & Jordan, 1906)
- 222. {*Protesilaus macrosilaus penthesilaus* (C. Felder & R. Felder, 1865)}
- 223. *Mimoides thymbraeus aconophos* (Gray, [1853])
- 224. *Mimoides ilus occiduus* (Vázquez, 1957)
- 225. *Priamides pharnaces* (Doubleday, 1846)
- 226. *Priamides erostratus vazquezae* (Beutelspacher, 1986)
- 227. *Priamides anchisiades idaesus* (Fabricius, 1793)
- 228. *Troilides torquatus mazai* (Beutelspacher, 1974)
- 229. *Calaides ornithion* ssp
- 230. *Calaides astyalus bajaensis* (Brown & Faulkner, 1992)

231. *Calaides androgeus* ssp
 232. *Heraclides thoas autoctes* (Rothschild & Jordan, 1906)
 233. *Heraclides cresphontes* (Cramer, 1777)
 234. *Papilio polyxenes asterius* Stoll, 1782
 235. *Pterourus pilumnus* (Boisduval, 1836)
 236. *Pterourus multicaudatus* (Kirby, 1884)
 237. *Pyrrhosticta garamas garamas* (Geyer, [1829])
 238. *Pyrrhosticta victorinus morelius* (Rothschild & Jordan, 1906)

PIERIDAE

Dismorphiinae

239. *Enantia mazai diazi* Llorente, 1984
 240. *Dismorphia amphiona lupita* Lamas, 1979

liadinae

241. *Zerene cesonia cesonia* (Stoll, 1791)
 242. *Anteos clorinde nivifera* (Frühstorfer, 1907)
 243. *Anteos maerula lacordairei* (Boisduval, 1836)
 244. *Phoebis agarithe agarithe* (Boisduval, 1836)
 245. *Phoebis argante argante* (Fabricius, 1775)
 246. *Phoebis neocypris virgo* (Butler, 1870)
 247. *Phoebis philea philea* (Linnaeus, 1763)
 248. *Phoebis sennae marcellina* (Cramer, 1777)
 249. *Rhabdodryas trite trite* (Linnaeus, 1758)
 250. *Aphrissa statira jada* (Butler, 1870)
 251. *Abaeis nicippe* (Cramer, 1780)
 252. *Pyrisitia dina westwoodi* (Boisduval, 1836)
 253. *Pyrisitia lisa centralis* (Herrich-Schäffer, 1864)
 254. *Pyrisitia nise nelphe* (R. Felder, 1869)
 255. *Pyrisitia proterpia proterpia* (Fabricius, 1775)
 256. *Eurema albula celata* (R. Felder, 1869)
 257. *Eurema boisduvaliana* (C. Felder & R. Felder, 1865)
 258. *Eurema daíra* (Godart, 1819)
 259. *Eurema mexicana mexicana* (Boisduval, 1836)
 260. *Eurema salome jamapa* (Reakirt, 1866)
 261. *Nathalis iole iole* Boisduval, 1836
 262. *Kricogonia lyside* (Godart, 1869)

Pierinae

263. *Hesperocharis costaricensis pasion* (Reakirt, [1867])
 264. *Catasticta flisa flisa* (Herrich-Schäffer, [1853])
 265. *Pereute charops leonilae* Llorente, 1986
 266. *Melete lycimnia isandra* (Boisduval, 1836)
 267. *Glutophrissa drusilla tenuis* Lamas, 1981
 268. *Pontia protodice* (Boisduval & LeConte, 1829)
 269. *Leptophobia aripa elodia* (Boisduval, 1836)
 270. *Pieriballia viardi laogore* (Godman & Salvin, 1889)
 271. *Ascia monuste monuste* (Linnaeus, 1764)
 272. *Ganyra josephina josepha* (Salvin & Godman, 1868)

NYMPHALIDAE

Heliconiinae

273. *Dione juno huascuma* (Reakirt, 1866)
 274. *Dione moneta poeyii* Butler, 1873
 275. *Agraulis vanillae incarnata* (Riley, 1926)
 276. *Dryas iulia moderata* (Riley, 1926)
 277. *Heliconius charithonia vazquezae* Comstock & Brown, 1950
 278. *Heliconius erato punctata* Beutelspacher, 1992
 279. *Heliconius hortense* Guérin, [1844]
 280. *Euptoieta hegesia hoffmanni* Comstock, 1944

Nymphalinae

281. *Cynthia virginiensis* (Drury, 1773)
 282. *Nymphalis antiopa antiopa* (Linnaeus, 1758)
 283. *Hypanartia godmani* (Bates, 1864)
 284. *Anartia amathea colima* Lamas, 1995
 285. *Anartia jatrophae luteipicta* Frühstorfer, 1907
 286. *Siproeta epaphus epaphus* (Latreille, [1813])
 287. *Siproeta stelenes biplagiata* (Frühstorfer, 1907)
 288. *Junonia coenia* Hübner, [1822]
 289. *Junonia genoveva nigrosuffusa* Barnes & McDunnough, 1916
 290. *Chlosyne gloriosa* Bauer, 1960
 291. *Chlosyne hippodrome hippodrome* (Geyer, 1837)
 292. *Chlosyne janais* (Drury, 1782)
 293. *Chlosyne lacinia crocale* (Edwards, 1874)
 294. *Chlosyne marianna* Rober, [1914]
 295. *Chlosyne marina dryope* (Godman & Salvin, 1894)
 296. *Chlosyne riobalsensis* Bauer, 1961

297. *Anemeca ehrenbergii* (Geyer, [1833])
298. *Thessalia theona* ssp
299. *Texola anomalus anomalus* (Godman & Salvin, 1897)
300. *Texola elada eiada* (Hewitson, 1868)
301. *Microtia elva elva* Bates, 1864
302. *Phyciodes phaon* (Edwards, 1864)
303. *Phyciodes pallescens* (R. Felder, 1869)
304. *Phyciodes vesta vesta* (Edwards, 1869)
305. *Anthanassa alexon alexon* (Godman & Salvin, 1889)
306. *Anthanassa ardys ardys* (Hewitson, 1864)
307. *Anthanassa drusilla lelex* (Bates, 1864)
308. *Anthanassa frisia tulcis* (Bates, 1864)
309. *Anthanassa ptolyca amator* (Hall, 1929)
310. *Anthanassa sitalces cortes* (Hall, 1917)
311. *Anthanassa texana texana* (Edwards, 1863)
312. *Tegosa guatemalena* (Bates, 1864)

Limenitidinae

313. *Historis odius dious* Lamas, 1995
314. *Smyrna blomfieldia datis* Frühstorfer, 1908
315. *Smyrna karwinskii* Geyer, [1833]
316. *Colobura dirce dirce* (Linnaeus, 1758)
317. *Biblis hyperia aganisa* Boisduval, 1836
318. *Mestra dorcas amymone* (Ménétrières, 1857)
319. *Myscelia cyananthe cyananthe* C. Felder & R. Felder, 1867
320. *Myscelia cyaniris alvaradia* R. G. Maza & Díaz, 1982
321. *Myscelia ethusa ethusa* (Doyère, [1840])
322. *Catonephele cortesi* R. G. Maza, 1982
323. *Eunica alcmena alcmena* (Doubleday, [1847])
324. *Eunica monima monima* (Cramer, 1782)
325. *Eunica tatila tatila* (Herrich-Schäffer, [1855])
326. *Hamadryas amphinome mazai* Jenkins, 1983
327. *Hamadryas atlantis lelaps* Godman & Salvin, 1883
328. *Hamadryas februa ferentina* (Godart, [1824])
329. *Hamadryas feronia farinulenta* (Frühstorfer, 1916)
330. *Hamadryas glauconome grisea* Jenkins, 1983
331. *Hamadryas guatemalena marmarice* (Frühstorfer, 1916)
332. *Pyrrhogyra neaerea hypsenor* Godman & Salvin, 1884
333. *Temenis laothoe quilapayunia* R. G. Maza & Turrent, 1985
334. *Epiphile adrasta escalantei* Descimon & Mast, 1979
335. *Dynamine dyonis* Geyer, 1837
336. *Dynamine postverta mexicana* D'Almeida, 1952

DUGESIANA

337. *Diaethria asteria* (Godman & Salvin, 1894)
338. *Cyclogramma bacchis* (Doubleday, [1849])
339. *Cyclogramma pandama* (Doubleday, [1849])
340. *Adelpha basiloides basiloides* (Bates, 1865)
341. *Adelpha celerio diademata* Frühstorfer, [1913]
342. *Adelpha fessonia fessonia* (Hewitson, 1847)
343. *Adelpha iphiclus massilides* Frühstorfer, [1916]
344. *Adelpha ixia leucas* Frühstorfer, [1916]
345. *Adelpha leuceria leuceria* (Druce, 1874)
346. *Adelpha naxia epiphicla* Godman & Salvin, 1884
347. *Adelpha phylaca phylaca* (Bates 1866)
348. *Adelpha serpa massilia* (C. Felder & R. Felder, 1867)
349. *Marpesia chiron marius* (Cramer, 1780)
350. *Marpesia petreus tethys* (Fabricius, [1777])

Charaxinae

351. *Archaeoprepona demophon occidentalis* Stoffel & Descimon, 1974
352. *Archaeoprepona demophoon mexicana* Llorente, Descimon & Johnson, 1993
353. *Prepona laertes octavia* Frühstorfer, 1905
354. *Zaretis callidryas* (R. Felder, 1869)
355. *Zaretis itus anzuletta* Frühstorfer, 1909
356. *Siderone syntiche syntiche* Hewitson, [1854]
357. *Hypna clytemnestra mexicana* Hall, 1917
358. *Anaea troglodyta aidea* (Guérin, [1844])
359. *Consul fabius cecrops* (Doubleday, [1849])
360. *Fountainea euryppyle glanzi* (Rotger, Escalante & Coronado, 1965)
361. *Fountaineo glycerium glycerium* (Doubleday, [1849])
362. *Fountainea tehuana* (Hall, 1917)
363. *Memphis forreri* (Godman & Salvin, 1884)
364. *Memphis pithyusa* (R. Felder, 1869)
365. *{Memphis xenocles carolina* W.P. Comstock, 1961}

Apaturina

366. *Doxocopa laure acca* (C. Felder & R. Felder, 1867)
367. *Doxocopa pavon theodora* (Lucas, 1857)

Morphinae

368. *Pessonnia polyphemus polyphemus* Westwood, 1851

Brassolinae

369. *Opsiphanes boisduvalii* Doubleday, [1849]
 370. *Opsiphanes invirae fabricii* (Boisduval, 1870)
 371. *Opsiphanes tamarindi* C. Felder & R. Felder, 1861
 Danainae

372. *Danaus eresimus montezuma* Talbot, 1943
 373. *Danaus gilippus thersippus* (Bates, 1863)
 374. *Danaus plexippus plexippus* (Linnaeus, 1758)
 375. *Lycorea halia atergatis* Doubleday, [1847]

Ithomiinae

376. *Melinaea ethra flavicans* C.C. Hoffmann, 1924
 377. {*Mechanitis polymnia lycidice* Bates, 1864}
 378. *Dircenna klugii klugii* (Geyer, 1837)
 379. *Pteronymia cotytto* (Guérin, [1844])
 380. *Pteronymia rufocincta* (Salvin, 1869)
 381. *Greta morgane morgane* (Geyer, 1837)
 382. *Greta annette moschion* (Godman, 1901)

Libytheinae

383. *Libytheana carinenta mexicana* Michener, 1943

Satyrinae

384. *Manataria maculata* (Hopffer, 1874)
 385. *Cyllopsis caballeroi* Beutelspacher, 1982
 386. *Cyllopsis diazi* Miller, 1974
 387. *Cyllopsis hedemanni hedemanni* R. Felder, 1869
 388. *Cyllopsis windi* Miller, 1974
 389. *Dioriste tauropolis* (Westwood, [1850])
 390. *Euptychia fetna* Butler, 1870
 391. *Hermeuptychia hermes* (Fabricius, 1775)
 392. *Megisto rubricata pseudocleophes* Miller, 1976
 393. *Paramacera xicaque xicaque* (Reakirt, [1867])
 394. *Pindis squamistriga* R. Felder, 1869
 395. *Taygetis mermeria griseomarginata* Miller, 1978
 396. *Taygetis uncinata* Weymer, 1907
 397. *Taygetis virgilia* (Cramer, 1776)
 398. *Taygetis weymeri* Draudt, 1912

399. *Vareuptrychia similis* (Butler, 1867)
 400. *Vareuptrychia themis* (Butler, 1867)
 401. *Vareuptrychia undina* (Butler, 1870)

LYCAENIDAE

Riodininae

402. *Euselasia eubule* (R. Felder, 1869)
 403. *Mesosemia lamachus* (Hewitson, 1857)
 404. *Napaea umbra umbra* (Boisduval, 1870)
 405. *Rhetus arcus beutelspacheri* Llorente, 1988
 406. *Calephelis argyrodines* (Bates, 1866)
 407. *Calephelis fulmen* Stichel, 1910
 408. *Calephelis laverna laverna* (Godman & Salvin, 1886)
 409. *Calephelis mexicana* McAlpine, 1971
 410. *Calephelis montezuma* McAlpine, 1971
 411. *Calephelis nemesis nemesis* (Edwards, 1871)
 412. *Calephelis perditalis perditalis* Barnes & McDunnough, 1918
 413. *Caria ino ino* Godman & Salvin, 1866
 414. *Caria stillaticia* Dyar, 1912
 415. *Baeotis zonata simbla* (Boisduval, 1870)
 416. *Lasaia sula sula* Staudinger, 1888
 417. *Lasaia agesilas callaina* Clench, 1972
 418. *Lasaia sessilis* Schaus, 1890
 419. *Lasaia maria maria* Clench, 1972
 420. *Exoplisia* aff. *cadmeis* (Hewitson, [1866])
 421. *Melanis cephise cephise* (Ménétrières, 1855)
 422. *Melanis pixe sexpunctata* (Seitz, 1917)
 423. *Anteros carausius carausius* Westwood, [1851]
 424. *Emesis mandana furor* Butler & Druce, 1872
 425. *Emesis vulpina* Godman & Salvin, 1886
 426. *Emesis poeas* Godman & Salvin, 1901
 427. *Emesis tenedia tenedia* C. Felder & R. Felder, 1861
 428. *Emesis emesia emesia* (Hewitson, 1867)
 429. *Emesis tegula* Godman & Salvin, 1886
 430. *Pseudonymphidia clearista* (Butler, 1871)
 431. *Apodemia hypoglauca hypoglauca* (Godman & Salvin, 1878)
 432. *Apodemia multiplaga* Schaus, 1902
 433. *Apodemia walkeri* Godman & Salvin, 1886
 434. *Thisbe lycorias lycorias* (Hewitson, [1853])
 435. *Lemonias agave* Godman & Salvin 1886
 436. *Synargis mycone* (Hewitson, 1865)

437. *Calospila zeurippa* Boisduval, 1836
 438. *Pandemos godmanii* Dewitz, 1877
 439. *Adelotypa eudocia* (Godman & Salvin, 1897)
 440. *Theope virgilius virgilius* (Fabricius, 1793)
 441. *Theope eupolis* Schaus, 1890
 442. *Theope diores* Godman & Salvin, 1897
 443. *Theope publius* C. Felder & R. Felder, 1861
 444. *Theope mania* Godman & Salvin, 1897
 445. {*Theope hypoxanthe* Bates, [1868]}
 446. *Theope pedias isia* Godman & Salvin, 1878
 447. *Calociasma lilina* (Butler, 1870)

Theclinae

448. *Eumaeus toxea* (Godart, 1824)
 449. *Evenus regalis* (Cramer, 1776)
 450. *Pseudolycaena damo* (Druce, 1875)
 451. *Arcas cypria* (Geyer, 1837)
 452. *Atlides gaumeri* (Godman, 1901)
 453. *Atlides carpasia* (Hewitson, 1868)
 454. "*Thecla*" (grupo *umbratus*) *umbratus* (Geyer, 1837)
 455. *Thereus cithonius* (Godart, 1824)
 456. *Thereus oppia* (Godman & Salvin, 1887)
 457. *Arawacus sito* (Boisduval, 1836)
 458. *Arawacus jada* (Hewitson, 1867)
 459. *Rekoa meton* (Cramer, 1780)
 460. *Rekoa palegon* (Cramer, 1780)
 461. *Rekoa zebina* (Hewitson, 1869)
 462. *Rekoa marius* (Lucas, 1857)
 463. *Rekoa stagira* (Hewitson, 1867)
 464. *Ocaria ocrisia* (Hewitson, 1868)
 465. *Chlorostrymon simaethis* (Drury, 1773)
 466. *Chlorostrymon telea* (Hewitson, 1868)
 467. *Cyanophrys herodotus* (Fabricius, 1793)
 468. *Cyanophrys miserabilis* (Clench, 1946)
 469. *Cyanophrys longula* (Hewitson, 1868)
 470. *Panthiades bitias* (Cramer, 1777)
 471. *Panthiades ochus* (Godman & Salvin, 1887)
 472. *Panthiades bathildis* (C. Felder & R. Felder, 1865)
 473. *Oenomaus ortygnus* (Cramer, 1780)
 474. *Parrhasius polibetes* (Cramer, 1782)
 475. *Parrhasius moctezuma* Clench, 1971
 476. *Michaelus jebus* (Godart, 1824)

DUGESIANA

477. *Michaelus hecate* (Godman & Salvin, 1887)
478. *Michaelus vibidia* (Hewitson, 1869)
479. *Strymon melinus* (Hübner, 1813)
480. *Strymon albata* (C. Felder & R. Felder 1865)
481. *Strymon rufofusca* (Hewitson, 1877)
482. *Strymon bebrycia* (Hewitson, 1868)
483. *Strymon yojoa* (Reakirt, 1867)
484. *Strymon cestri* (Reakirt, 1867)
485. *Strymon istapa* (Reakirt, 1867)
486. *Strymon ziba* (Hewitson, 1868)
487. *Strymon serapio* (Godman & Salvin, 1887)
488. "*Thecla*" (grupo *arza*) *tarpa* (Godman & Salvin, 1887)
489. "*Thecla*" (grupo *hesperitis*) *ceromia* (Hewitson, 1877)
490. *Electrostrymon mathewi* (Hewitson, 1874)
491. *Electrostrymon sangala* (Hewitson, 1868)
492. *Electrostrymon canus* (Druce, 1907)
493. *Symbiopsis* aff. *tanais* (Godman & Salvin, 1887)
494. *Calycopsis demonassa* (Hewitson, 1868)
495. *Calycopsis clarina* (Hewitson, 1874)
496. *Calycopsis isobea* (Butler & Druce, 1872)
497. *Calycopsis susanna* Field, 1967
498. *Tmolus echion* (Linnaeus, 1767)
499. *Tmolus crolinus* (Butler & Druce, 1872)
500. "*Thecla*" (grupo *keila*) *keila* (Hewitson, 1869)
501. "*Thecla*" (grupo *mycon*) *mycon* (Godman & Salvin, 1887)
502. "*Thecla*" (grupo *tephraeus*) *tephraeus* (Geyer, 1837)
503. *Ministrymon clytie* (Edwards, 1877)
504. *Ministrymon phrutus* (Geyer, 1832)
505. *Ministrymon azia* (Hewitson, 1873)
506. *Ipidecla miadora* Dyar, 1916
507. *Brangas neora* (Hewitson, 1867)
508. *Chalybs hassan* (Stoll, 1791)
509. *Hypostrymon critola* (Hewitson, 1874)
510. *Nesiostrymon celona* (Hewitson, 1874)
511. *Erora carla* (Schaus, 1902)
512. *Caerofethra carnica* (Hewitson, 1873)

Polyommatae

513. *Brephidium exilis exilis* (Boisduval, 1852)
514. *Leptotes cassius striata* (Edwards, 1877)
515. *Leptotes marina* (Reakirt, 1868)
516. *Zizula cyna cyna* (Edwards, 1881)

517. *Hemiargus ceraunus zachaeina* (Butler & Druce, 1872)
518. *Hemiargus isola isola* (Reakirt, [1867])
519. *Celastrina gozora* (Boisduval, 1870)
520. *Everes comyntas* (Godart, [1824])

DISCUSION

La lista obtenida posiblemente constituye el 85 o 90% de la riqueza real de las mariposas del estado de Colima, ya que está basada principalmente en datos provenientes de localidades por debajo de los 1000 metros de altitud, careciendo de inventarios lepidopterofaunísticos de localidades de bosques templados y fríos, que seguramente incrementarán el conocimiento de los ropalóceros colimenses.

Comparaciones precisas con los estados limítrofes (Michoacán y Jalisco) y datos de distribución de las especies en el estado de Colima, se ofrecen en el trabajo de Warren *et al.* (en prep.), tales datos muestran que Colima posee un 8% de especies exclusivas que no se comparten con los estados citados, esto sólo puede indicar la insuficiencia de recolección en Michoacán y Jalisco (Warren *et al.*, 1996), pues no advertimos factor ecogeográfico o histórico que explique tales distribuciones. Los ropalóceros del estado de Colima constituyen el 85% del total de los lepidópteros del estado de Jalisco, aun cuando el área y diversidad geográfica de Colima es muy inferior

Al igual que en el trabajo de Jalisco, hemos reconocido que fuera de las localidades estudiadas por nosotros, más

Manzanillo y la ciudad de Colima, el estado de Colima continúa pobremente inventariado en cuanto a ropalóceros se refiere. Lo anterior parece ser una constante para cualquier estado, pues hallazgos equivalentes fueron encontrados por Luis *et al.* (1991) para Oaxaca y Vargas *et al.* (1992) para Guerrero.

LITERATURA CITADA

- Domínguez, Y. y J. L. Carrillo. 1976. *Lista de insectos en la Colección Entomológica del Instituto Nacional de Investigaciones Agrícolas*, SAG. Foll. Misc. Secr. Agr. Ganad. (México). 29: 142-149.
- Jenkins, D. 1983. Neotropical Nymphalidae I. Revision of *Hamadryas*. *Bull. Allyn Mus.*, 81-1-146.
- Luis, A. M., I. F. Vargas y J. Llorente. 1991. Lepidopterofauna de Oaxaca I: Distribución y fenología de los Papilionoidea de la Sierra de Juárez. *Publ. esp. Mus. Zool. UNAM*, 3: 1-119.
- Vargas, I. F., J. Llorente y A. Luis. (1992). Listado lepidopterofaunístico de la Sierra de Atoyac de Álvarez en el

estado de Guerrero: notas acerca de su distribución local y estacional (Rhopalocera: Papilionoidea). *Folia Entomol. Mex.*, 86: 41-178.

Warren, A. D., I. F. Vargas, A. M. Luis y J. Llorente. (en prep.). Butterflies of the State of Colima, Mexico.

Warren, A. D., I. F. Vargas, A. M. Luis y J. Llorente. 1996. Mariposas diurnas de Jalisco. *Dugesiana*, 3 (1): 21-31.

recibido: 21 de octubre de 1996

aceptado: 4 de noviembre de 1996

FACTIBILIDAD DEL CULTIVO DE LA COCHINILLA DEL CARMIN EN ZAPOTLANEJO, JALISCO, MEXICO

Gabriel Álvarez C., Liberato Portillo M. y
Ana Lilia Viguera G.

Departamento de Botánica y Zoología-CUCBA
Universidad de Guadalajara
Apdo. Post. 139, Zapopan, Jalisco, 45101, México

RESUMEN

Con el fin de conocer la factibilidad del cultivo de cochinilla (*Dactylopius coccus* Costa) en Zapotlanejo, Jalisco, México, se evaluaron cuatro métodos de infestación: boliviano, oaxaqueño, peruano y Ricci, los tres primeros conformados por 20 hembras oviplenas (OV), y el último sólo con 6 OV de cochinilla. El experimento se realizó con cinco repeticiones para cada método (tratamiento) y fue analizado estadísticamente mediante un diseño completamente al azar y comparaciones múltiples de medias de Tukey. Se realizó bajo condiciones de cobertizo (nopaloteca) con cladodios separados del nopal *Opuntia ficus-indica* (L.) Mill.

Se encontró que los métodos de infestación boliviano, oaxaqueño y peruano pueden ser utilizados para el cultivo de cochinilla en la zona de estudio. La infestación con Ricci difirió significativamente del resto de los tratamientos, por lo que no se recomienda su uso en épocas frías. El ciclo biológico del insecto tuvo una duración de 122 días equivalente a 2,025.5 unidades calor. Se concluye que la coccidocultura o cultivo de la grana cochinilla es una actividad factible de realizarse en la zona de Zapotlanejo, Jalisco, México.

ABSTRACT

In order to know the possibility to cultivate the cochineal insect (*Dactylopius coccus* Costa) in Zapotlanejo, Jalisco in Mexico, four infestation methods were evaluated: Bolivian, Oaxacan, Peruvian and Ricci, first three having 20 mother females (OV) of the cochineal insect, and the last one just having 6 OV. The experiment was made with five repetitions for each method (treatment) and were analyzed by means of a Statistical Random Design and Tukey's Multiple Range Test. It was carried out under shed conditions (nopaloteca) with separated cladodes from the prickly pear cactus *Opuntia ficus-indica* (L.) Miller.

The Bolivian, Oaxacan and Ricci methods are feasible to use in order to cultivate the cochineal insect in the zone of study. The Ricci method was significantly different out of the rest of treatments, giving low cochineal production, therefore this infestation method is not recommended to use in cold seasons.

The life cycle of the insect was 122 days, it means 2,025.5 heat units (degree days). It is concluded that the cochineal culture is feasible to carry out in Zapotlanejo, Jalisco, México.

Algunas restricciones sobre aditivos alimentarios, farmacéuticos y cosmetológicos en instituciones sanitarias de países del primer mundo, han prohibido el uso de diversos colorantes sintéticos por ser nocivos a la salud del hombre (Piña, 1977). Esto ha originado que la demanda de los pigmentos naturales se incremente, específicamente aquellos aprobados por las normas de estos organismos reguladores.

Un caso representativo lo constituye la cochinilla del carmín (*Dactylopius coccus* Costa), insecto parásito del nopal y productor del ácido carmínico, colorante orgánico de alta calidad, que es aceptado por la Administración de Alimentos y Drogas (FDA por sus siglas en inglés) de los Estados Unidos (Piña, 1977) y por la Comunidad Económica Europea (EPTASA, 1983).

La situación anterior ofrece una excelente perspectiva para desarrollar de nuevo el cultivo de la cochinilla en México; ya que en el país ésta dejó de cultivarse casi por completo a mediados del siglo pasado (Brana, 1964), esto propició que algunas técnicas de manejo y aprovechamiento se perdieran. Es por ello, que para reactivar la coccidocultura, se ocupa de un soporte de conocimientos mínimos que permitan de nueva cuenta su implantación. Sobre este aspecto se tienen algunos avances, ya que la iniciativa privada, así como varias instituciones de investigación y organismos no gubernamentales, trabajan al respecto; pero hace falta mucho trabajo por realizar, lo que se logrará en gran parte, al encaminar esfuerzos a un punto común.

OBJETIVOS

- 1.- Determinar la factibilidad del cultivo de cochinilla bajo nopaloteca en Zapotlanejo, Jalisco, México.
- 2.- Evaluar el método de infestación más adecuado en penca separada (nopaloteca) para la zona mencionada.

MATERIALES Y METODOS

ZONA DE ESTUDIO

El municipio de Zapotlanejo se localiza en la zona centro del estado de Jalisco, entre las coordenadas 20° 32' 30" y 20° 45' 17" de latitud norte y los 102° 54' 19" y los 103° 14' 19" de longitud oeste. Tiene una superficie de 643.02 km², lo que representa el 0.8% del la superficie total del Estado. Su altitud promedio es de 1600 m con temperaturas media anual de 19.8°C,

máxima promedio de 28°C y mínima promedio de 12°C. La precipitación media anual es de 916.8 mm, el mes con más lluvia es julio y el menos lluvioso es febrero. El clima en su conjunto se considera semi-húmedo, semi-calido (S.P.P. 1981).

METODOLOGIA EXPERIMENTAL

Se evaluaron los siguientes cuatro métodos de infestación: boliviano, peruano, oaxaqueño conformados por 20 cochinillas oviplenas próximas a ovipositar (OV) y Ricci con 6 OV. Cada uno de los tratamientos contó con cinco repeticiones, lo que arrojó un total de 20 unidades experimentales, constituidas por una penca (cladodio) del nopal *Opuntia ficus-indica* (L.) Miller de aproximadamente un año de edad. Los cladodios utilizados se dejaron cicatrizar por 42 días luego de ser separados de la planta madre. La técnica de cultivo de cochinilla se desarrolló bajo la modalidad de nopaloteca dentro de un cobertizo con techo de lámina de asbesto de 2 x 2 m de lado por 1.8 a 2 m de altura, los costados al noroeste y sureste cubiertos en la parte superior con plástico para proteger parcialmente a las unidades experimentales de los vientos que soplan en esta dirección. La infestación para los métodos boliviano y peruano consistió en bolsas de tul de 4 x 8 y 5 x 5 cm respectivamente, el método oaxaqueño se efectuó con un cilindro de tejido de palma de aproximadamente 3 cm de diámetro y 10 cm de largo. Dentro de los contenedores de estos tres métodos de infestación se depositaron las OV. El método Ricci consistió en elaborar en el tercio medio del

cladodio, una herida triangular de 2 x 2 x 2 cm por lado y 0.5 cm de profundidad, en la cual luego de cicatrizada, se depositaron las OV. La infestación de los cuatro métodos se inició el 11 de septiembre de 1993 y concluyó después de transcurridos 27 días, fecha en que se recogieron las OV una vez que éstas ovipositaron. Inmediatamente de retirados los nidos se procedió a realizar un censo de las ninfas I (NI) presentes, el cual se tomó como base para registrar la población inicial. Un segundo censo se realizó cuando los machos (MA) emergieron como adultos, lo cual ocurrió 67 días después de la infestación, este conteo tuvo como objetivo conocer la cantidad de machos originada de la población inicial. Finalmente un tercer censo se realizó el 11 de enero de 1994 para contabilizar las hembras ovíparas producidas, mismas que se cosecharon para conocer su peso en fresco y peso en seco luego de deshidratarlas en estufa a 60°C durante 48 horas.

La determinación del contenido de ácido carmínico se realizó con las cochinillas obtenidas para cada método, misma que se efectuó con base en una técnica modificada utilizada en Perú (Vigueras, 1992), que consiste en lo siguiente:

- 1.- En un mortero se pulveriza la cochinilla limpia.
- 2.- Una vez obtenido este polvo se pesan 100 mg y se diluye en 30 ml de ácido clorhídrico al 2N aplicando calor.
- 3.- Se enfría a temperatura ambiente y se afora a un litro con agua destilada.
- 4.- La solución se tamiza en papel filtro de porosidad fina, y se eliminan los primeros 200 ml de solución, para tomarse

los siguientes 30 ml como muestra de lectura.

5.- La lectura se realiza en un espectrofotómetro de luz blanca con una absorvancia de 494 nm.

6.- Una vez obtenidas las lecturas de las muestras se procede a determinar el porcentaje de ácido carmínico mediante la siguiente fórmula:

$$\% \text{ ácido carmínico} = \frac{A \times 100}{1.39}$$

En donde : A = absorvancia de la muestra

1.39 = absorvancia del ácido carmínico a 100%.

Todos los datos obtenidos se evaluaron con base en el método estadístico diseño completamente al azar y comparación múltiple de medias de Tukey con apoyo en Statgraphics (Gutiérrez-Pulido, 1996). Los análisis de varianza fueron de doble interacción entre los factores tratamientos (métodos) y caras de infestación de los cladodios.

Se decidió realizar el estudio en la fecha ya señalada, porque es una época determinante para el desarrollo del insecto, pues se ha observado en la práctica que si la cochinilla sobrevive en una determinada región cuando las temperatura son bajas, el resto del año es más probable su sobrevivencia. Dado lo anterior se decidió registrar durante el estudio la humedad relativa así como las temperaturas máxima y mínima, estas últimas se utilizaron para calcular las unidades calor de acuerdo a Snyder (1985).

RESULTADOS

El análisis de varianza (ANVA) aplicado al número de ninfas I (NI) indicó alta significancia entre los cuatro métodos de infestación (cuadro 1). Al realizar la prueba de Tukey, los métodos boliviano, peruano y oaxaqueño se encontraron diferentes al tratamiento del método de infestación Ricci (fig. 1).

De la misma forma se encontró que el ANVA para el número de machos (MA) indicó alta significancia (cuadro 1) y de nuevo se reconoció en forma significativa que el tratamiento con método Ricci fue diferente (fig. 1).

El número de oviplenas (OV) colectadas presentó también alta significancia en el ANVA (cuadro 1) y con ayuda de la prueba de Tukey se determinó que el método Ricci se comportó al igual que en el número de NI y MA (fig. 1).

La sobrevivencia no indicó significancia entre los diferentes tratamientos evaluados (cuadro 1), por lo que no fue necesario aplicar prueba de Tukey.

En el ANVA para el peso fresco (cuadro 2) así como en la prueba de Tukey (fig. 2), se observó una conducta similar a la registrada por el número de OV.

Para el peso seco se encontraron diferencias estadísticas entre tratamientos así como para el factor "caras", cabe resaltar que es el único ANVA que resultó significativo para este último factor (cuadro 2). El resultado de la prueba de Tukey para el factor "tratamientos", fue bastante parecido al encontrado en peso fresco, en tanto que para el factor "caras", la cara opuesta produjo significativamente mayor

cantidad de cochinilla en peso seco que la cara de infestación. (fig. 2).

El peso seco promedio presentó diferencias significativas para el factor "métodos" (cuadro 2) y según la prueba de Tukey, los tratamientos con mayor peso seco promedio fueron los métodos Ricci y peruano (fig. 3).

El ANVA aplicado para el contenido de ácido carmínico indicó significancia al 5% (cuadro 2). De acuerdo con la prueba de Tukey se determinó que los métodos boliviano, peruano y oaxaqueño produjeron estadísticamente el mismo contenido de ácido carmínico. Nuevamente el método Ricci se comportó diferente al resto de los tratamientos, ya que produjo menos contenido del mencionado ácido (fig. 4).

DISCUSIONES

La población de ninfas I, machos y oviplenas mantuvo un comportamiento bastante similar, siendo el método Ricci el tratamiento que produjo estadísticamente la menor cantidad de insectos. Por otro lado, la oportunidad de sobrevivencia de las cochinillas en todos los métodos de infestación fue en condiciones iguales.

Lo antes expuesto demuestra que la limitada población de insectos generada con el método Ricci, se debió a causas ajenas a una marcada mortalidad de cochinillas ya establecidas en los cladodios de este tratamiento. Es muy posible que el origen de esta desventaja haya sido influenciado por las bajas temperaturas presentes durante la realización del estudio (fig. 5), pues con excepción del método Ricci, los demás métodos de infestación aquí evaluados

CULTIVO DE LA COCHINILLA

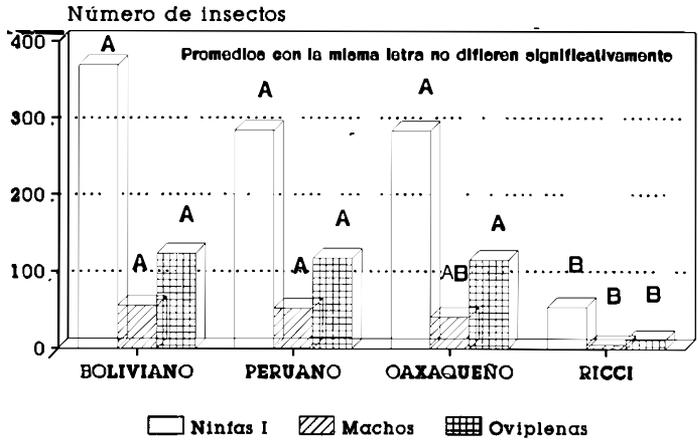


Figura 1. Prueba de Tukey para el número de ninfas machos y oviplenas

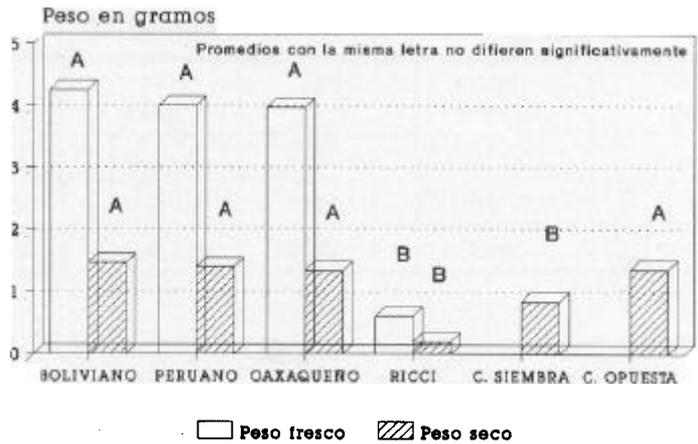


Fig. 2. Prueba de Tukey para el peso fresco, peso seco y diferencias entre las caras de los cladidos.

Cuadro 1. Análisis de Varianza aplicado al número de ninfas I (NI), machos (MA), oviplenas (OV) y a la sobrevivencia (SO).

Fuente de variación	NI Pr>F	MA Pr>F	OV Pr>F	SO Pr>F
Tratamientos	0.0025**	0.0044**	0.0066**	0.0739NS
Caras	0.8645NS	0.6236NS	0.1625NS	0.1121NS
Interacción	0.8784NS	0.1607NS	0.5252NS	0.6293NS

*= significancia al 0.01

NS= No significativo.

Cuadro 2. Análisis de Varianza aplicado al peso fresco (PF), peso seco (PS), peso seco promedio (PP) y contenido de ácido carmínico (AC).

Fuente de variación	PF Pr>F	PS Pr>F	PP Pr>F	AC Pr>F
Tratamientos	0.0019**	0.0018**	0.0211 *	0.0240 *
Caras	0.0770NS	0.0396 *	0.9856NS	0.5064NS
Interacción	0.7994NS	0.7638NS	0.3788NS	0.5588NS

**= significancia al 0.01

* = significancia al 0.05

NS= No significativo.

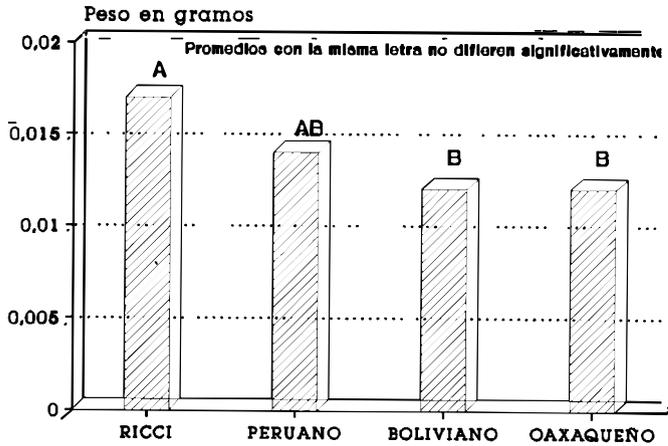


Fig. 3. Prueba de Tukey para el peso seco promedio (peso por cochinilla).

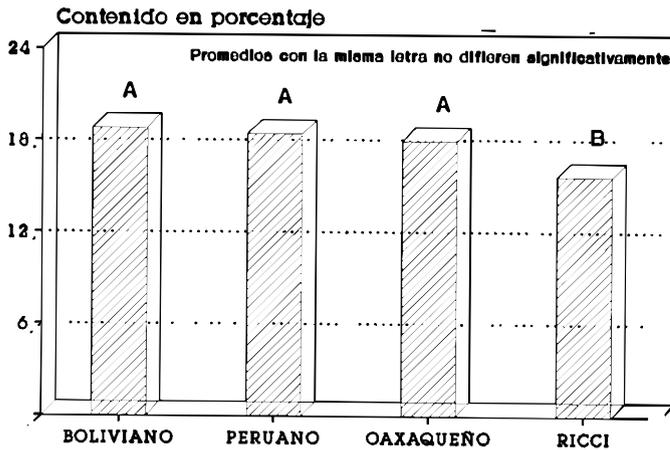


Fig. 4. Prueba de Tukey para el contenido de ácido carmínico en los diferentes tratamientos.

utilizan un contenedor o "nido", en el que se depositan las cochinillas oviplenas (OV) dentro del cual existe mejor protección contra el ambiente adverso durante la etapa de infestación. En cambio con el método Ricci las OV y sus oviposturas estuvieron más expuestas a la acción de las temperaturas bajas.

Otro factor que pudo interferir en la baja población de cochinillas obtenida del método, es la diferencia numérica de OV usada como fuente de inóculo, pues mientras que para este método fue de 6 OV, para los otros tres métodos se utilizaron 20 OV. Sin embargo, éste último no debe de contemplarse como un hecho, ya que en experiencias anteriores (Portillo, *et al.*, 1992; Portillo y Viguera, 1994), se ha observado que el método Ricci con menor número de OV demostró tener mayor ventaja contra el método Peruano aún cuando se compararon niveles de infestaciones de más del 50% a favor de este último. Al parecer, debió de estar otro factor involucrado en la baja población generada por el método Ricci, quizá pueda explicarse en parte por la esterilidad que ocurre en una de cada 10 cochinillas hembras (Flores, *et al.*, 1986), o más probablemente una interacción entre este factor y la condición de baja temperatura ya mencionada, que se remarcó por la diferencia de inóculo usada en el presente estudio.

Por lo anterior se sugiere utilizar el método de infestación Ricci en época más cálida del año, por lo que para época fría, de acuerdo a lo observado, se deberá de utilizar alguno de los métodos de infestación que utiliza soporte o "nido", mismos que propocionan mayor protección a las OV y a

sus crías.

Si bien el número de insectos producidos nos da una idea del comportamiento de los métodos de infestación, los valores en peso fresco y seco nos dan la verdadera pauta de la producción lograda; es decir, el peso (sobre todo el seco) es la unidad de venta de la cochinilla, por lo que su observación es de mayor importancia.

La cara de los cladodios que más peso seco generó, fue la opuesta a donde se colocaron las fuentes de inóculo. Esta conducta se debió sin duda, a que las cochinillas en estado migrante prefirieron en mayor proporción la cara opuesta para fijarse, ya que este lado ofreció mayor protección del viento proveniente del noroeste hacia las caras de infestación que estuvieron en tal posición.

Hasta este punto, los métodos peruano, boliviano y oaxaqueño se han destacado estadísticamente; sin embargo, falta aún discutir otros aspectos que están involucrados directamente con la calidad del producto, como es el peso seco promedio (peso seco por cochinilla), que proporciona información que se puede relacionar con el tamaño del insecto y su calidad mediante el sistema descrito por Palomino y Navarro (1988). Asimismo, otro factor involucrado en la calidad es su contenido de ácido carmínico, principio colorante que interesa conocer para la comercialización.

De acuerdo a lo anterior, se observó que el mejor peso seco promedio por cochinilla lo proporcionaron los métodos Ricci y peruano, pero dado que el primero no funcionó adecuadamente, en el presente trabajo se eliminó, por lo tanto, resta

solamente el método peruano como uno de los tratamientos que produjo el peso promedio más alto y por ende cochinilla de mayor tamaño, estadísticamente superior que los otros dos métodos (boliviano y oaxaqueño). Es conveniente resaltar que el método Ricci debe ser considerado para futuras infestaciones, ya que en otra temporada de cultivo más cálida, puede ser utilizado para producir cochinilla.

La causa de que el tratamiento boliviano haya generado cochinilla de calidad inferior al primer nivel de significancia que el peruano, se debió a que este método presentó un número superior de cochinillas posiblemente influenciado por la mayor área de contacto de la fuente de inóculo con el claudio hospedante. Este mayor número de cochinillas presentaron un peso seco promedio menor, que alcanzó a ser detectado diferente significativamente.

Por otra parte, el contenido de ácido carmínico fue mayor en los métodos boliviano, peruano y oaxaqueño, por lo que sin duda, el tratamiento con la técnica de infestación peruana, presumiblemente fue el único método que presentó calidad superior al mostrar promedios estadísticamente superiores en los dos factores de calidad.

De acuerdo a lo anterior, si fuera seleccionado el método peruano, como modelo de infestación para producir cochinilla bajo las condiciones y región en que se desarrolló el presente estudio, y contemplando la producción aquí obtenida, entonces tendríamos lo siguiente: cada penca de nopal produjo 1.463 g de cochinilla seca, lo que significa que en 1,025 pencas podría obtenerse 1.5 kg; ahora bien, si se considera un cobertizo de 3 x 3 m de lado por 2 m de

alto en el cual se alojara una nopaloteca de cuatro niveles con tres pasillos de 1 m de ancho cada uno, éste tendría una capacidad de 1,440 pencas por ciclo de cultivo. Las cuales generarían 2.107 kg de cochinilla seca, pero como en promedio al año se pueden obtener 3 cosechas, se habla entonces que por cada cobertizo tendremos 6.320 kg de cochinilla seca por año. Si suponemos un precio bastante conservador de \$50.00 dólares americanos por kilogramo (que puede ser mayor), se obtendría entonces aproximadamente \$2,496.40 pesos mexicanos (equivalencia de un dólar americano a \$7.90 pesos mexicanos), ingreso que sería paralelo a las actividades del campesino que realice la coccidocultura. Además hay que considerar que una hectárea plantada de nopal para cochinilla puede generar suficientes pencas (cladodios) para 10 cobertizos de este tipo, lo que representaría una generación potencial de \$24,964.00 pesos mexicanos al año. Sin embargo, la idea del presente trabajo no es tratar de cambiar los cultivos ya establecidos por la coccidocultura, lo que se pretende es dar a conocer una opción alterna que pueda ser realizada sin menoscabo de las actividades que realice el campesino interesado en probar el cultivo de grana cochinilla.

CONCLUSIONES

Con base en lo discutido se puntualiza lo siguiente:

- 1.- La coccidocultura es una actividad factible de realizarse en la zona de Zapatlanejo, Jalisco, México.

DUGESIANA

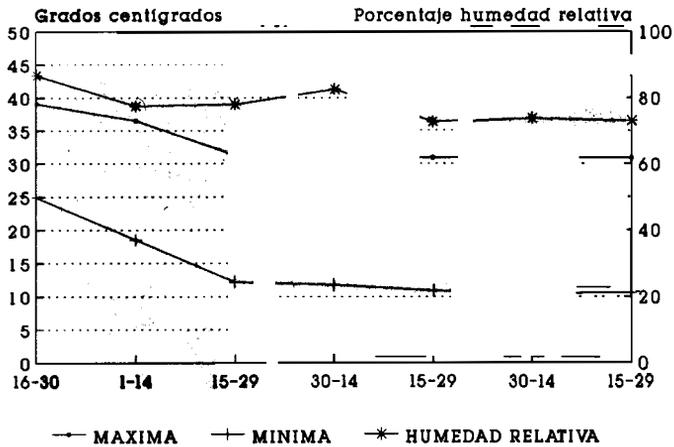


Figura 5. Temperatura máxima y mínima y humedad relativa registradas cada quince días de septiembre a diciembre.

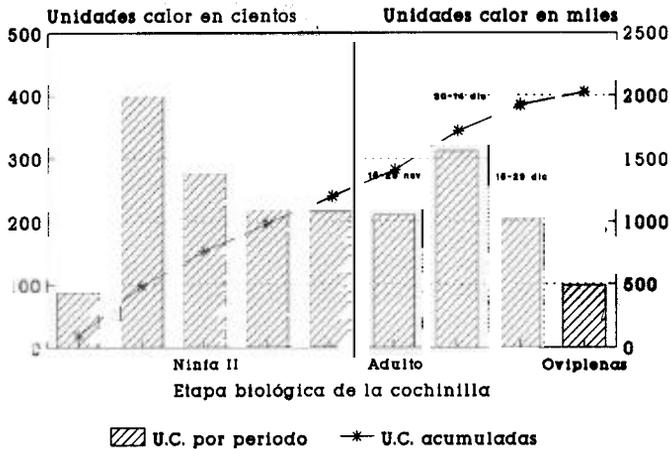


Figura 6. Acumulación de unidades calor (U.C.) durante el desarrollo del ciclo biológico de la cochinilla.

2.- Los métodos de infestación oaxaqueño, boliviano y peruano, ofrecen factibilidad de uso para el cultivo de la cochinilla en la zona de estudio.

3.- La técnica de infestación más recomendable para el cultivo de la cochinilla en el presente trabajo resultó ser el método peruano.

4.- El método Ricci, presenta desventajas frente a bajas temperaturas por no poseer éste un contenedor que proteja a las cochinillas oviplenas y sus oviposturas.

5.- El ciclo biológico tuvo una duración de 122 días (2,025.5 unidades calor) (fig. 6), por lo que se le considera más largo respecto de lo observado. En época cálida se acorta su ciclo ya que se acumulan más rápido las unidades calor que requiere el insecto.

El alargamiento en la duración del ciclo biológico se debió principalmente a las bajas temperaturas en que se desarrolló el presente estudio, pues en la práctica se ha observado que en épocas cálidas las etapas biológicas del insecto se acortan, incluso a menos de 90 días que es el promedio registrado por diversos autores en diferente tiempo y espacio (Piña, 1977; Quispe, 1983; Rodríguez y Portillo, 1989; Portillo y Zamarripa, 1990; Flores y Tekelenburg, 1995; Flores, 1995; Méndez y col., 1995; Tekelenburg, 1995).

LITERATURA CITADA

Brana, D. 1964. Cochineal: aboriginal dyestuff from Nueva España. En: Memorias del XXXVI Congreso Internacional de Americanistas. Department of Geography. The

University of Texas, Austin, Texas. p.77-91.

Estudios de Planificación y Técnica Aplicada, S.A. (EPTASA). 1983. Estudios sobre la producción y comercialización de cochinilla y carmín de cochinilla. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. España.

Flores, F. V. 1995. Crianza de la cochinilla en Sudamérica. En: Pimienta-Barrios, E. C. Neri-Luna, A. Muñoz-Urias y F. M. Huerta-Martínez (Comp.). Conocimiento y Aprovechamiento del Nopal. Memorias del 6to. Congreso Nacional y 4to. Congreso Internacional. Universidad de Guadalajara, Jalisco, México. p.35-41.

Flores, F. V., J. Vilca y F. Vargas G. 1986. Número de Cochinillas y días óptimos de permanencia del inóculo en cladodios para la infestación de tunales. En: Resúmenes del Primer Congreso Nacional de Tuna y Cochinilla. Ayacucho, Perú. p.40-41.

Flores, F. V. y A. Tekelenburg. 1995. Dacti (*Dactylopius coccus* Costa) dye production. En: Agroecology, cultivation and uses of cactus pear. Plant production and protection paper 132. International Technical Cooperation Network on Cactus Pear, Food and Agriculture

- Organization, Roma, Italia. p.167-185.
- Gutiérrez, P. H., P. Gutiérrez G. y O. Camacho C. 1996. Análisis estadístico por computadora, Statgraphics. Ediciones Aleph, Guadalajara.
- Méndez, G. S. J., J. Vera G., H. Bravo M. y J. López C. 1995. Efecto de la temperatura sobre algunos parámetros de crecimiento poblacional de hembras de *Dactylopius coccus* (Homoptera:Dactylopiidae). En: Pimienta-Barrios, E. C. Neri-Luna, A. Muñoz-Urias y F. M. Huerta-Martínez (Comp.). Conocimiento y Aprovechamiento del Nopal. Memorias del 6to. Congreso Nacional y 4to. Congreso Internacional. Universidad de Guadalajara, Guadalajara, p.42-47.
- Palomino, M.R. y A.W. Navarro. 1988. El cultivo de la tuna y la propagación de la cochinilla. Universidad Nacional de San Cristobal de Huamanaga. Ayacucho.
- Piña, . 1977. La Grana o Cochinilla del Nopal. Monografías LANFI No.1, México, 54 p.
- Portillo, M. L. y A. L. Viguera G. 1994. Propagación de cochinilla *Dactylopius coccus* Costa (Homoptera:Dactylopiidae) bajo cuatro tratamientos de infestación del método Ricci. En: Resúmenes del XXIX Congreso Nacional de Entomología y Asamblea Anual de la Soutwestern Branch-ESA. Monterrey.
- Portillo M. L, A. L. Viguera G. y A. Zamarripa F. 1992. El método Ricci: Una nueva técnica de infestación para la coccidocultura. Resúmenes del V congreso Nacional y III Internacional Sobre el Conocimiento y Aprovechamiento del Nopal, Universidad Autónoma de Chapingo, Edo. de México. p. 77-78.
- Portillo M. L. y A. Zamarripa F. 1990. Variaciones en la duración del ciclo biológico de la "grana o cochinilla" *Dactylopius coccus* Costa (Homoptera:Dactylopiidae) en Zapopan, Jalisco. En: Resúmenes del XXV Congreso Nacional de Entomología. Oaxaca. p. 80-81.
- Quespe, L. 1983. Ciclo biológico de la cochinilla del cactus *Dactylopius coccus* Costa, en diferentes épocas del año y en tres pisos altitudinales en Ayacucho. En: Memorias del I Seminario Departamental de Producción y Fomento de la Tuna y Cochinilla. Ayacucho, Perú. p. 44-55.
- Rodríguez, M.I. y L. Portillo M. 1989. Especies de *Opuntia* hospederas de *Dactylopius coccus* Costa. *Quepo, Soc. Per. Cact. Suc.* 3(2-3):49-53.

Secretaría de Programación y Presupuesto (S.P.P.). 1981. Síntesis Geográfica de Jalisco. México.

Snyder, R.L. 1985. *Hand calculating degree days. Short communication.* Agricultural and Forest Meteorology, 35:353-358. Elver Science Publishers.

Tekelenburg, A. 1995. La producción de cochinilla (*Dactylopius coccus* Costa) en ambientes semi-controlados. En: Pimienta-Barrios, E. C. Neri-Luna,

A. Muñoz-Urias y F. M. Huerta-Martínez (Comp.). Conocimiento y Aprovechamiento del Nopal. Memorias del 6to. Congreso Nacional y 4to. Congreso Internacional. Universidad de Guadalajara, Guadalajara. p.48-55.

Vigueras, G.A. 1992. Influencia de los macro y microelementos en el desarrollo, crecimiento y producción de la grana cochinilla del nopal. Tesis de Licenciatura en Biología, Universidad de Guadalajara, Guadalajara.

recibido: 21 de octubre de 1996

aceptado: 4 de noviembre de 1996

ENTOMOFAUNA DE JALISCO

Euoniticellus intermedius (Reiche)

COLEOPTERA: SCARABAEIDAE

Es una especie afro-asiática introducida a Texas en 1980 para el control del exceso de boñigas, y de manera indirecta para el control biológico de poblaciones de la mosca *Haematobia irritans* (L.). En México fue colectada por primera vez en la Reserva de la Biosfera La Michilía en junio de 1992.

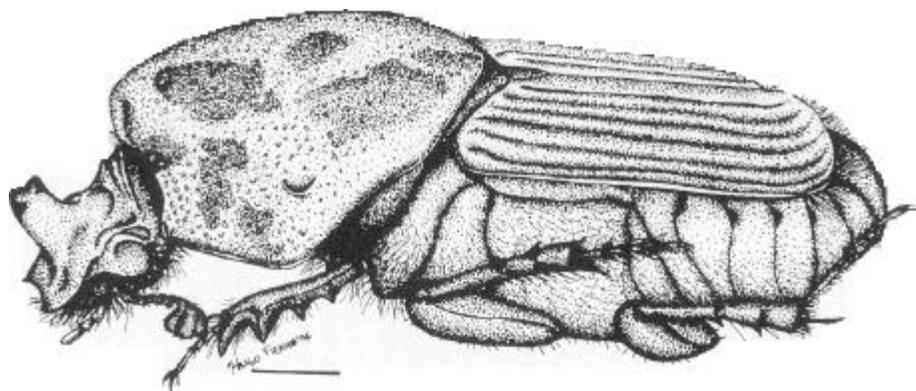
Euoniticellus intermedius presenta una plasticidad reproductiva lo que le ha permitido establecerse con cierta facilidad en diferentes partes del mundo. Rougon y Rougon (1982) comentan la variación en la arquitectura de los nidos respecto de la época del año: "al inicio de la estación lluviosa los nidos son similares a los de *Digitonthophagus gazella*: a partir de una madriguera se extienden varias galerías que contienen bolas nido ovoides (tipo onthophagiano). Durante la época de secas el nido se parece más al de *Onitis alexis*, la madriguera se ramifica en dos galerías paralelas de 3 cm. Las ramificaciones contienen seis masas cuboides de excremento cada una con cuatro a seis salchichas nido de 8mm de diámetro, el agrupamiento de estas estructuras conserva la humedad (tipo onitino)"

En México, además de Durango se le ha colectado en Hidalgo (A. Pérez, A. Soria y J. Blackaller, com. pers.) y Jalisco. Con base en ejemplares depositados en el CZUG, la distribución de esta especie en Jalisco incluye a los municipios de Autlán, Casimiro Castillo, Ciudad Guzmán, Ixtlahuacán del Río, La Huerta, Talpa y Zapopan, en localidades con bosque tropical caducifolio, bosque tropical subcaducifolio, bosque de galería, de encino y mesófilo de montaña, desde el nivel del mar hasta los 2,300 msnm.

JOSE LUIS NAVARRETE-HEREDIA, Entomología, Centro de Estudios en Zoología, Universidad de Guadalajara, Apdo. Postal 234, 45100 Zapopan, Jalisco, México.

LITERATURA CITADA

- Montes de Oca, E., S. Anduaga y E. Rivera. 1994. Presence of the exotic dung beetle *Euoniticellus intermedius* (Reiche) (Coleoptera: Scarabaeidae) in Northern Mexico. *The Coleopterists Bulletin*, 48(3): 244.
- Rougon, D. and C. Rougon. 1982. Appendix III: Nesting strategies of three species of coprophagous Scarabaeinae in the Sahel region of Niger. [pp. 147-150]. En: Halfiter, G. and W.D. Edmonds. *The nesting behavior of dung beetles (Scarabaeinae): An ecological and evolutive approach*. Publication 10, Instituto de Ecología, México.



Vista lateral de *Euoniticellus intermedius* (Reiche) ínea=1

Neivamyrmex melanocephalus (Emery, 1859)
Hormigas legionarias", "cazadoras" o "marabuntas"
HYMENOPTERA: FORMICIDAE

Las obreras de esta especie se caracterizan por la coloración café oscuro en la cabeza y gaster, el tórax es café rojizo, en los ojos se distingue una cornea convexa y el ápice del escapo antenal rebasa el nivel del ojo, el peciolo es elongado u ovalado y con un diente anteroventral pequeño (Watkins, 1982). *Neivamyrmex melanocephalus* pertenece al grupo de hormigas llamadas legionarias, cazadoras o "marabuntas" (subfamilia ECITONINAE), conocidas por sus actividades predatoras y caracterizadas por ser ciegas y nómadas. Las obreras tienen ojos reducidos o ausentes; las reinas son fisiogástricas y más grandes que las obreras, al igual que los machos; las larvas son alargadas, delgadas y semicilíndricas, curvadas ventralmente y con cuello.

Es probable que el comportamiento nómada se origine por los hábitos carnívoros del grupo. El ciclo de vida de una colonia oscila entre un periodo nomádico y un periodo estacionario, el periodo nomádico es inducido por la aparición y desarrollo de las larvas que necesitan alimento; las obreras cazan básicamente artrópodos, especialmente otros insectos sociales (Jaffe, 1993). Los machos se dispersan volando y ayudados por las columnas de las obreras y los rastros olorosos que éstas dejan, encuentran a las reinas ápteras y las fecundan, las nuevas colonias se producen por separación de la colonia madre, cuando emerge una nueva reina. Se sabe de aves que siguen las columnas exploradoras alimentándose de los insectos y artrópodos que huyen de estas.

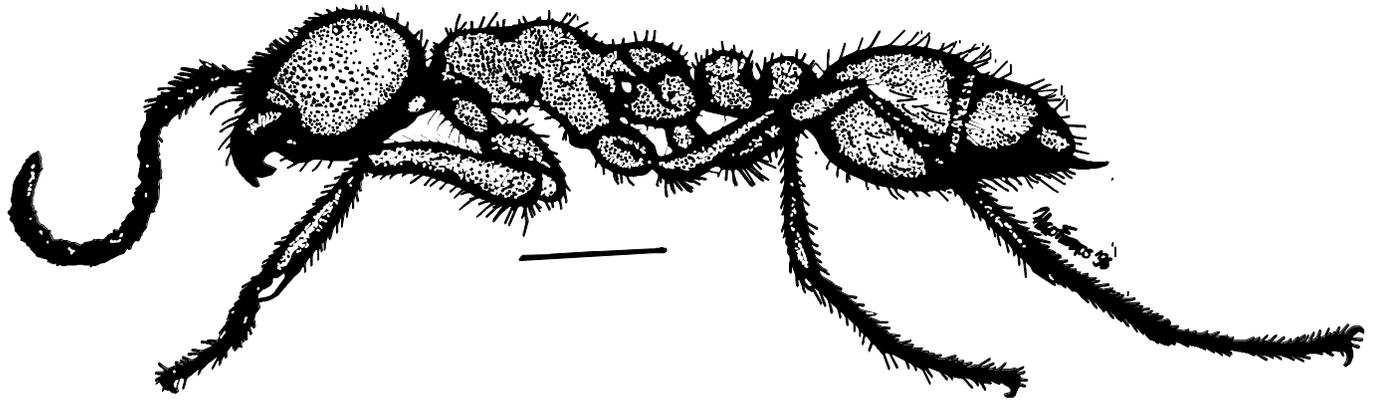
La subfamilia Ecitoninae tiene alrededor de 150 especies de las cuales 45 son citadas para México y de éstas, 18 se encuentran en Jalisco (Watkins, 1988). La subfamilia está formada por cinco géneros: *Cheliomyrmex*, *Eciton*, *Labidus*, *Neivamyrmex* y *Nomamyrmex*. A pesar de que *Neivamyrmex* es el género con mayor número de especies, más de 120, las especies más estudiadas pertenecen a *Eciton* que llega a poseer colonias de más de diez millones de individuos (Jaffe, 1993).

Este grupo de hormigas es más común en los trópicos, exclusivamente de América, desde el centro de los Estados Unidos hasta el norte de Argentina (Watkins, 1988). Para Jalisco, con base en el material de la colección entomológica del CZUG, está presente en el Volcán de Tequila, en bosque de encino, también se distribuye en los estados de Hidalgo, Michoacán y Nayarit (Watkins, 1982).

MIGUEL VASQUEZ BOLAÑOS, Entomología, Centro de Estudios en Zoología, Universidad de Guadalajara, Apdo. Postal 234, 45100 Zapopan, Jalisco, México.

LITERATURA CITADA

- Jaffe, K. C. 1993. *El mundo de las hormigas*. Equinoccio. Venezuela.
- Watkins, J. F. 1982. The army ants of Mexico (Hymenoptera:Formicidae:Ecitoninae). *Journal of the Kansas Entomological Society*, 55(2): 197-247.
- Watkins, J. F. 1988. The army ants (Formicidae:Ecitoninae) of the Chamela Biological Station in Jalisco, Mexico. *Folia Entomológica Mexicana*, (77):379-393.



Vista lateral de obrera de *Neivamyrmex melanocephalus* (Emery, 1859). línea = 1mm

Eufriesea rugosa (Friese, 1899)

"Xicote"

HYMENOPTERA: APIDAE

Los machos de esta especie se caracterizan por presentar una coloración café claro en las tibias posteriores y sedas amarillo-naranja en los terguitos metasomales. Las hembras son negras y presentan brillos púrpuras (Kimsey, 1982).

Son abejas solitarias y las hembras construyen sus nidos en troncos, rocas o en el suelo utilizando resina de burseraceas y anacardiaceas y trozos de corteza para formar las celdas del nido, ocasionalmente varias hembras construyen agregaciones de nidos, pero no existe ningún tipo de cooperación entre ellas. Los nidos pueden ser parasitados por especies de *Exarete*, megachilidos, mutilidos y escarabajos meloides. Explotan diversos recursos florales: para la obtención de néctar visitan flores de Apocynaceae, Bignoneaceae, Convolvulaceae, Gesneriaceae, Marantaceae, Rubiaceae y Leguminosae y para el polen utilizan flores de Bixaceae, Cochlospermaceae, Myrtaceae y Leguminosae (Dressler, 1982).

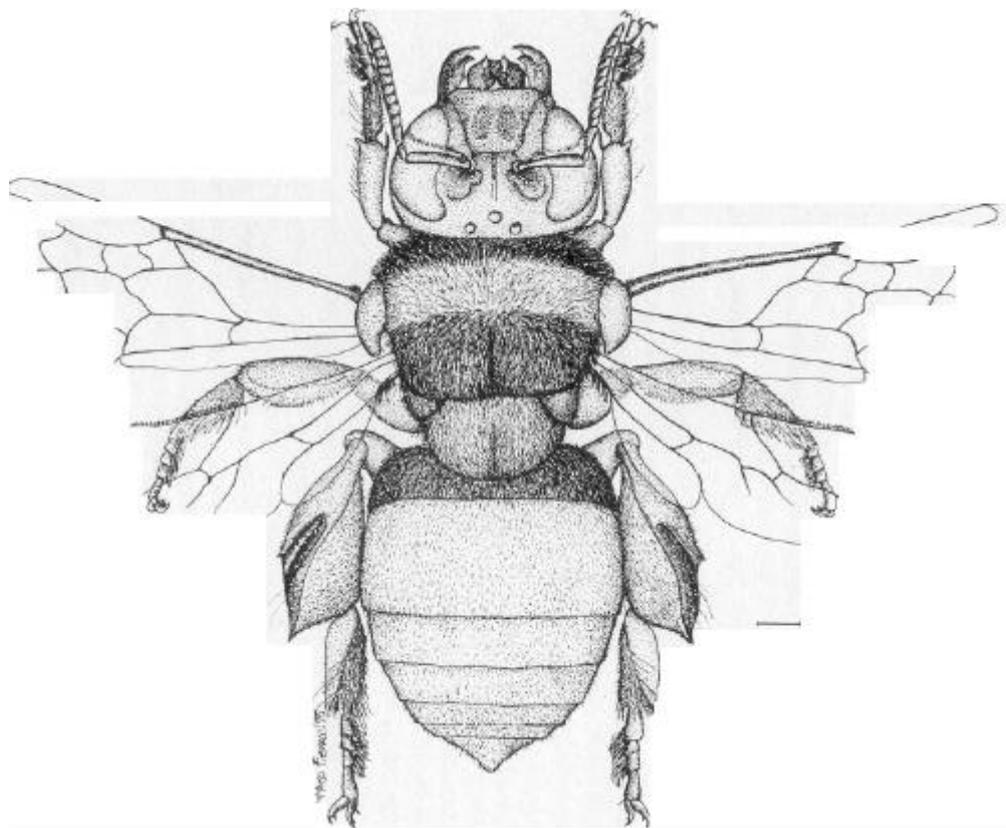
E. rugosa pertenece a un grupo de abejas de vuelo rápido y colores metálicos brillantes, llamadas abejas de las orquideas o euglosinas, conocidas así por la relación tan estrecha que guardan con varias especies de estas plantas, que no producen néctar o polen para la abeja, sino que liberan esencias que son colectadas por los machos con ayuda de cepillos especiales que se encuentran en las patas posteriores. Aunque se desconoce la función de estas esencias, posiblemente se utilizan para marcar territorios o bien como feromonas sexuales.

En Jalisco, con base en el material de la colección entomológica del CZUG, está presente en el Volcán de Tequila, en áreas de bosque de encino y bosque mesófilo, además se distribuye en los estados de Sinaloa, Michoacán, Morelos, Puebla, Veracruz, Guerrero, Oaxaca, y Chiapas (Ayala, *et al.*, 1996) y en Centroamérica hasta Panamá. Al igual que otras especies del género tiene una marcada estacionalidad, los adultos se presentan de junio a septiembre y en zonas con climas más estables se han colectado en noviembre y febrero (Kimsey, 1982).

HUGO EDUARDO FIERROS-LOPEZ, Entomología, Centro de Estudios en Zoología, Universidad de Guadalajara, Apdo. Postal 234, 45100 Zapopan, Jalisco, México.

LITERATURA CITADA

- Ayala, R., T. L. Griswold y D. Yaneaga. 1996. Apoidea (Hymenoptera) en Llorente, J., A. García y E. González (Eds.). *Biodiversidad, taxonomía y biogeografía de artrópodos en México: Hacia una síntesis de su conocimiento*. IBUNAM, CONABIO, UNAM. México.
- Dressler, R. L. 1982. Biology of the Orchid Bees (Euglossini). *Ann. Rev. Ecol. Syst.* 13:373- 394.
- Kimsey, S. L. 1982. Systematics of Bees of the Genus *Eufriesea* (Hymenoptera: Apidae). *University of California Publications in Entomology*, (95):1-125.



Vista dorsal de *Eufriesea nuxosa* (Eriass, 1900). $\bar{\sigma}$. Línea = 1mm

DUGESIANA surge con la finalidad de difundir los estudios entomológicos generados en diferentes instituciones tanto nacionales como internacionales. Está dirigida a cualquier persona interesada en el área.

Se aceptan contribuciones relacionadas con Arachnida, Diplopoda, Paupoda, Symphyla, Chilopoda e Insecta (*sensu lato*). Está constituida por seis secciones: Ensayos o Contribuciones originales; Taxonomía (claves y caracterización de grupos); Técnicas de Estudio (Colecta, Montaje, entre otras); Entomología Cultural (cuentos, poesías, historietas, etc.); Entomofauna de Jalisco y reseñas bibliográficas.

Para la elaboración del manuscrito considere las siguientes normas editoriales.

NORMAS EDITORIALES

1. Señale con lápiz y en el margen superior derecho de la carátula, la sección donde desea sea incluida su contribución.

2. El original mecanografiado se presentará con dos copias, en papel blanco tamaño carta, a doble espacio, sin anotaciones entre líneas, con márgenes de 2.5 cm, numerando todas las páginas en forma consecutiva. Además de incluir copia en un diskette medida 3.5" o 5.25" en procesador de palabras Word Perfect versión 5.1 sin formato especial.

3. La primera página debe incluir el título en la parte superior escrito en mayúsculas. Tres espacios abajo y al centro de la hoja, el (los) nombre (s) del (los) autor (es) escrito con mayúsculas y minúsculas, seguido de su (s) dirección (es) adecuadamente relacionada con asteriscos. En la parte inferior de la hoja, como pie de página pueden escribirse los créditos o proyectos, programas, becas u otros datos pertinentes al trabajo o al (los) autor (es).

4. Las figuras, cuadros (no tablas), mapas o fotografías serán presentadas por separado del texto, así como de sus pies de ilustración o encabezados.

5. El texto de un artículo de investigación deberá incluir los siguientes puntos escritos con mayúsculas: resumen, abstract (inglés o francés), introducción y/o antecedentes, materiales y métodos, resultados, discusión, conclusiones, agradecimientos y literatura citada. Introducción y/o antecedentes no debe incluirse como encabezado en el texto.

6. La literatura citada debe incluirse en orden alfabético, sin numeración y cuando se mencionen varios artículos del mismo autor, éstos se presentarán en orden alfabético y cronológico. Cada una de las referencias incluirá los datos en el orden siguiente:

i) artículos: autor (es), año, nombre completo del artículo, nombre completo de la revista (cursivas), volumen (cursivas), número entre paréntesis y seguido de dos puntos, páginas de inicio y conclusión del artículo.

ii) libros: autor (es), año, título completo en cursivas (subtítulos separados por dos puntos), casa editorial y ciudad de edición.

7. Los encabezados del texto de un ensayo quedan a juicio del autor pero deberán incluir: resumen, abstract (inglés o francés) introducción y/o antecedentes, discusión, conclusiones y/o sugerencias, agradecimientos y literatura citada.

8. Las contribuciones a la sección cultural son de estilo libre, excepto por el título que debe en mayúsculas y centrado en la página.

9. Las ilustraciones se presentarán en un formato con proporciones 2 X 3 o 3 X 4. Incluir en las figuras los números correspondientes. Se sugiere presentar las láminas compuestas por varias figuras. De preferencia evite el uso de fotografías ya que se puede perder calidad al momento de su impresión. Las ilustraciones deberán estar montadas en cartulina rígida y protegida con una cubierta de papel cebolla o copia, anotando al reverso el nombre del autor, título del artículo y número de figura.

10. En las contribuciones para las secciones taxonomía y técnicas de estudio los encabezados quedan a juicio del autor (es), pero es recomendable que estén acompañadas de ilustraciones. En estas secciones se incluyen aquellos trabajos de tipo catálogo, inventarios, descripción o redescrpción de especies, claves, etc. Los manuscritos sobre grupos particulares (ejemplo, Odonata, Coleoptera, entre otros) deben mencionar aspectos sobre la biología del grupo, técnicas de estudio (en campo y gabinete), así como claves ilustradas, mínimo para nivel familia. Los trabajos deben ser originales y enfocarse a la fauna de México o Jalisco.

11. Los trabajos para la sección Entomofauna de Jalisco deben contener información biológica sobre una especie particular que es nativa o que su distribución abarca al estado de Jalisco. El título del trabajo debe ser el nombre científico de la especie en cuestión. Se debe incluir el autor y año de descripción. En el siguiente renglón mencionar los nombres comunes (si existen) con letra similar a la del texto. Abajo y centrado escribir con mayúsculas el nombre de al menos dos categorías taxonómicas que permitan ubicarlo fácilmente. Separar cada categoría con dos puntos. Dos renglones abajo incluir el texto que no debe rebasar una cuartilla. Es indispensable incluir un dibujo en tamaño carta de la especie comentada.

Ejemplo:

Megasoma elephas elephas Fabricius, 1775
"Escarabajo elefante", "ronrón"
COLEOPTERA:MELOLONTHIDAE

12. Los nombres científicos que se incluyan en el texto deben escribirse con cursiva. Dos renglones abajo del texto poner en mayúsculas el nombre del autor seguidos de la dirección completa. La literatura citada debe incluirse al final.

13. Las reseñas bibliográficas deben iniciar con la referencia de la obra que se comenta. El texto debe iniciar con una breve descripción física y terminar con las indicaciones para la adquisición y costo de la obra. Dos renglones abajo del texto poner en mayúsculas el nombre del autor, seguido de la dirección.

14. Se recomienda que en la redacción del texto se use la forma impersonal, inclusive en los agradecimientos.

15. Por ahora no se cobran derechos de página. En caso de que se desee ordenar sobretiros, el costo de los mismo será cubierto por el autor y estará en función del número de páginas de cada artículo. La solicitud de sobretiros se hará cuando se regresen al editor las pruebas de edición.

16. Si se ordenan sobretiros, éstos serán entregados al autor después de la distribución de la revista, y una vez que se haya cubierto la cuota correspondiente.

17. Cualquier situación no considerada en estas normas ponerse en contacto con el editor para mayores detalles.