



**PROYECTO REGIONAL DE FORTALECIMIENTO
DE LA VIGILANCIA FITOSANITARIA EN
CULTIVOS DE EXPORTACIÓN NO TRADICIONAL**
República de China – OIRSA



**UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR
FACULTAD DE CIENCIAS AGRONOMICAS
UNIDAD DE POSGRADO**



**MANUAL TECNICO:
IDENTIFICACIÓN DE INSECTOS DE LA SUPERFAMILIA COCCOIDEA,
CON ÉNFASIS EN COCHINILLA ROSADA DEL HIBISCO *Maconellicoccus
hirsutus* (Green)**

**Ing. Agr. M.Sc. José Miguel Sermeño
Ing. Agr. M.Sc. José Alcides Navarro**



**Manual de uso práctico para técnicos del Ministerio de Agricultura y
Ganadería, Docentes y Estudiantes interesados en la Fitoprotección**

San Salvador, C. A., 2000

PRESENTACION

El presente documento es resultado del Convenio suscrito entre el Organismo Internacional Regional de Sanidad Agropecuaria-OIRSA y la Universidad Nacional de El Salvador -UES, instituciones que aportaron recursos mediante una alianza estratégica para proveer esfuerzos que permitieran la elaboración de un documento de alto contenido técnico - científico, a ser utilizado como referencia por estudiantes y técnicos de las ciencias agrícolas, de cuarentena vegetal y diagnóstico.

El Proyecto Regional de Vigilancia Fitosanitaria en Cultivos de Exportación no Tradicional - VIFINEX reconoce el aporte de los profesionales Ing. Agr . M.Sc. José Miguel Sermeño e Ing. Agr. M.Sc. José Alcides Navarro en la elaboración de este Manual.

INDICE

| | | |
|--|--|----|
| INTRODUCCION | | 1 |
| 1. PREPARACION DE LAMINAS PARA MICROSCOPIA | | 1 |
| 1.1. Pasos principales en la preparación de láminas para microscopía (general) | | 1 |
| 1.2. Preparación de láminas de Pseudococcidae | | 3 |
| 2. INSECTOS DEL ORDEN HOMOPTERA | | 5 |
| 3. CLAVE PARA LAS FAMILIAS DE INSECTOS RELACIONADOS CON PSEUDOCOCCIDAE | | 9 |
| 4. SUPERFAMILIA COCCOIDEA | | 10 |
| 4.1. Familia Ortheziidea | | 10 |
| 4.2. Familia Margarodidae | | 12 |
| 4.3. Familia Dactylopiidae | | 15 |
| 4.4. Familia Asterolecaniidae | | 16 |
| 4.5. Familia Coccidae | | 17 |
| 4.6. Familia Diaspididae | | 22 |
| 4.7. Familia Conchaspidae | | 30 |
| 4.8. Familia Pseudococcidae | | 31 |
| 4.8.1. Clave para los géneros de Pseudococcidae de importancia económica en el Caribe | | |
| 4.8.2. Importancia de algunos géneros y especies de Pseudococcidae | | |
| 4.8.3. Diseminación de los Pseudococcidos | | |
| 4.8.4. Control biológico de los Pseudococcidos | | |
| 4.8.4.1. Importancia de <i>Cryptolaemus montrouzieri</i> (Coleoptera: Coccinellidae) | | |
| 4.8.4.2. Importancia de <i>Anagyrus kamali</i> (Hymenoptera: Encyrtidae) | | |
| BIBLIOGRAFIA | | 69 |

INTRODUCCION

Para facilitar el estudio de diagnóstico de los insectos “escama”, se presenta una clasificación de acuerdo con ciertas características, especialmente morfo lógicas, que permiten establecer una clasificación. En este manual de uso práctico para técnicos del Ministerio de Agricultura y Ganadería, docentes y estudiantes interesados en la fitoprotección, se dan categorías jerárquicas: Orden, Superfamilia, Familia , Género y Especie.

Las figuras presentadas en el contenido de este documento, permiten interpretar de mejor manera las características morfológicas que separan los diferentes grupos de insectos con especial énfasis en los géneros de la Familia Pseudococc idae.

1. PREPARACION DE LAMINAS PARA MICROSCOPIA

1.1. Pasos principales en la preparación de láminas para microscopio (general)

(Si usted entiende los principios involucrados en la realización de láminas para microscopio la mayoría de los problemas que se le presentarán podrán ser resueltos sin mayores dificultades). La metodología que se detalla fue tomada de Watson, G.W. & Chandler, L.R. (2000).

Antes de la preparación: Los insectos escama tienen cutículas membranosas cubiertas con cera. Almacenando los ejemplares en alcohol etílico (etanol) al 80% durante 1 -3 semanas ayuda a endurecer la cutícula y disolver algo de cera, ayudando así a obtener una buena preparación en lámina. Si desea preparar ejemplares recién colectados, comience el procedimiento por calentar los especímenes en alcohol etílico (etanol) al 80% a una temperatura de 70°C por 5 minutos antes de digerirlos en KOH. Esto ayuda a endurecer la cutícula y remueve algo de cera.

Digestión o maceración: Caliente en 1-2 ml de KOH al 10% hasta que el contenido corporal sea translucido (aparte de las gotas de grasa y los huevos). Las hembras adultas de insectos escama se les debe realizar una incisión dorsal cuidadosa y eviscerarlos a través de esta abertura.

Enjuagues: Deje los ejemplares en el fluido de enjuague por lo menos 5 minutos. Cuando se enjuagan en **agua destilada** los ejemplares deben quedar prácticamente sin color a medida que los contenidos corporales se disuelven; es posible que necesite manipular un poco los insectos escama para eliminar el contenido corporal. Cuando el enjuague es en **alcohol etílico (Etanol)** se debe limitar la manipulación de los ejemplares al mínimo posible ya que la cutícula y las setas se tornan frágiles y pueden ser dañadas.

Neutralización: El exceso de KOH debe ser neutralizado mediante la adición de algunas gotas de ácido acético glacial. Cuando quedan trazas de KOH en los ejemplares después de montados puede causar que las tinturas desaparezcan y eventualmente la preparación puede volverse negra.

Teñido: Las cochinillas se deben teñir al menos que sean ejemplares muy esclerotizados. Colóquelos en la tintura (Fucsina ácida) por lo menos durante 2 minutos. Tan pronto estén lo suficientemente teñidos sáquelos de la tintura (use el microscopio). Si los ejemplares no se

tiñen, es posible que los contenidos corporales sean alcalinos, unas pocas gotas de ácido acético glacial deben solucionar este problema.

Diferenciación/deshidratación/fijado de tinturas: El exceso de tinturas puede ser lavado con alcohol etílico (etanol) al 80%. Tan pronto sea eliminado el exceso de tintura, elimine el líquido y agregue alcohol etílico (etanol) al 100% para evitar pérdidas de coloración. En esta fase los ejemplares deben estar completamente deshidratados.

Deshidratación: Si no están teñidos los ejemplares deben ser remojados durante 5 minutos en alcohol etílico (etanol) al 80% y luego en 100%. Si aún quedan gotas de cera/grasa en los ejemplares, proceda a desgrasarlos.

Desgrasado: Este paso es generalmente necesario en *Pseudococcid ae.* Cualquier gota de cera/grasa debe ser eliminada del ejemplar. Coloque los ejemplares dentro de un bloque de concavidades cubierto con HistoClear fenol ó carbol xileno a temperatura ambiente durante 5 minutos o hasta que la grasa/cera se haya disuelto. Ejemplares muy cerosos puede que requieran varias horas, calentamiento suave, y varios cambios de liquido desengrasante. Una vez limpios, enjuague bien los ejemplares en uno o dos cambios de alcohol etílico (etanol) al 100%.

Aclarado: Los ejemplares deber sumergirse, por lo menos 10 minutos en el agente clarificador (aceite de clavo) antes de ser montados en la lámina, para así eliminar cualquier traza de reactivos ó agua, y así asegurar los mejores resultados ópticos.

Montaje: Prepare suficientes láminas para recibir de 1 a 3 ejemplares en cada una; coloque una gota pequeña (de unos 2 mm de diámetro) de aceite de clavo en el centro de cada lámina (utilice unas pinzas finas ó la espátula pequeña). Utilice los alfileres montados (minuten) para transferir los ejemplares uno a uno a las láminas. Con los alfileres montados arregle los ejemplares en las láminas bajo el microscopio estereoscopio. Elimine el exceso de aceite de clavo con la esquina de un papel absorbente hasta que los ejemplares estén casi secos. Para aquellos ejemplares en los que el abdomen tiende a colapsar en forma de “acordeón”, este es el momento de extenderlo estirándolo muy suavemente con la punta de un alfiler romo, pero siempre con cuidado para no romper el ejemplar. Rápidamente coloque una gota del medio de montaje (Bálsamo del Canadá o Euparal) bien liquificado (6 -7 mm en diámetro) sobre el ejemplar; con movimientos circulares haga una “piscina” con los ejemplares en el medio, con la punta de un alfiler coloque cuidadosamente el cubre objeto sobre el medio de montaje, dejando que se asiente bajo su propio peso. Coloque la lámina con las cabezas de los ejemplares hacia usted, de forma que estén al revés si los comparamos con la escritura de las etiquetas (ambos aparecerán al derecho cuando los vea a través del microscopio compuesto), etiquete las láminas inmediatamente. Cualquier burbuja de aire atrapada bajo el cubreobjeto puede ser eliminada al colocar las láminas en un sitio caliente (50° - 70° C) por espacio de una a dos horas.

Etiquetado: Siempre etiquete las láminas con algún tipo de identificación tan pronto las elabore. Cada lámina debe llevar una etiqueta (preferiblemente de cartulina fina) pegada a cada extremo con goma no soluble en agua. Las etiquetas deben ser escritas en tinta indeleble a prueba de agua o con lápiz de grafito. Una de las etiquetas deberá llevar toda la información relacionada con la muestra: país, localidad de colecta, planta hospedera, características de los daños, colector, número de muestra, fecha, etc. La otra etiqueta sólo debe llevar la información referente a la identificación taxonómica del ejemplar (esta información está sujeta a cambios en el tiempo).

Secado de láminas: Las láminas terminadas deben colocarse sobre una plancha caliente de temperatura regulable de 35°C a 40°C para su secado. El tiempo de secado varía con el tipo y cantidad de medio de montaje utilizado (6 semanas para Euparal y 12 semanas para el Bálsamo del Canadá). Una vez secas las láminas deben ser removidas de la fuente de calor, pues el medio de montaje puede tornarse amarillento.

1.2. Preparación de láminas de Pseudococcidae

Sólo las hembras adultas son útiles para los propósitos de identificación, la mayoría de los machos no puede ser identificados debido a que están pobremente estudiados. Es aconsejable guardar los ejemplares por un par de semanas en alcohol etílico (etanol) al 80% antes de proceder a las preparaciones. El método que se describe a continuación es el propuesto por Watson, G. W. & Chandler, L. R. (2000).

Es muy importante que todo el contenido del cuerpo sea extraído; los pasos del 1 al 3 son los que más tiempo requieren. Si el proceso de preparación de láminas ha de ser interrumpido, los ejemplares pueden ser dejados (debidamente cubiertos) por varias horas ó incluso toda la noche en agua destilada (paso 3) ó aceite de clavo (paso 7). Nunca deje ejemplares en alcohol ya que si llegan a secarse, el aire que entra al cuerpo y las extremidades, estropea los ejemplares para montaje. Desarrolle los pasos 1 y 2 en presencia de calor para derretir los lípidos y hacerlos más fáciles de remover.

- 1^a. Si usted desea preparar ejemplares recién colectados, comience el proceso por calentarlos en alcohol etílico (etanol) al 80% a 70°C durante 5 minutos para así endurecer la cutícula y quitar algo de cera. Perfore la parte dorsal del insecto y transfíralo a KOH al 10% y observe atentamente cualquier cambio de coloración antes de proseguir.
- 1bi. Si el contenido del cuerpo no se torna pardo oscuro, verde ó negro en KOH, entonces haga una incisión a un lado del dorso del tórax con un alfiler afilado y **macere** los ejemplares en KOH al 10% caliente (80°C) hasta que el cuerpo esté translúcido (para Diaspididae los ejemplares deben ser transparentes y casi sin color) de 10 minutos a varias horas; supervise el progreso de forma regular bajo el microscopio). Vaya al paso 2.
- 1bii. Si el contenido del cuerpo se torna oscuro, verde ó negro en KOH, **no** haga la incisión en el cuerpo antes de macerarlo. Caliente los ejemplares intactos hasta que el contenido corporal esté casi translúcido y muy suave, entonces para cada ejemplar realice una incisión a un lado del dorso del tórax y expulse el contenido del cuerpo lo mejor posible, aplanando el insecto de forma dorsoventral. Limpie muy bien cada ejemplar antes de pasar al próximo. Si la limpieza se le dificulta, coloque la muestra de nuevo en calor antes de intentar limpiar otro ejemplar. Cualquier traza negra dentro del cuerpo se solidificará muy rápido y será muy difícil de eliminar (presumiblemente debido a oxidación, pero los procesos químicos involucrados no están bien definidos). Una vez que todos los ejemplares estén limpios vaya al paso 3.
2. Asegúrese que cada ejemplar esté aplanado dorso -ventralmente (no lateralmente). **Limpie** los ejemplares presionándolos suavemente y expeliendo el contenido por la incisión, de ser necesario agrande la incisión para poder expulsar embriones grandes.

3. **Enjuague** los ejemplares en agua destilada (mínimo 5 minutos, preferiblemente por varias horas). Tome su tiempo en disecar remanentes de contenidos corporales.
- 4^a. **Si los ejemplares están muy esclerotizados ó pigmentados**, no los tiña – siga a la deshidratación (paso 5).
- 4b. **Si los ejemplares son pálidos, entonces tíñalos**: añada de 1 a 2 gotas de Fucsina ácida, y 2 gotas de ácido acético glacial para neutralizar el KOH. Tiña por al menos 2 minutos, de preferencia más tiempo.
5. **Diferenciación de la tintura**: Enjuague el exceso de tintura con alcohol etílico (etanol) al 80% esta fase también inicia la **deshidratación** de los ejemplares. Una vez que los insectos hayan perdido suficiente color, detenga el proceso removiendo el alcohol etílico (etanol) al 80% y agregando alcohol etílico (etanol) al 100%. Cubra y deje reposar entre 5 y 10 minutos cuidando que los ejemplares no se sequen .
6. **Desengrase** los ejemplares en carbolxylene el tiempo que sea necesario (3 minutos) para eliminar la cera de los ejemplares. Luego enjuague los ejemplares en alcohol etílico (etanol) al 100% o 95% una ó dos veces para eliminar el agente desengrasador.
7. **Aclare** los ejemplares en aceite de clavo por al menos 10 minutos.
8. **Transfiera** de 1 a 3 ejemplares a una pequeña gota de aceite de clavo en cada lámina, acomódelos cuidadosamente y extraiga el exceso de aceite con la esquina de un papel absorbente.
9. Trabaje rápidamente para **montar** los ejemplares; añada una gota de Bálsamo del Canadá ó Euparal de 6 a 7mm de diámetro y cuidadosamente riéguela en una “piscina” alrededor de los ejemplares; coloque el cubreobjeto en posición sobre los ejemplares con la ayuda de un alfiler fino.
10. **Etiquete** las láminas en posición horizontal a 35°C, con un tiempo de secado de 12 semanas para el Bálsamo del Canadá y 6 semanas para Euparal.

2. INSECTOS DEL ORDEN HOMOPTERA

Debido a las características muy diversas en el grupo, es prácticamente imposible establecer una condición predominante de reproducción. Se presentan casi todas las formas de reproducción: oviparidad, viviparidad, partenogénesis, etc. La forma mas frecuente de metamorfosis es la paurometábola.

Todas las especies del Orden Homoptera son fitófagas, alimentándose de la savia de las plantas, pudiendo representar plagas de considerable importancia económica, ya que debido a sus hábitos fito-suctivoros en muchas ocasiones son capaces de transmitir enfermedades, particularmente virus de naturaleza diversa.

El mayor número de especies del Orden Homoptera parece corresponder a zonas templadas del Holártico. Según Borror & White, se conocen cerca de 32,000 especies, en tan to que Borror, DeLong & Tripplehorn, reportan 33,000 especies.

Tal como es conceptualizado en la actualidad, el Orden Homoptera comprende tres Sub Ordenes (cuadro 1) y 32 familias que la mayoría de autores separan en Superfamilias, aunque varias de ellas comprenden tan solo un taxón. El Sub Orden Sternorrhyncha comprende los insectos de la Familia Pseudococcidae (Cuadro 2). En el cuadro 3, se muestran las principales características morfológicas de las Familias relacionadas con los Pseudococcidae.

Cuadro 1. Principales características morfológicas que permiten separar las familias de insectos del Orden Homoptera en los diferentes Sub-Ordenes (Sermeño, J.M., 2000)

| Orden: Homoptera | Patas | Tórax | Alas | Familias |
|-------------------------------|---|--|--|--|
| Sub-orden: Auchenorrhyncha | Tarsi de 3 Segmentos | Sin lóbulos pronotales expandidos | Normales en hembras y machos | 1)Cicadidae; 2)Cicadellidae; 3)Membracidae; 4)Aethalionidae; 5)Cercopidae; 6)Flatidae; 7)Tropiduchidae; 8)Acanaloniidae; 9)Issidae; 10)Nogodinidae; 11)Fulgoridae; 12)Delphacidae; 13)Derbidae; 14)Achilidae; 15)Cixiidae; 16)Kinnaridae; 17)Dictyopharidae; |
| Sub-orden : Coleorrhyncha | Tarsi de 1 segmento | Pronotum expandido lateralmente (paranota) con toscas celdas que les dan aspecto de pequeñas “alas” protorácicas | Plegadas en forma plana sobre el abdomen, cortas (usualmente las alas posteriores ausentes) y con numerosas celdas | 1)Peloriidae |
| Sub-Orden: Sternorrhyncha | Patas presentes o ausentes; cuando presentes los tarsi de 1 ó 2 segmentos | Sin lóbulos pronotales expandidos | Frecuentemente las hembras ápteras y sesiles; los machos frecuentemente alados | 1)Psyllidae; 2)Aleyrodidae; 3)Aphididae; 4)Eriosomatidae; 5)Adelgidae; 6)Phylloxeridae; 7)Pseudococcidae; 8)Dactylopiidae; 9)Asterolecaniidae; 10)Coccidae; 11)Diaspididae; 12)Conchaspidae; 13)Ortheziidae; 14)Margarodidae |

Cuadro 2. Principales características morfológicas que permiten separar las Superfamilias de insectos del Sub-Orden Sternorrhyncha (Sermeño, J.M., 2000)

| SUB ORDEN STERNORRHYNCHA | PATAS | ANTENAS | ALAS | FAMILIAS |
|-------------------------------|---|--|---|--|
| Superfamilia: Psylloidea | Tarsi de 2 segmentos; 2 garras; patas posteriores saltatorias | 5-10 segmentos (usualmente 10) | Anteriores endurecidas con venas "M" y "Cu" bifurcadas. | 1)Psyllidae |
| Superfamilia: Aleyrodoidea | Tarsi de 2 segmentos; 2 garras; patas cursorias | 7 segmentos | Membranosas y cubiertas de pulverulencia blanca; venación muy reducida y absoluscente | 1)Aleyrodidae |
| Superfamilia: Aphidoidea | Tarsi de 1 ó 2 segmentos, en el último caso el segmento basal pequeño y usualmente triangular; 2 garras; patas cursorias. | 1-6 segmentos usualmente 5 ó 6, el último segmento usualmente termina más estrecho | Hembra ápteras ó aladas, ala anterior más grande con Pterostigma, Vena "M" ramosa y "Cu" simple | 1)Aphididae; 2)Eriosomatidae; 3)Adelgidae; 4)Phylloxeridae |
| Superfamilia: Coccoidea | Patas reducidas, obliteradas ó bien desarrolladas. Tarsi de 1 segmento y 1 garra | 1-9 segmentos | Hembras ápteras; machos ápteros ó alados (un par de alas) | 1)Pseudococcidae;2)Dactylopii dae 3)Asterolecaniidae; 4)Coccidae; 5) Diaspididae; 6)Conchaspidae; 7)Ortheziidae; 8)Margarodidae |

Cuadro 3. Principales características utilizadas para separar las Familias de insectos relacionadas con los Pseudococcidae (Sermeño, J.M., 2000)

| FAMILIAS | PATAS | ESPIRACULOS ABDOMINALES | ANILLO ANAL | ESTRUCTURA IMPORTANTE | OVISACO DE LA HEMBRA |
|------------------|--|-------------------------|--|---|---|
| Ortheziidae | Bien desarrolladas y sobrepasan los márgenes del cuerpo | Presente | Con 6 setas | Segmento apical de la antena con una seta fuerte | Formado por cera blanda de color blanco con lados rectos |
| Margarodidae | Bien desarrolladas y no sobrepasan los márgenes del cuerpo | Presentes | Reducido, sin poros ó setas | Segmento apical de la antena con varias setas, ninguna fuerte o larga | Formado por cera blanda de color blanco y curvado |
| Coccidae | Muy reducidas ó más frecuentemente ausentes | Ausentes | Placa anal triangulares cubriendo completamente la apertura anal que se encuentra alejada de la cauda y con una larga y profunda incisión caudal | Cerarii uni ó bi-poros | Formado por cera endurecida que cubre completamente el cuerpo de la hembra |
| Diaspididae | Ausentes ó vestigiales | Ausentes | Placa anal definida ó los últimos segmentos abdominales fusionados | Antena de la hembra adulta atrofiada; cuerpo dividido en prosoma y pygidium | Formado por cera endurecida, formado debajo de la 1° y 2° exuvia ninfal, en forma concéntrica(Aspidiotinae) ó alargado (Diaspidinae). |
| Conchaspidae | Presentes | Ausentes | Ausente | Antena de 3 segmentos en la hembra adulta; cuerpo dividido en prosoma y pygidium | No dejando evidencia de la exuvia de los primeros estadios ninfales. |
| Pseudococcidae | Bien desarrolladas y no sobrepasan los márgenes del cuerpo | Ausentes | Ubicado caudalmente y provisto de 2 lóbulos caudales | Usualmente 2 ostiolas dorsales ó 1 a 4 circuli ventrales; cerarii uni-poros | Formado por cera blanda de color blanco |
| Dactylopiidae | Bien desarrolladas y no sobrepasan los márgenes del cuerpo | Ausentes | Ubicado caudalmente y provisto de 2 lóbulos caudales | Ostiolas dorsales ausente y sin circuli; cerarii uni-poros y dispuestos en grupos | Formado por cera polvorulenta y filamentosa |
| Asterolecaniidae | Ausentes ó vestigiales | Ausentes | Placa anal ausente; lóbulos caudales muy pequeños, con una corta y débil seta apical | Cerarii bi-poros en forma de "8" en los márgenes del cuerpo | Formado por cera filamentosa de color blanco ó amarillo |

3. CLAVE PARA LAS FAMILIAS DE INSECTOS RELACIONADOS CON PSEUDOCOCCIDAE (traducida y adaptada por Cheslavo A. Korythowski (1995) de Brues, C.T., Melander, A.L. and Carpenter, F.M., 1964).

- 1. Rostrum naciendo de la cabeza; tarsi (al menos de las patas medias y posteriores) con 3 segmentos; antenas muy cortas y setiforme. Especies activas y de vida libre -----
----- **Sub-Orden Auchenorrhyncha**
- Rostrum, aparentemente naciendo entre las coxas anteriores, raras veces ausentes (en machos de la familia Coccoidea), tarsi de 1 ó 2 segmentos; antenas usualmente bien desarrolladas, filiformes o setiformes, algunas veces atrofiadas o ausentes -----
----- **Sub-Orden Sternorrhyncha -----2**
- 2. Espiráculos abdominales presentes; hembra adulta usualmente con n ojos-----**3**
- Espiráculos abdominales ausentes; hembra adulta sin ojos definidos (a veces con unos pocos ommata dispersos)-----**4**
- 3. Patas bien desarrolladas, grandes, sob repasando los márgenes del cuerpo; segmento apical de la antena con una simple seta fuerte; anillo anal con 6 setas -----
----- **Familia Ortheziidae**
- Patas bien desarrolladas pero relativamente cortas, no proyectadas más allá de los márgenes del cuerpo; segmento apical de la antena con varias setas, ninguna de ellas especialmente fuerte o larga; anillo anal reducido, sin poros o setas -- **Familia Margarodidae**
- 4. Patas bien desarrolladas pero relativamente cortas, usualmente no alcanzando el margen del cuerpo; anillo anal ubicado caudalmente y provisto de 2 lobulos caudales -----**5**
- Patas ausentes ó a lo más, representadas por pequeños tuberculos -----**6**
- 5. Usualmente 2 ostiolos dorsales ó 1 a 4 circuli ventrales; cerarii uniporos; cuerpo sin setas gruesas y truncas----- **Familia Pseudococcidae**
- Sin ostiolos dorsales ni circuli ventrales; cerarii dispuestos en grupos pero con un ducto común; cuerpo con numerosas setas gruesas y truncas ----- **Familia Dactylopiidae**
- 6. Cerarii bi-poros en forma de “8” ubicados en los márgenes del cuerpo; placa anal ausente, lóbulos caudales muy pequeños, cada uno con una corta y débil seta apical -----
----- **Familia Asterolecaniidae**
- Cerarii uni o bi-poros, en este caso la placa anal bien definida o los últimos segmentos abdominales fusionados-----**7**
- 7. Placas anales triangulares cubriendo completamente la apertura anal que se encuentra alejada de la cauda y con una larga y profunda incisión caudal; ovisaco formado por cera endurecida que recubre completamente el cuerpo de la hembra -- **Familia Coccidae**
- Cuerpo dividido en 2 regiones prosoma y pygidium -----**8**
- 8. Ovisaco de la hembra formado por cera endurecida, formado debajo de la 1° y 2° exuvia ninfal, en forma alargada; pygidium contrastando con los primeros segmentos abdominales; antena de la hembra adulta atrofiada; labium de 1 sólo segmento -----
----- **Familia Diaspididae**

- Ovisaco de la hembra no dejando evidencia de la exuvia de los primeros estadíos ninfales; pygidium no completamente fusionado; evidencia de patas en la hembra adulta y antena de 3 segmentos; labium de 2 segmentos -----**Familia Conchaspidae**

4. SUPERFAMILIA COCCOIDEA

4.1. Familia Ortheziidae

Las escamas blancas móviles como se les conoce comúnmente comprenden un numeroso e importante grupo de insectos, muchos de ellos de gran importancia económica; son relativamente fáciles de reconocer por que las hembras producen un ovisaco blando, blanco, alargado y con lados rectos. Aunque la mayor parte de las especies conocidas son neotropicales, este grupo se encuentra ampliamente distribuido en otras regiones biogeográficas.

Estos insectos son más frecuentes en ramas de árboles, localizándose en el nacimiento de ramas u otros lugares protegidos formando colonias numerosas, algunas especies habitan en el suelo localizándose en el “cuello” o raíces de las plantas de diversas especies. En El Salvador, se les encuentra en pequeños brotes en plantas herbáceas. El cuerpo de la hembra es de forma oval, verde oscura o parda, toda orlada de filamentos cerosos por el borde, con una doble hilera por el dorso. El adulto es móvil, conservando sus patas y antenas de color castaño.

Los machos por lo general están provistos de ojos compuestos bien desarrollados, y en algunos casos presentan tres ocelli; las antenas setiformes y la funda del aedeagus dividida y el atilus reducido en tamaño.

Esta familia está representada por el género *Orthezia*, que comprende especies relativamente frecuentes e importantes como: *O. insignis* que aparentemente es polífaga y *O. olivicola* que constituye una de las principales plagas del olivo. En la actualidad para el Perú, además de *O. olivicola* Beingolea, se ha registrado la sub-especie *O. pseudoinsignis* Morrison con la sub-especie *peruviana*, descrita por Beingolea en 1971.

La “escama blanca móvil de los cítricos”, *O. praelonga* Douglas, que es una plaga de cítricos en el Brasil, ha sido registrada en el Perú sobre el mismo cultivo, que también es atacado por *O. citricola* Beingolea.

La “escama blanca móvil del arroz”, *O. paragraminis* Beingolea, que ataca al cultivo de arroz y caña brava (*Arundo donax*), en la costa norte del Perú, es la especie que fue citada en 1959 como *O. graminis* Tinsley entre las plagas del arroz en dicho país.

La “escama blanca móvil del algodón”, *O. aurea* Beingolea, es una plaga del algodón en la costa norte del Perú.

Además de estos registros de importancia económica se puede citar a *O. capparisi* Beingolea que ataca al zapote en los desiertos del norte del Perú. Otros registros para dicho país son: *O. nigrispinus* Beingolea, *O. subnigrispinus* Beingolea, *O. grindaliae* Beingolea y *O. sclerotica* Morrison.

La especie, *O. urticae* L. (fig. 1), se encuentra en los márgenes de los bosques (particularmente cerca del agua), en las riberas de los ríos y estanques, allí donde crece su planta hospedera favorita, la ortega. También se encuentra sobre otras plantas herbáceas. Es un insecto que está distribuido en una gran parte de la región Paleártica.



Fig. 1. *Orthezia urticae* L. alimentándose de la savia de la planta.

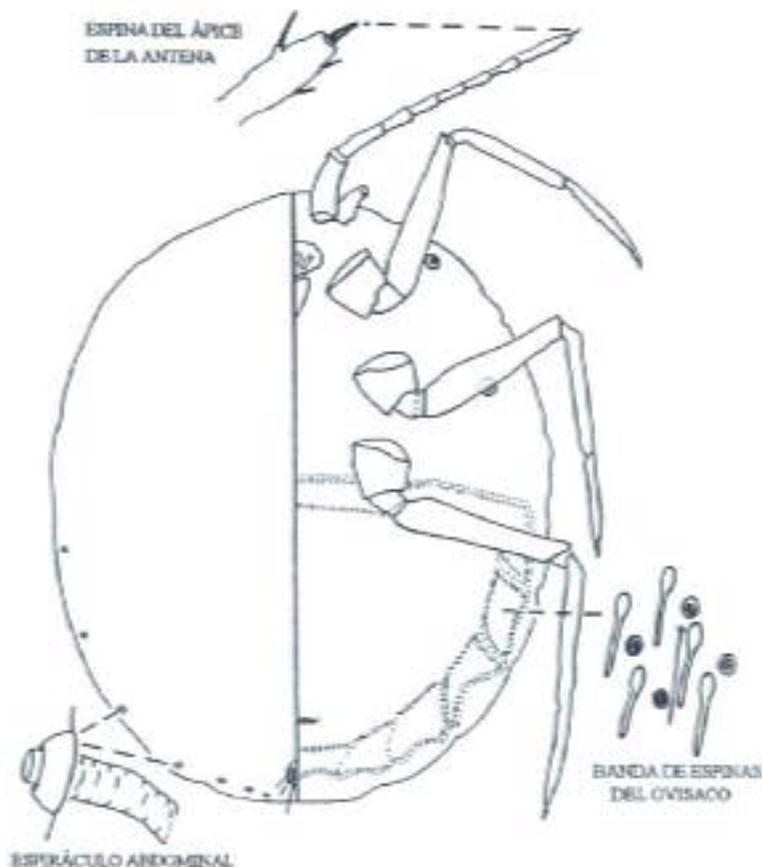


Fig. 2. Esquema del cuerpo de Ortheziidae.

4.2. Familia Margarodidae

Las escamas algodonosas comprenden un reducido número de especies, su distribución es prácticamente cosmopolita. Fácil de reconocer por su ovisaco blando; blanco y curvado a modo de una bolsa oval proyectada caudalmente al cuerpo de la hembra; está bolsa ó saco ovígero que segrega, en cuyo interior se albergan huevos y crías, hace que el insecto quede dispuesto formando un ángulo con la superficie en que se asienta, lo que le da un aspecto característico. Esta familia incluye los Coccoidea gigantes, las hembras se caracterizan por su gran tamaño y por presentar cuerpo con segmentación definida. Los ojos compuestos están ausentes.

Es una rareza encontrar a los machos que pareciere que las bajas temperaturas y la humedad propician su aparición. Los así llamados halteres presentan 4 a 6 espinas apicales (fig. 3a).

La especie más conocida y ampliamente distribuida es la escama algodonosa *Icerya purchasi* Maskell (fig. 3), insecto originario de Australia y que afecta principalmente a los cítricos, aunque también se le encuentra en plantas de mango. El nombre de escama algodonosa se debe al color blanco de las hembras adultas que presentan un aspecto de borlas de algodón, lo cual corresponde al ovisaco ceroso en el cual se incuban entre 500 – 1,000 huevos. Pueden llegar a medir hasta 10 mm.

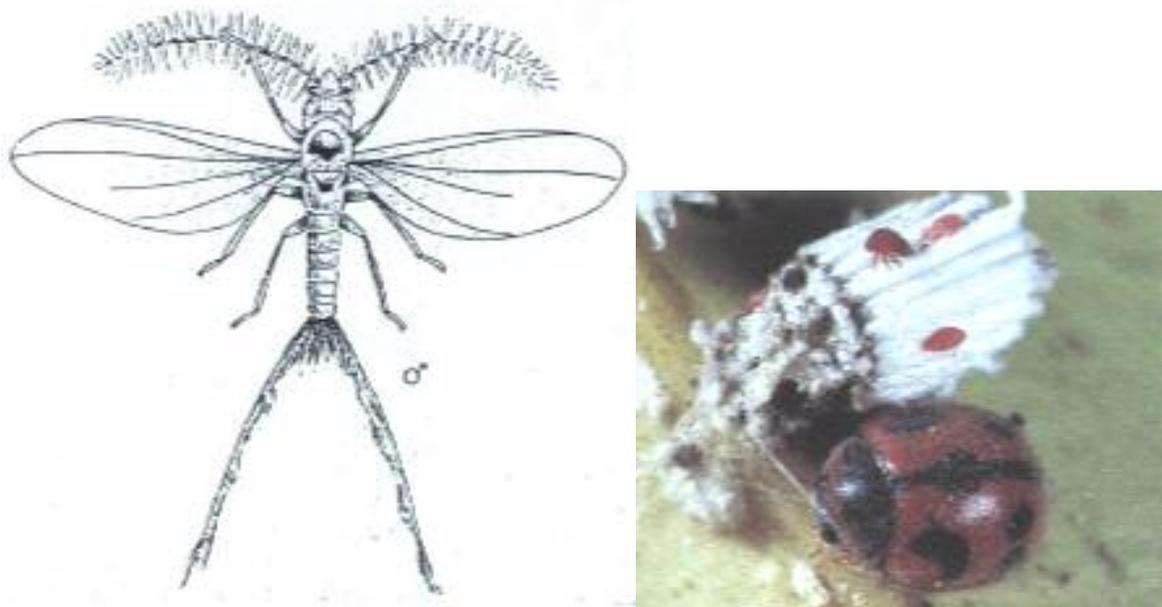


Fig. 3. a) Macho adulto de *Icerya purchasi* Mush; b) Hembra adulta de *Icerya purchasi* Mush y su depredador *Rodolia cardinalis* (Mulsh)

Aún cuando esta escama puede ser una plaga severa de los cítricos, su control por medios biológicos es perfecto. En California, en 1879, se hicieron famosos su depredador *Rodolia cardinalis* (Muls) (fig. 3b) y su parasitoide *Chyptochaetum iceryae* (Williston) que salvaron la industria de los cítricos de un verdadero colapso. En El Salvador, *I. purchasi* Maskell se mantiene más bien en pequeñas colonias en plantas ornamentales, sobre todo en las casuarinas ó pinos *Casuarina equisetifolia* Forster, y en donde es controlada por un pequeño Coccinellidae, *Rodolia sp.* y por un parasitoide Diptera, *Syneura cocciphila* Coq. La escama algodonosa es una plaga potencial que debe vigilarse para evitar cualquier perturbación en los cultivos de cítricos que puedan favorecer su invasión a los mismos. Se le ha observado en pequeñas colonias en cítrico y mango, pero invariablemente sus enemigos naturales la siguen hasta allí y controlan sus poblaciones rápidamente.

Icerya similis: es otra escama algodonosa, similar a la anterior, pero en ella los ovisacos tienen una prolongación característica, cerosa y enrollada (fig. 4a). Se le encuentra en ornamentales como palmas y en varío, *Celophylum brasiliensis*. También en la literatura se mencionan otros géneros importantes como: *Aspidoproc tus* Newstead, *Kuwania* Cockerell, *Llavexia* Signoret, *Margarodes* Guilding, *Matsucoccus* Cockerell, *Monophlebus* Burmeister, *Xilococcus* Loew. Los especímenes más grandes que incluye esta familia miden hasta 25 mm y pertenecen a los géneros *Llavexia* Signoret y *Callipappus* Guerin. El género *Llavexia* existe en América Tropical, siendo una de las especies más típicas *L. axin* (Llave), que ocurre en México y es usada para la extracción de sustancias medicinales y lacas.

a



b

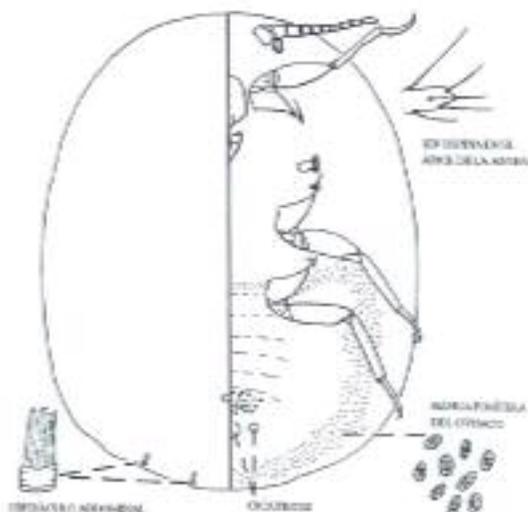


Fig. 4. Familia Margarodidae: a) Colonia de *Icerya similis* Morr.;
 b) Esquema del cuerpo de Margarodidae.

El género *Margarodes* incluye especies que viven sobre las raíces de las plantas presentando patas anteriores del tipo fosorias. Las hembras de las especies de este género frecuentemente están encerradas en quistes de cera que presentan colores bronceados o dorados, por tanto son comúnmente llamadas perlas de tierra. Bajo condiciones desfavorables las hembras de estas especies pueden permanecer en un estado de latencia por uno o más años. Una vez que las condiciones ambientales se vuelven favorables las hembras emergen del estado de quiste y adquieren un aspecto similar al de las cochinillas ó piojos harinosos del género *Pseudococcus* y continúan su vida activa. Los miembros de este género pueden ser encontrados en la mayoría de las regiones tropicales del mundo, pero su detección es frecuentemente dificultada por los hábitos subterráneos.

Existe información sobre la longevidad de la especie *Margarodes vitis* Giard (insecto presente en Chile y Venezuela como plaga de las raíces de la vid), indicando que entre los quistes colectados en 1899 y 1900 que fueron abiertos en 1917 se constató una hembra que aparentemente estaba con vida. De acuerdo a estos datos se puede establecer que la hembra en mención puede haber presentado una longevidad de por lo menos 17 años,

situación muy importante que se tiene que tomar en cuenta en los trabajos cuarentenarios en los diferentes países.

El género *Eurhizococcus* Morrison y Morrison, está representado en el Perú con la especie *E. brasilienses* (Hempel) registrada en plantaciones de té.

La especie *Paracoelastoma peruviana* Morrison, se encuentra en la costa norte del Perú infestando árboles de zapote; también *Margarodes vitis* (Giard), es reportada para dicho país.

4.3. Familia Dactylopiidae

Esta es la familia de la escama del carmin, según Ferris (1937) comprende solo el género *Dactylopius* Costa con un total de 4 especies, en tanto que de Lotto (1974) reconoce 9 especies, todas las cuales son específicas para cactaceae del género *Opuntia*.

Las especies de esta familia son muy semejantes a la familia Pseudococcidae en apariencia general y sólo pueden ser diferenciadas mediante micro-preparados (fig. 5). Las hembras que miden 2 a 6.5 mm de longitud, son anchas y ovaladas, dorsalmente convexas y ventralmente aplanadas, con segmentación definida. Son de color rojo -brumo y están cubiertas de abundantes excreciones cerosas pulverulentas y filamentosas, observándose en muchos casos que las hembras reposan sobre una capa cerosa pulverulenta sobre la cual ovipositan. Las antenas cortas de 6 a 7 segmentos. Los machos que pueden ser ápteros o alados, presentan stylus diminuto y dos filamentos caudales.

Como se dijo anteriormente, usualmente viven en cactaceae, donde son criadas desde épocas ancestrales por los indígenas de América, ya que de ellos se obtienen colorantes, especialmente el “carmin”, por lo que su cría se ha desarrollado industrialmente en diversas partes del mundo, siendo una de las especies más utilizadas *Dactylopius cacti* que es originaria de la cordillera de los Andes.

Otra especie importante es *D. coccus* Costa, que se desarrolla sobre cactus del género *Opuntia cacti*. Fue empleada desde épocas pre-colombinas para preparar tintes y colorantes. Con la llegada de los españoles se organizó la fabricación de estos productos

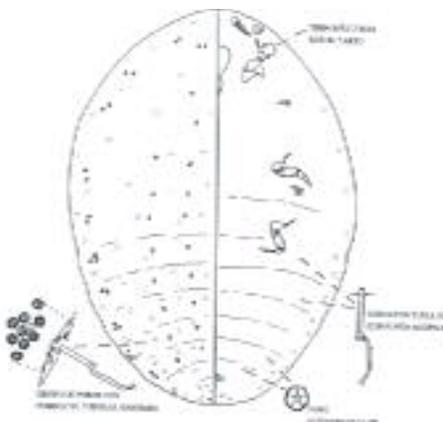


Fig. 5. Esquema del cuerpo de Dactylopiidae

que progresivamente desplazaron a los colorantes obtenidos de *Kermes ilicis*. En 1826 los españoles la llevaron a las Islas Canarias para multiplicarla en escala industrial. La importancia de estas escamas se redujo drásticamente con el descubrimiento de los colorantes a base de anilinas; recientemente se ha renovado el interés en estos insectos para obtener colorantes para cosméticos y alimentos. La especie está ampliamente difundida en el Perú, especialmente en los Departamentos de Ayacucho, Cusco y Huánuco, donde se le explota industrialmente. También para el Perú se cita la especie *D. confusus* Cockerell sobre cactus de la especie *O. exaltata*.

Estos insectos han sido utilizados en el control biológico de malezas. Varias especies de *Dactylopius*, entre las cuales se puede citar *D. opuntiae* (Cockerell) y *D. ceylonicus* Green, han sido introducidas con diversos grados de éxito a Australia, África, India y Hawai para erradicar diferentes especies de cactus que se desarrollan en aquellas zonas con carácter de plaga (maleza) en pastizales y bosques.

4.4. Familia Asterolecaniidae

Estas escamas estacionarias (fig. 6), son poco frecuentes en nuestro medio; habitan plantas arbustivas de diferentes especies y en ocasiones forman agallas. Son en general insectos pequeños de forma oval, alargados más bien cubiertos por secreciones o hundidos en una masa cerosa o con las secreciones sumamente largas, filamentosas, como hebras formando una madeja enredada. Son insectos que carecen de ojos y patas (las patas pueden ser vestigiales, representadas por pequeños tubérculos). Las antenas son cortas, la mayoría de estos insectos son especies con abundantes individuos que llegan a cubrir el tallo de las plantas atacadas, como sucede en el bambú que es afectado por *Asterolecanium bambusae* Bdv.; otro ejemplar muy raro lo constituye *Capulinia sallei* que se caracteriza por sus secreciones tan largas, fuertes y persistentes, se les conoce popularmente como escamas de filamentos blancos.

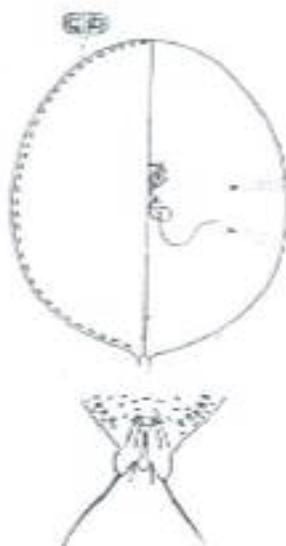


Fig. 6. Esquema del cuerpo de Asterolecaniidae

En el Perú, se reporta la escama amarilla, *Asterolecanium pustulans* Cockerell que es pequeña, amarilla de forma ovalada que está provista de filamentos de color amarillo. Puede ser observada en los tallos del algodónero. Existen especies aún no determinadas de *Asterolecanium* que han sido registradas sobre cítricos y Orchidaceae en Perú. También especies no determinadas de *Lecaniodiaspis* han sido registradas sobre cacao y cítricos en dicho país.

4.5. Familia Coccidae

Conocidos por algunos con el nombre de casco de soldado, que se caracterizan por ser escamas sésiles ó escamas estacionarias, siendo la segunda familia en importancia por el número de especies conocidas y por los daños que causa (la familia número uno es Pseudococcidae).

Estos insectos su forma puede ser estrellada (Género *Vinsonia*), lisa y oval (Género *Coccus*), cubiertas de una serosidad notable (Género *Ceroplastes*) o desarrolando un saco ovigero algodonoso y grande que las desprende del hospedero (Género *Pulvinaria*); pero estos insectos se diferencian del resto de familias por la presencia de una escotadura abdominal, en cuyo fondo u origen se encuentra el ano, cubierto por dos placas triangulares.

El tegumento puede ser apergaminado o cubierto de secreciones cerosas con o sin patas, y antenas muy reducidas. Los machos ápteros o alados, con stylus corto y comprenden gran número de especies de amplia distribución, muchas de ellas son consideradas plagas de primer orden, especialmente en plantas frutales. Usualmente causan una severa pérdida en el vigor de la planta, lo cual es seguido de la defoliación y finalmente la muerte del hospedero severamente afectado. Los daños indirectos por efectos de “Fumagina” ocasionan daños en la calidad y presencia de producto para consumo fresco.

A continuación se mencionan algunas especies ampliamente distribuidas y de importancia económica:

Coccus hesperidum L.: es la Escama parda blanda ó Escama café blanda (fig. 7), que ataca al caimito, cítricos, mango, zapote y muchos otros frutales y ornamentales. En El Salvador se le puede encontrar en frutos de papaya y en cítricos. Esta especie de escama afecta en las zonas tropicales y sub-tropicales del mundo a una gran variedad de plantas y es considerada una de las principales plagas de los cítricos. La Escama del mango, *Coccus mangiferae* Green, ataca al mango en el Perú; mientras que la Escama verde, *C. viridis* Green (fig. 8), es reportada sobre cafeto y cacao. Otra especie muy importante en Estados Unidos es, *C. pseudomagnoliarum* (fig. 9 y 10).



Fig. 7. Adulto hembra de *Coccus hesperidum* L., en una rama de cítrico.



Fig. 8. Adulto hembra de *Coccus virides* Green, en una hoja de cítrico .



Fig. 9. Hembra adulta de *Coccus pseudomagnoliarum*, en una hoja de cítrico .



Fig. 10. Daños causados por *Coccus pseudomagnoliarum*, en cítrico.

El género Saissetia es una escama blanda que incluye una serie de plagas, como *S. nigra* (Nietner) y *S. oleae* (Bernard), que son de amplia distribución y atacan una serie de plantas tropicales, mientras que la Escama hemisférica, *S. coffeae* (Walker), es una escama común sobre cafeto, líquenes y plantas ornamentales y puede presentarse como plaga en cítrico y mango. Otra especie es *S. hemisphaerica* (Targ.), que también es llamada vernaculamente como “Escama hemisférica” tan perjudicial que se relacionan más de 45 hospederos, a los cuales en muchos casos les causa serios daños; es muy visitado por la hormiga b rava, según reportes de Cuba. En el Perú, la Escama negra lisa, *S. nigra* ataca el árbol de anona, y en El Salvador se puede encontrar en plantas ornamentales y ocasionalmente en cítricos. La Escama negra, *S. oleae* Bern. es una Escama blanda de unos 5mm de diámetro, y notable por la presencia en el dorso de los adultos de una marca en forma de “H” (fig. 11).



Fig. 11. Hembra adulta de *Saissetia oleae* Bern, en una rama de cítrico.

Protopulvinaria pyriformis Cockerell, es la Escama piriforme, una de las plagas más importantes del árbol del palto en Perú, causando en casos de ataques severos la defoliación de la planta. También se ha encontrado en laurel, mango, canela, alcanfor, jazmín del cabo, júpiter, cerezo y otras plantas.

Lecanium corni (Bouché), es la Escama omnivora, afecta al manzano, perales y membrilleros, pero sus ataques en el Perú en contraste con lo que sucede en otros países, no son de mayor importancia económica, lo cual probablemente se puede atribuir a las condiciones ecológicas existentes y a la acción de una serie de enemigos naturales que afectan a la Escama en este país. Sin embargo la escama de la canela, *L. perlatum* Ckll, es un insecto que frecuentemente causa en esta el desarrollo de un fuerte ataque “fungoso” sobre los árboles de canela.

Parthenolecanium corni Bouché, probablemente se trate de *Lecanium corni* (Bouché) pero algunos autores las separan. La hembra adulta tiene un cuerpo globoso, de consistencia dura y adquiere un color oscuro. El macho presenta alas y su cuerpo es ama rillo. Es un insecto polífago y abundante en plantas de acacia y ciruela; en las regiones en las que se cultivan árboles frutales puede ocasionar graves daños (fig. 12).

Vinsonia stellifera (Westw), es la Escama estrellada, que por su forma es fácil de identificar. Ataca pocas plantas, pero se le puede encontrar en aguacate. En Cuba, carece de importancia económica hasta el momento.

Toumayella sp., es la Escama lomo de tortuga, que en Cuba se reporta asociada con la hormiga brava. En algunos casos es bastante perjudicial.

Ceroplastes spp., incluye algunas especies que producen cera de color blanco. Así en la India y la China, la especie *C. ceriferus* Anderson produce cera que en la India es utilizada con fines medicinales, mientras en algunas regiones de la China, Japón, Australia y otras regiones del mundo la misma especie se ha desarrollado como una terrible plaga. La especie *C. floridensis* Comstock (fig. 13) es la “Escama de cera”, se desarrolla en forma de plaga sobre cítricos, mango, té y otros cultivos tropicales y sub-tropicales del mundo; en El Salvador se encuentra esporádicamente en los cítricos. Es una plaga potencial de valor económico en Florida e Israel. Las formas juveniles tienen aspecto de rosetas y los adultos, recubiertos de abundante cera, adquieren un tono rosado. A veces se encuentran en colonias abundantes en plantas ornamentales tales como *Terminalia sp.*

Desde el punto de vista histórico se debe mencionar la “Escama de la cera China” o “pe -la”, *Ericerus pe-la* Chavannes. Los machos de esta especie excretan cera blanca que fue colectada antiguamente para la industria de velas.



Fig. 12. Hembra adulta de *Parthenolecanium corni* Bouché

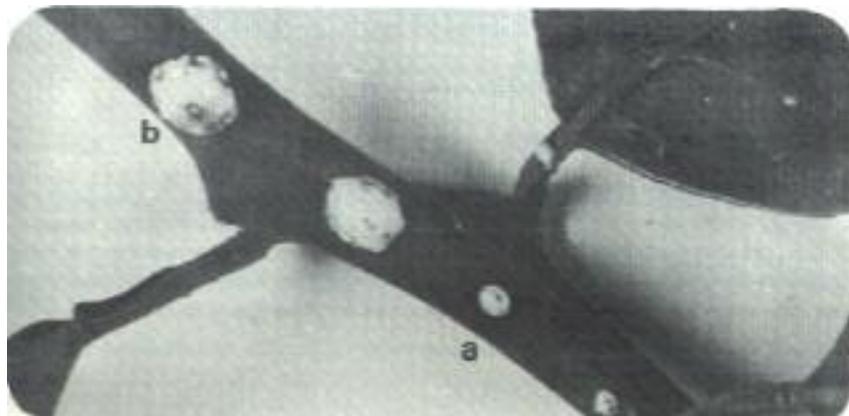


Fig. 13. *Ceroplastes floridensis* Comstock, en una rama de cítrico: a) Estadío juvenil; b) Estado adulto.

4.6. Familia: Diaspididae

Al igual que la familia Coccidae, comprende numerosas especies de Escamas sésiles o escamas armadas ó cubiertas que causan severos daños a la fruticultura. Las hembras tienen las antenas y las patas vestigiales, o faltan en el insecto completamente desarrollado, y carecen de espiráculos abdominales y de opérculo anal. La cubierta escamosa está formada por las secreciones y las exuvias; el cuerpo blando se protege bajo la mencionada escama cobertora que adopta multitud de formas: alargadas, elípticas, ovals, redondeadas. Su reproducción puede ser sexual o partenogenética, ovíparas u ovovivíparas. Son muy dañinas y atacan multitud de plantas útiles, dispersándose las formas sobre sus hospederos jóvenes y entre otras plantas mediante los agentes naturales. Los machos son pequeños ápteros o alados, con antenas y patas bien desarrolladas; en el ápice caudal generalmente presentan dos filamentos relativamente largos (stylus). A continuación se mencionan algunas especies:

Ischnaspis longirostris Sign.: es la Escama negra de hilo que se caracteriza porque se orienta en el sentido de las venas de las hojas. Es muy fácil de reconocer por su figura estrecha y alargada. Ataca plantas de jazmín, aunque suele ser más abundante en el mango, ya que también ataca a los frutales, incluso a las palmeras.

Insulaspis gloverii (Pack.): es la Escama larga, que ataca a los cítricos y otros frutales; cuando daña el fruto, le da mala apariencia para el comercio sobre todo si se exporta.

Xanthophthalma concinnum Kll. y Parr: es una Escama rara, sin nombre vulgar ó común, que ataca a los cocoteros.

Aspidiotus perniciosus Comstock (= *Quadraspidotus perniciosus*) (fig. 14), es la Escama de San José que es originaria del norte de China, fue dispersada por el hombre y hoy es una importante plaga en ramas y troncos de frutales, especialmente del manzano, peral, durazno, ciruela y cerezo; han sido reportadas aproximadamente en 700 plantas hospederas. En Chile, es un insecto importante que ha ocasionado graves daños al sector frutícola desde 1930; fue declarada plaga de control obligatorio en el año 1933 debido a la magnitud de su dispersión y a la densidad del ataque. Las formas móviles del insecto corresponden tanto a la ninfa juvenil migratoria como al macho adulto y las formas fijas a los estadios y estados que se protegen bajo una cubierta o escudo. Los estadios que aquí se presentan no corresponden rigurosamente a la división de estados biológicos, sino más bien se han separado de acuerdo a características resaltantes que pueden ser fácilmente reconocidas por el técnico o agricultor en el campo. Lo que es importante porque están vinculadas a las decisiones de control, tales como monitoreo de machos mediante feromonas y posterior control de ninfas migratorias, control de estados fijos en invierno y evaluación del control biológico. Los notables avances logrados en la investigación de los enemigos naturales en Europa y Estados Unidos, han estimulado el estudio de la efectividad de los agentes nativos de control de la Escama de San José. En California se observó hasta un 75% de control por *Aphytis aonidiae* (fig. 15). A su vez en Alemania se encontró hasta un 90% de control por *Encarsia perniciosi* (= *Prospaltella perniciosi*), la cual fue criada en laboratorios y liberada durante 20 años. En Chile, desde 1982 se ha iniciado la introducción, multiplicación masiva y liberación del parasitoide *E. perniciosi*.

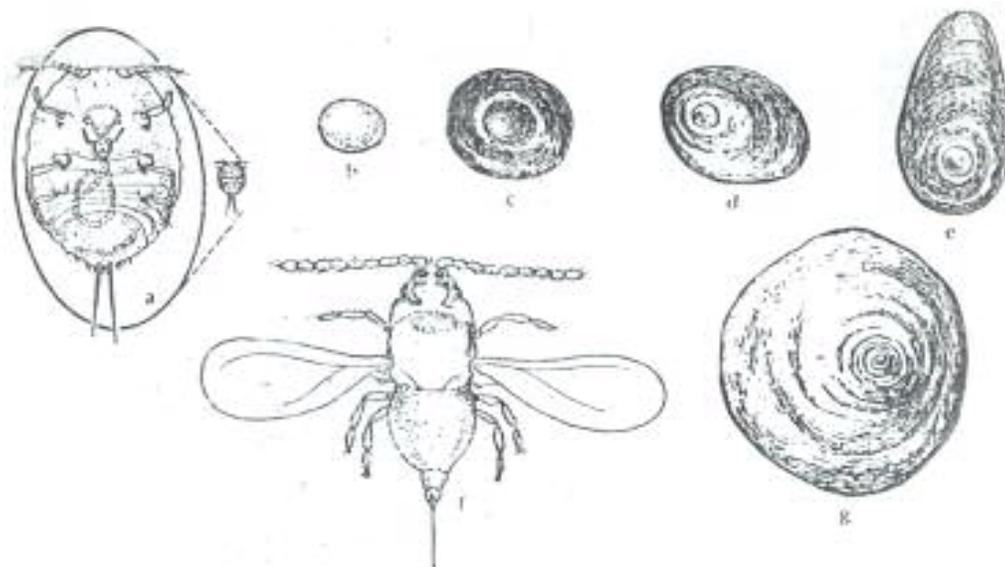


Fig. 14. Estados de desarrollo de *Aspidiotus permiciosus* Comstock (= *Quadraspidiotus permiciosus*): a) Ninfa migratoria vista ventral; b) Gorrito blanco; c) Gorrito negro; d) Preadulto hembra, e) Preadulto macho; f) Adulto macho; g) Adulto hembra

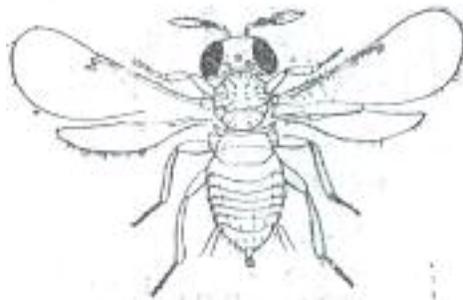
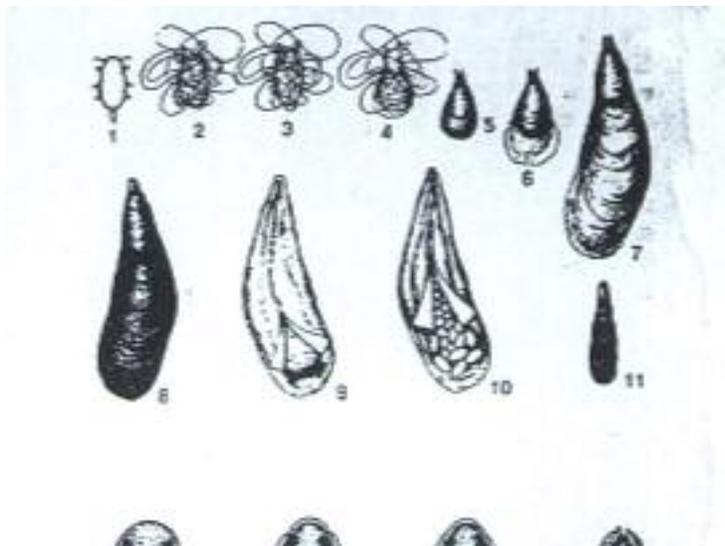


Fig. 15. *Aphytis* sp., parasitoide de *Aspidiotus permiciosus* Comstock (= *Quadraspidiotus permiciosus*).

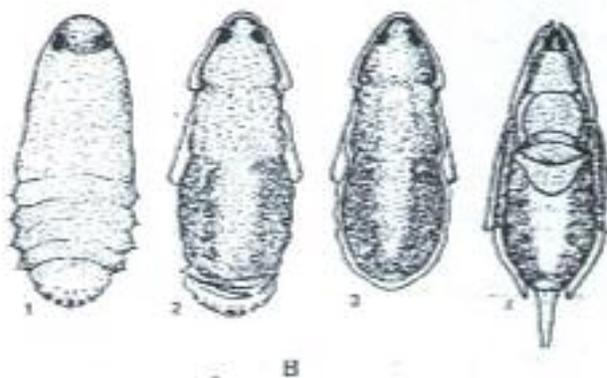
Lepidosaphes ulmi (L.): es la Escama coma ó Escama ostreiforme, originaria del Oriente, en la actualidad está ampliamente difundida en el mundo, hospedera de una gran variedad de plantas, y en casos de ataques severos puede causar la muerte de las plantas.

Lepidosaphes beckii (Newman) (= *Mytilococcus beckii* (Newman)), la Escama coma ó Escama púrpura (fig. 16 y 17), que en el pasado fue la más seria plaga de los cítricos en el Perú, en la actualidad con la introducción en 1958 de su enemigo natural *Aphytis lepidosaphes* Compere (fig. 18), ha pasado a un plano secundario. Esta Escama en casos de ataques severos pueden formar densas costras sobre tallos, ramas jóvenes, hojas, frutos, provocando el decaimiento de las plantas. Las hembras se caracterizan por presentar una Escama alargada, en forma de coma, de 2 a 3mm de largo, de color rojo púrpura o bruno negro; en cambio la escama de los machos es más corta y también más angosta que la de las hembras.

a



b



c

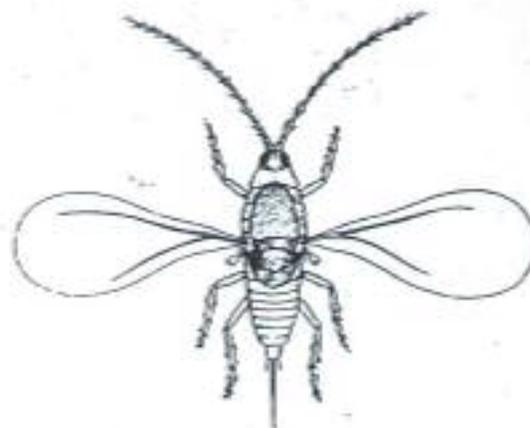


Fig. 16. Desarrollo de *Lepidosaphes beckii* (Rewn): a: 1) Forma gateadora; 2) Secreción de filamentos; 3) Secreción algodonosa; 4) Primera exuvia; 5) Segunda muda y segunda exuvia; 6) Secreción extendida después de la segunda exuvia; 7 y 8) Hembra adulta; y 9) Hembra vista ventral; 10) Hembra con huevos; 11) Escama del macho; b: Desarrollo del macho: 1) Segundo estado de desarrollo; 2 y 3) Prepupa o tercer estado, nótese la exuvia por detrás; 4) Verdadera pupa; c: Macho adulto.



Fig. 17. *Lepidosaphes beckii* (Rwman) en una hoja de naranjo.



Fig. 18. *Aphytis lepidosaphes*, parasitoide de *Lepidosaphes beckii* (Rwman).

Lepidosaphes gloverii: (Packard) es muy parecida *L. beckii*, pero su cuerpo es más delgado y menos curvo, ataca plantas de cítricos; *L. alba* (Cockerell) (= *Aonidomytilus alba* (Cockerell)) registrada en yuca; así como *Lepidosaphes (Opuntiaspis) carinatus* (Cockerell) que infesta el cacao.

Unaspis citri Comstock (fig. 19), es la Escama nieve considerada la plaga que más daños causa a los cítricos de cualquier edad, atacando sus troncos, ramas, follaje y frutos. Su nombre común alude al aspecto blanco que presentan las partes del árbol infestado, por los numerosos cuerpos de los machos que son blancos. Los escudos de las hembras son oscuros y se confunden con el color de los troncos. Las infestaciones de este insecto pueden ser muy severas, al grado que los árboles pierden ramas enteras o mueren gradualmente por completo. Estas infestaciones en El Salvador ocurren generalmente al final de la época seca. Este insecto normalmente inicia las infestaciones por el tronco de los cítricos y ramas principales, pasando luego a ramas secundarias, hojas y frutos. Se alimentan como todas las escamas succionando la savia de los árboles, llegando en algunos casos a causar serios daños como rajaduras de las ramas y caída de frutos pequeños.

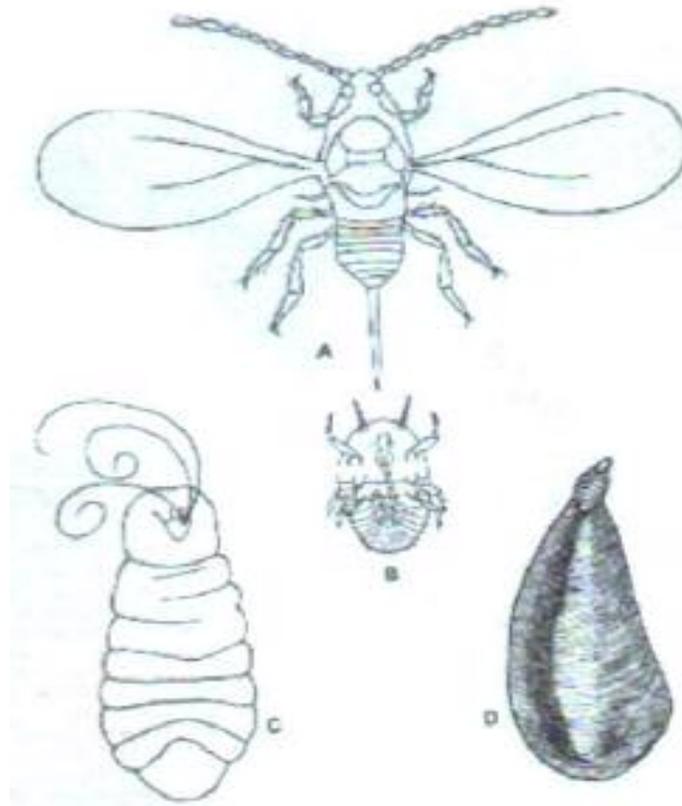


Fig. 19. *Unaspis citri* Comtock: a) Macho adulto; b) Ninfa de primer estadio; c) Vista ventral de la hembra; d) Vista dorsal de la hembra.

Pinnaspis aspidistrae (Signoret), es la Escama coma blanca de los cítricos. En esta especie las hembras están cubiertas por una escama alargada en forma de coma, 1mm de longitud, de color bruno con las exuvias ninfales en posición marginal. Los machos que son más pequeños tienen una forma alargada con una cubierta tricarinada de cera blanca; los machos permanecen reunidos en grandes colonias y llaman la atención al formar manchas blancas típicas sobre las hojas de los cítricos. Esta especie también ha sido registrada sobre las hojas de olivos provocando su defoliación y el debilitamiento general de las plantas. En cambio, en anona y palto, aparentemente es de menor importancia en el Perú.

Chionaspis salicis L., (fig. 20) son polípagas y atacan diferentes árboles y arbustos de hoja caducifolia. Las hembras miden 1.5 mm, son amarillas en su estado juvenil y después rojas, estando siempre recubiertas por un escudo de cera y quitina. Son insectos completamente inmóviles, no poseen patas ni ojos, y sus antenas están reducidas a unas minúsculas protuberancias. Las ninfas de primer estadio se pueden desplazar activamente, caminando sobre la planta y se fijan en un lugar preciso en el que mudan y se transforman en ninfas inmóviles. Los machos adultos presentan un par de alas, ojos, antenas y patas pero carecen de piezas bucales desarrolladas; su periodo de vida es tan corto que no necesitan alimentarse.

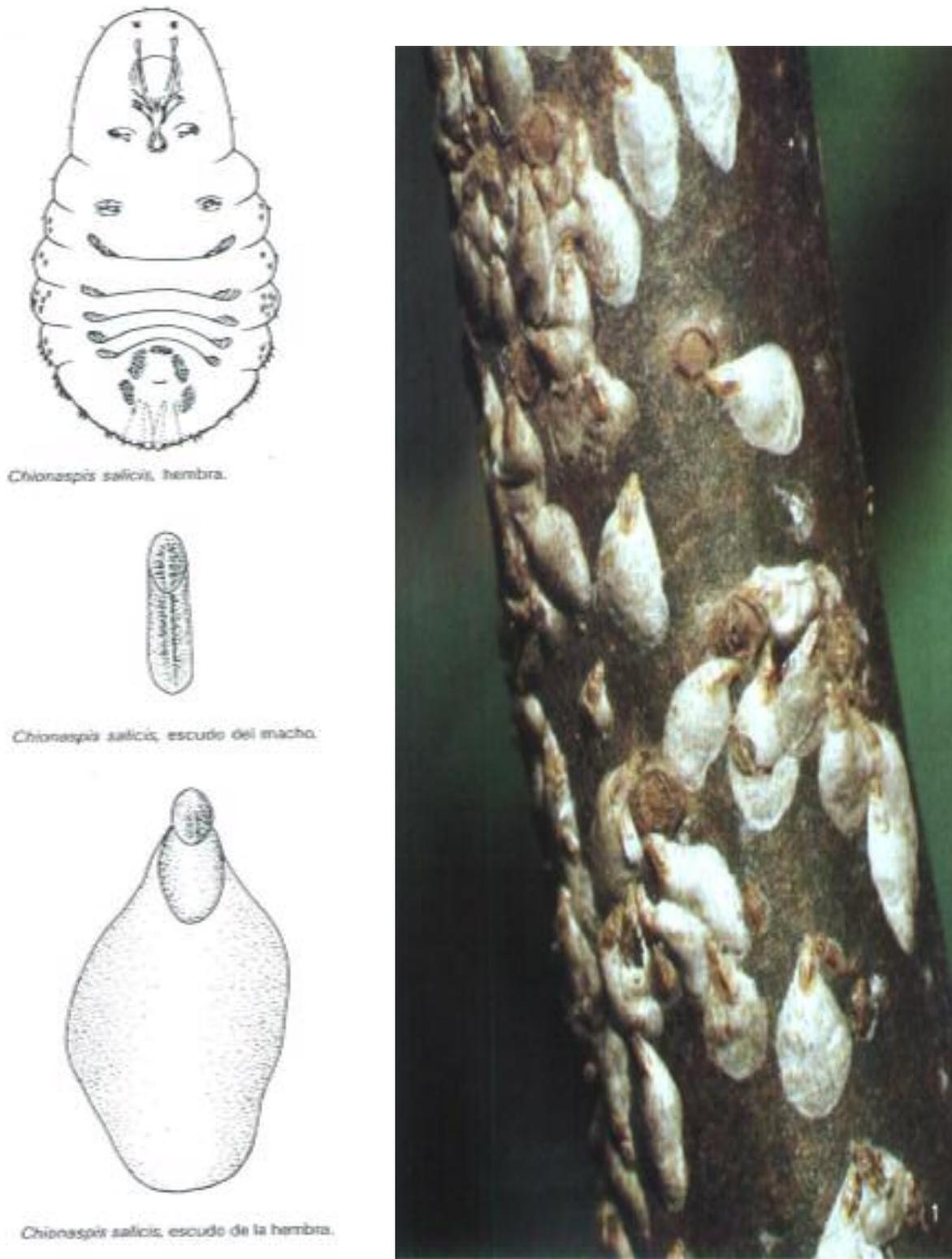


Fig. 20. Características de *Chionastis salicis* L.

Pseudaulacaspis pentagona (Targioni), fue citada por Wille en 1952 como *Diaspis* (*Aulacaspis*) *pentagona* Targioni, es conocida comúnmente como escama blanca del melocotón. Este insecto es la principal plaga del melocotón, durazno, ciruela y de una serie de especies de la familia Rosaceae, al formar densas costras sobre las partes leñosas de los hospederos, produciendo su debilitamiento y en casos severos su muerte. Las hembras presentan una escama ovalada o circular.

Selenaspis articulatus Morg., es la Escama roja de las Indias ó Escama parda, que es una plaga potencial que fácilmente pasa al estado real de plaga, ya sea por variaciones climáticas que le son favorables o por prácticas agrícolas (residuos de insecticidas, presencia de polvo, etc.) que eliminan o interrumpen la acción de sus enemigos naturales. Su color rojo pálido y su forma redondeada se destacan en el follaje, atacando principalmente el haz de las hojas, aunque puede encontrarse en los frutos. A menudo sus poblaciones explotan después que un cultivo de cítricos ha sido tratado con insecticidas para controlar otros insectos, tal como ocurrió en una plantación de la Escuela Nacional de Agricultura (ENA) y en Aguilares. Los árboles se pueden debilitar mucho con su ataque, el follaje se vuelve amarillento, y la cosecha es afectada.

Chrysomphalus dictyospermi (Morgan), es conocida como Escama chata y en los países de habla inglesa es citada como Escama roja española, se parece a la escama roja de las Indias, pero no se ha encontrado con mucha frecuencia en naranjales de El Salvador. Las hembras forman una Escama circular, muy aplanada, de color bruno a amarillento, de 1.5 mm de diámetro, con la exuvia en posición central, infesta las hojas de cítricos en Perú, causando fuertes daños sobre hojas y frutos al no contar con un control biológico adecuado.

Aonidiella aurantii (Maskell), conocida en los países de habla inglesa como Escama roja de California; es mencionada en Perú, como una plaga de menor importancia en plantas de limón. Para Estados Unidos es una Plaga de gran importancia en los cítricos (fig. 21, 22 y 23). En California ejercen un control los parasitoides, *Camperiella bifasciata* (fig. 24a) y *Aphytis melinus* (fig. 24b).

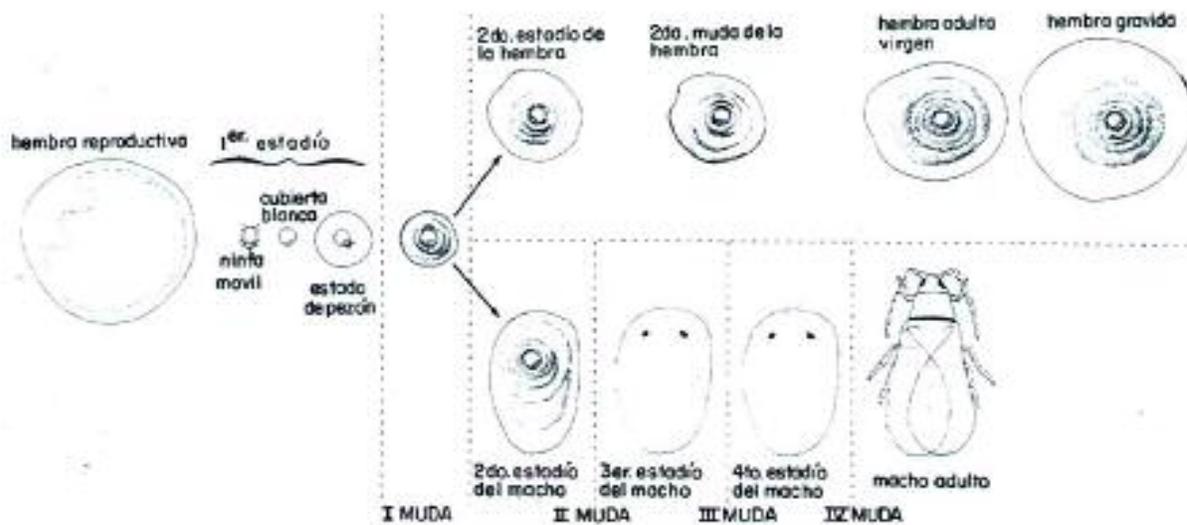


Fig. 21. Desarrollo de *Aonidiella aurantii* (Maskell)

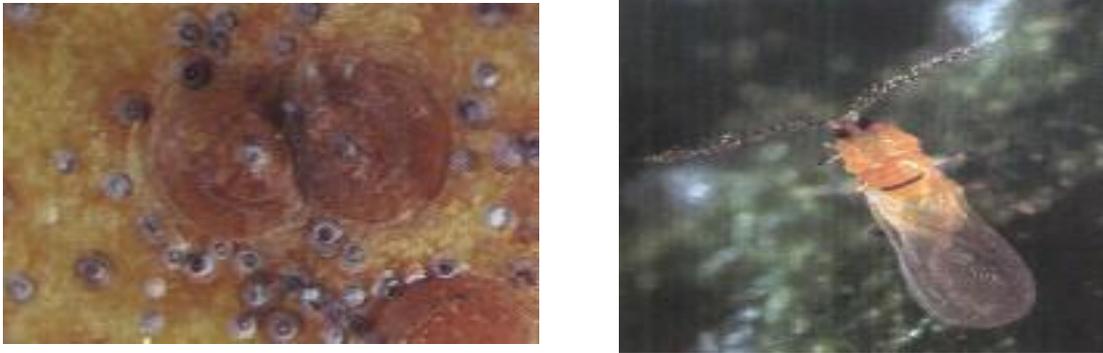


Fig. 22. Estados de desarrollo de *Aonidiella aurantii* (Maskell): Lado derecho: Macho con alas y en la parte izquierda diferentes estadios de desarrollo.



Fig. 23. Daños causados a los cítricos por *Aonidiella aurantii* (Maskell)



Fig. 24. Parasitoides de *Aonidiella aurantii* (Maskell): a) *Comperiella bifasciata*; b) *Aphytis melinus*.

Chrysomphalus aonidium (Linnaeus), que es citado por Ferris en 1938 como *C. ficus* Ashmead (fig. 25), su nombre vulgar Escama redonda marrón y en los países de habla

Inglesa conocida como escama roja de florida, infesta una gran variedad de hospederos y tiene una amplia dispersión, especialmente en zonas tropicales y sub-tropicales del mundo. Las hembras se caracterizan por algunas forma circular, con un punto oscuro característico en el centro de su escudo. Esta escama es un buen ejemplo de lo que es una plaga potencial. Normalmente es difícil recoger una muestra grande de esta escama, ya que el parasitoide *Aphytis holoxanthus* De Bach la mantiene bajo control biológico completo, este parasitoide ha sido usado con éxito en Israel y Florida, en donde sí tiene estatus de plaga. En El Salvador, pueden darse brotes fuertes cuando sus enemigos naturales son eliminados. Tal como ocurrió en una plantación de cítricos de la ENA en Junio de 1970, cuando se aplicó un insecticida para el control de otro insecto. Para el Perú están reportadas las siguientes especies: *C. (Acutaspis) perseae* (Comstok) sobre hojas de tamarindo; *C. (Acutaspis) reniformis* (Cockerell) sobre hojas de cacao; *C. (Acutaspis) scutiformis* (Cockerell) sobre hojas de guanábana.



Fig. 25. *Chrysomphalus ficus* Asmead, en fruto de cítrico.

Aspidiotus hederae (Vallot), es llamada Escama redonda del laurel, produce graves daños en los árboles de laurel; la hembra se caracteriza por presentar una escama circular, aplanada, de color blanco grisáceo con las exuvias en posición subcentral. También es hospedero del olivo.

4.7. Familia Conchaspidae

Esta es una pequeña familia que comprende aproximadamente 12 especies que provienen de las regiones tropicales del mundo. Estos insectos forman una escama similar a la de los insectos de la familia Diaspididae, pero se diferencian por el hecho que en este caso las exuvias ninfales no son incorporadas en la escama. Las hembras se caracterizan por retener las patas y antenas; por no presentar anillo anal y por presentar solo los espiráculos meso y metatorácicos. El género dominante de la familia es *Conchaspis* Cockerell, el cual está representada en el Perú con la especie *C. angraeci* Cockerell que infesta al tronco y ramas gruesas del anona, mango y rosales.

4.8. Familia Pseudococcidae

Los Pseudococcidae también llamados Cochinillas ó piojos harinosos ó algodonosos comprenden muchas especies (solo del sur de Asia se conocen mas de 600 especies). Esta familia esta típicamente representada por el género *Pseudococcus* Westwood, el cual incluye un elevado número de especies que causan considerables daños tanto en la parte aérea como también en las raíces de plantas alimenticias y ornamentales. Estos insectos se pueden identificar por que en su cubierta corporal hay glándulas que segregan un material polvoriento o algodonoso ceroso de color blanco.

Las hembras poseen antenas que pueden presentar en las diferentes especies un variado grado de desarrollo con un máximo de 9 segmentos. En el ovisaco depositan varios cientos de huevos (especies ovíparas) o de ninfas de primer estadio (especies ovovivíparas). Al completar la oviposición la hembra muere; el saco que contiene los huevos se encontrarán en las axilas de los tallos que se ramifican o en las hojas, ramas, yemas, botones florales, frutos y hasta en las raíces; los huevos inicialmente son de color anaranjado pero se vuelven rosados al madurar (fig. 26). El desarrollo de los huevos toma de 3-9 días, según las condiciones climáticas.

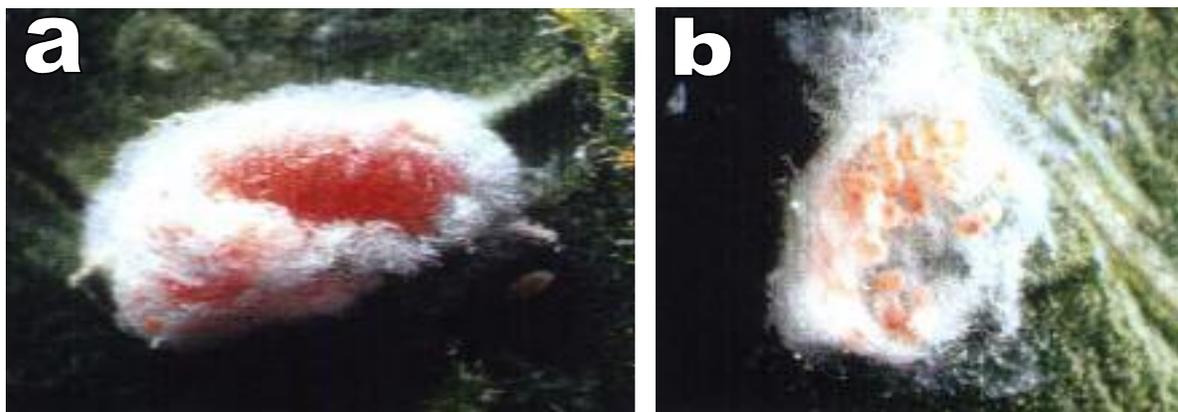


Fig. 26. Huevos de la hembra: a) Masa blanca del ovisaco con huevos co lor rosado; b) Huevos con filamentos algodonosos.

El macho de Pseudococcidae (fig. 27), cuando está casi desarrollado forma una cápsula blanca algodonosa alrededor de él (fig. 28) y dentro de ésta “cápsula” se transforma en adulto que es muy pequeño y débil, por lo tanto es difícil de localizar o se puede confundir con otros insectos, pues es generalmente alado (dos alas), con sus halteres peculiares, semejantes a lenguitas, por lo que puede ser fácilmente confundido con diminutas mosquitas. Sus partes bucales no están desarrolladas y son incapaces de alimentarse. Los ojos aparecen constituidos por un corto número de omatidios, confundibles con ocelos, y cuando aparecen son 2, rara vez 3 ocelos, y situados en el vertex. Las antenas multisegmentadas ubicadas por delante de la cabeza, muy cercanas entre sí, a veces son plumosas.

La venación de las alas, muy reducidas y rudimentarias con una vena subcosta poco evidente y corta. Las patas, sin embargo están bien desarrolladas con un solo tarso y una garra ornadas con cerdas especiales capituladas, llamadas digitules (algunas no presentan patas).

El abdomen se prolonga por detrás en un órgano copulador llamado stylus, apareciendo a veces un par de apéndices caudales, sedosos, alargados y ondulados como un par de flecos. Una de las actividades importantes del macho es la copula de las hembras (fig. 29).

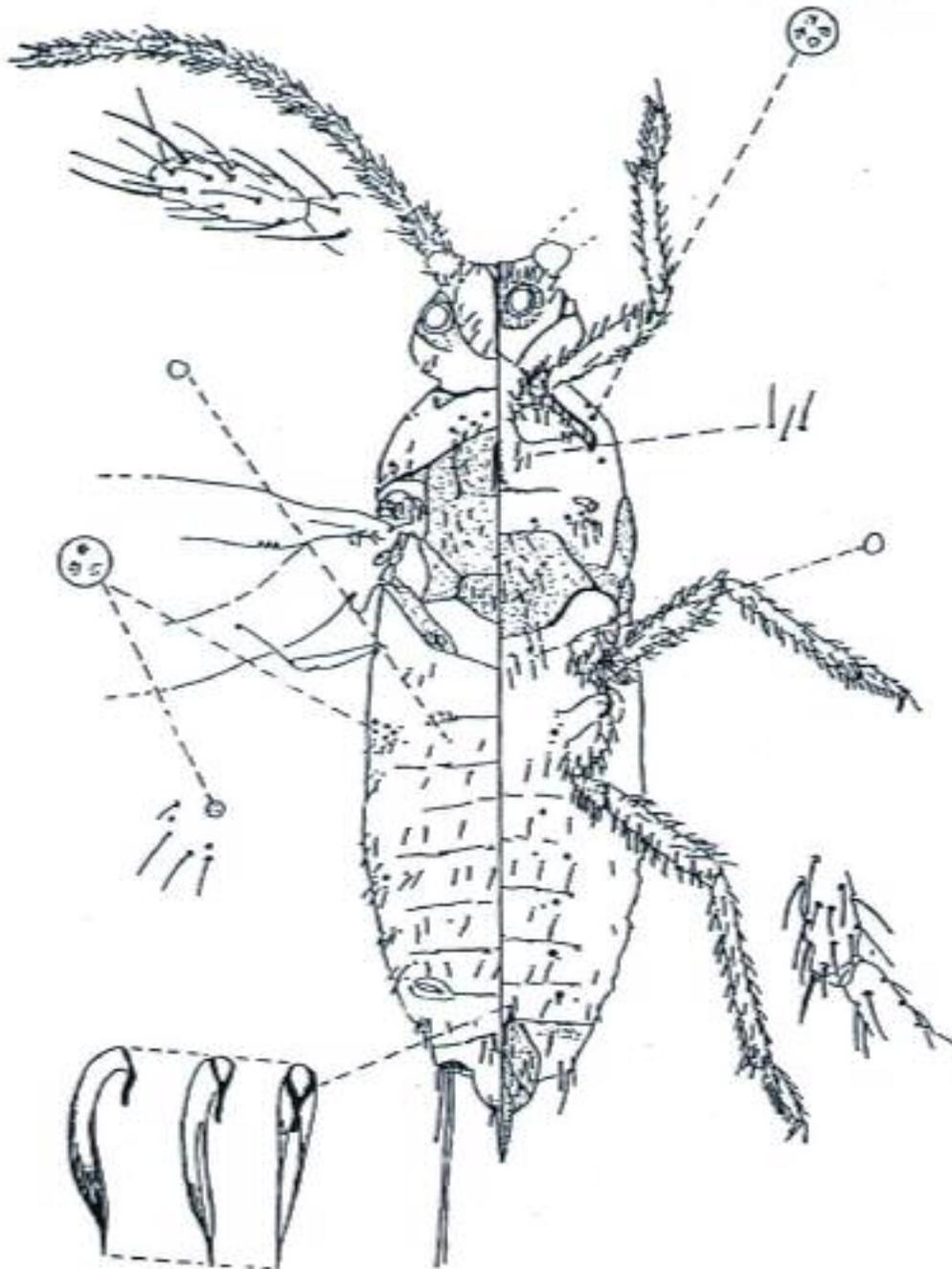


Fig. 27. Esquema del cuerpo de un macho de Pseudococcidae.



Fig. 28. Pupario de Pseudococcidae macho con filamentos blancos.



Fig. 29. Macho copulando una hembra Pseudococcidae.

4.8.1. Clave para los géneros de Pseudococcidae de importancia económica en el Caribe (Watson, G. W. & Chandler, L.R., 2000).

Esta clave de Gillian W. Watson & Lennox R. Chandler (2000), está diseñada para facilitar la identificación de la cochinilla rosada del *Hibiscus*, *Maconellicoccus hirsutus* (Green) de otros Pseudococcidae comunes en la región; no obstante no cubre todos los géneros presentes en el Caribe, y no identificará a miembros de otros géneros al nivel de especie. Para hacer identificaciones confiable hasta género y/o especie de otros Pseudococcidae de la región aparte de la cochinilla rosada del *Hibiscus* se usan las claves de Williams & Granara de Willink (1992). En el caso de la cochinilla harinosa del *Hibiscus* se utiliza esta clave y la de Williams (1996).

Cualquier muestra de Pseudococcidae que sea identificado con seguridad con esta clave, o las de Williams & Granara de Willink, deben representar especies introducidas, no nativas a la región. Algunos candidatos posible están listados bajo amenazas cuarentenarias en el cuadro 4. Cualquier material sospechoso debe ser enviado para su identificación por expertos, lo más pronto posible.

Las hembras son más abundantes y causantes de los daños a las plantas hospederas; son las usadas en la clasificación y separación de los géneros y especies, sobre todo por sus notables diferencias y abundancia de características taxonómicas (figura 30), tal como se puede apreciar en esta clave para separar géneros. La clave esta diseñada para ser utilizada con hembras adultas, las cuales poseen vulva. Los inmaduros de Pseudococcidae no tienen vulva ó poros de disco multiloculares, y con frecuencia tienen menos cerarii y segmentos antenales que los adultos.

- 1. Antenas de 9 segmentos-----**2**
 - Antenas de 2 – 8 segmentos-----**5**

- 2. Conductos tubulares con anillo oral dorsal presentes en más de una banda a lo ancho de cada segmento; barra del lóbulo anal presente; setas dorsales flageladas; generalmente en hospederos leñosos, en especial *Hibiscus*, con frecuencia degenerando el crecimiento ----- ***Maconellicoccus hirsutus* (Green)**
 - Sin bandas de conductos tubulares con anillo oral dorsal a lo ancho del dorso; barra del lóbulo anal ausente; en hospederos herbáceos y leñosos -----**3**

- 3. Poros triloculares muy esparcidos, especialmente en el vientre; patas con frecuencia largas; cuerpo alargado ó alargado ovalado; cerarii confinados a los márgenes ----- ***Plotococcus* en parte**
 - Poros triloculares numerosos en el vientre y dorso; patas normales; cuerpo oval; cerarii en ocasiones presentes en el dorso también como en los márgenes y a los lados del cuerpo----- **4**

- 4. Cerarii sobre placas esclerotizadas, cada cerarius generalmente con 5 o más setas alargadas y puntiagudas; cada trocánter con 6-8 sensilas placoideas (si sólo están presentes 4, entonces poros quinqueloculares ausentes) -----***Puto***
 - Cerarii en placas esclerotizadas, cada cerarius con menos de 5 setas alargadas; trocánteres con no más de 4 sencillas placoideas; poros quinqueloculares usualmente presentes al menos en la parte ventral cerca de las aperturas bucales ----- ***Phenacoccus* en parte**

- 5. Patas presentes, antenas de 3-8 segmentos-----**7**
 - Patas ausentes, antenas reducidas a tocones de 2 segmentos-----**6**

- 6. Un grupo de pequeños poros en un área oval a redonda de poros pequeños presente detrás de cada espiráculo posterior, sobre bambús -----***Chaetococcus***
 - Poros pequeños ausentes detrás de cada espiráculo posterior, generalmente en pastos (una especie en bambú)----- ***Antonina***

- 7. Cuerpo en forma de pera, con la parte anterior expandida y el abdomen angosto ----- ***Neochavesia***

- Cuerpo más o menos ovalado ó ovalado-alargado, nunca con la parte anterior conspicuamente agrandada -----8
- 8. Lóbulos anales muy prominentes fuertemente esclerotizados, cada lóbulo con una seta apical espiniforme; alimentándose en raíces ----- *Geococcus*
- Lóbulos anales a lo sumo moderadamente desarrollados, cada lóbulo con una seta apical flagelada; alimentándose tanto por encima como por debajo del suelo -----9
- 9. Poros de disco multiloculares presentes, al menos alrededor de la vulva -----11
- Poros de disco multiloculares ausentes -----10
- 10. Antenas con 3 segmentos; cuerpo ovalado a excepción del ápice posterior abruptamente aguzado; ojos presentes ----- *Capitisetella*
- Antenas de 5 segmentos; cuerpo redondo, ápice posterior redondeado; ojos ausentes; alimentándose en raíces -----*Pseudorizoecus*
- 11. Poros triloculares ausentes de la parte ventral del abdomen, con frecuencia muy esparcidos en el resto del cuerpo; ápice del cuerpo proyectándose más allá de los lóbulos anales-----*Plotococcus en parte*
- Poros triloculares numerosos ó localizados alrededor de los espiráculos, ó ausentes; lóbulos anales proyectándose más allá del abdomen-----12
- 12. Conductos tubulares grandes presentes, sus orificios rodeados por cutícula esclerotizada plana con una ó más setas asociadas -----*Ferrisia*
- Conductos tubulares, cuando están presentes, no tan obviamente grandes ó fuertemente esclerotizadas, cada uno de ellos sin el orificio rodeado de cutícula esclerotizada plana y setas asociadas -----13
- 13. Ductos bi ó triloculares presentes (parecen pequeñas estrellas); antenas de 5 ó 6 segmentos; a veces con más de un circulus; cochinillas pequeñas que se alimentan en raíces-----*Rhizoecus*
- Ductos bi ó triloculares ausentes; antenas de 6-8 segmentos; 0-3 circuli presentes; alimentándose sobre ó por debajo del suelo -----14
- 14. Microporos ó ductos presentes alrededor de la base de cada coxa posterior, sobre pastos y palmas-----15
- Microporos ó ductos ausentes alrededor de la base de cada coxa posterior; sobre varios hospederos incluyendo pastos y palmas -----16
- 15. Cerarii presentes sólo en los lóbulos anales; circulus grande, con forma de reloj de arena, con frecuencia de color pardusco; antenas de 7 segmentos; sobre caña de azúcar y otras gramíneas----- *Saccharicoccus*
- Con 14-17 pares de cerarii; circulus normal; antenas de 6-8 segmentos; sobre palmas-----*Palmicultor*
- 16. Antena de 6 segmentos; cerarii sólo presentes en los lóbulos anales; poros triloculares ausentes excepto alrededor de los espiráculos; poros quinqueloculares presentes; sobre gramíneas incluyendo caña de azúcar y sorgo -----*Brevemia*

- Antenas con 6 a 8 segmentos; generalmente con más de un par de cerarii presentes; poros triloculares numerosos y ampliamente distribuidos; poros quinqueloculares presentes ó ausentes; sobre varios hospederos -----17
- 17. Poros triloculares regados sobre ambos lados del cuerpo; anillo anal con 2 (en ocasiones 1) filas de celdas; con 4 -18 pares de cerarii-----18
- Poros triloculares ausentes; cuando están presentes entonces el anillo anal con más de 2 filas de celdas; con 4-6 pares de cerarii-----*Hypogeococcus*
- 18. Setas dorsales agrandadas, al menos hacia la parte posterior del abdomen, cónicas o lanceoladas, tan grandes como las setas de los cerarii; con 4 -17 pares de cerarii en el margen-----*Nipaecoccus*
- Todas las setas dorsales flageladas ó pequeñas y lanceoladas; con 0 -18 pares de cerarii en el margen-----19
- 19. Anillo anal desplazado sobre el dorso del segmento abdominal VII; cada cararii anal con frecuencia con 4 ó más setas cónicas agrandadas ----- *Cataenococcus*
- Anillo anal apical; cerarii anal generalmente con dos setas agrandadas cónicas o lanceoladas, cuando más de dos, entonces poros quinqueloculares ventrales usualmente presentes-----20
- 20. Setas dorsales pequeñas, lanceoladas a cónicas; poros quinqueloculares generalmente presentes en la parte ventral cerca del aparato bucal; garras tarsales usualmente con un dentículo-----*Phenacoccus en parte*
- setas dorsales flageladas; poros quinqueloculares ausentes; uñas tarsales con o sin dentículo-----21
- 21. Con 18 pares de cerarii; barra del lóbulo anal presente y bien desarrolladas; conductos tubulares con anillo oral usualmente ausentes----- *Planococcus*
- Cerarii de 1-18 pares; si presenta 18 pares de cerarii y barra del lóbulo anal, entonces también están presentes los conductos tubulares con anillo oral -----22
- 22. Conductos tubulares con anillo oral presentes -----24
- Conductos tubulares con anillo oral ausentes -----23
- 23. Con no más de 5 pares de cerarii, setas auxiliares solo presentes en los cerarii del lóbulo anal, ó ausentes; sobre gramíneas y tabaco -----*Triunymus*
- Cerarii en 6-17 pares; setas auxiliares normalmente presentes en todos los cerarii; sobre varios hospederos-----*Dysmicoccus*
- 24. Barra del lóbulo anal presente; hasta más de 18 pares de cerarii presentes -----
----- *Paracoccus*
- Barra del lóbulo anal ausente; nunca con más de 17 pares de cerarii -----25
- 25. Con 1-5 pares de cerarii, generalmente sólo el par del lóbulo anal con setas auxiliares; fémur posterior sin puntos translúcidos; sobre pastos -----*Chorizococcus*
- Con 12-17 pares de cerarii, con frecuencia todos con setas auxiliares; fémur posterior con frecuencia con puntos translúcidos; sobre varios hospederos -----*Pseudococcus*

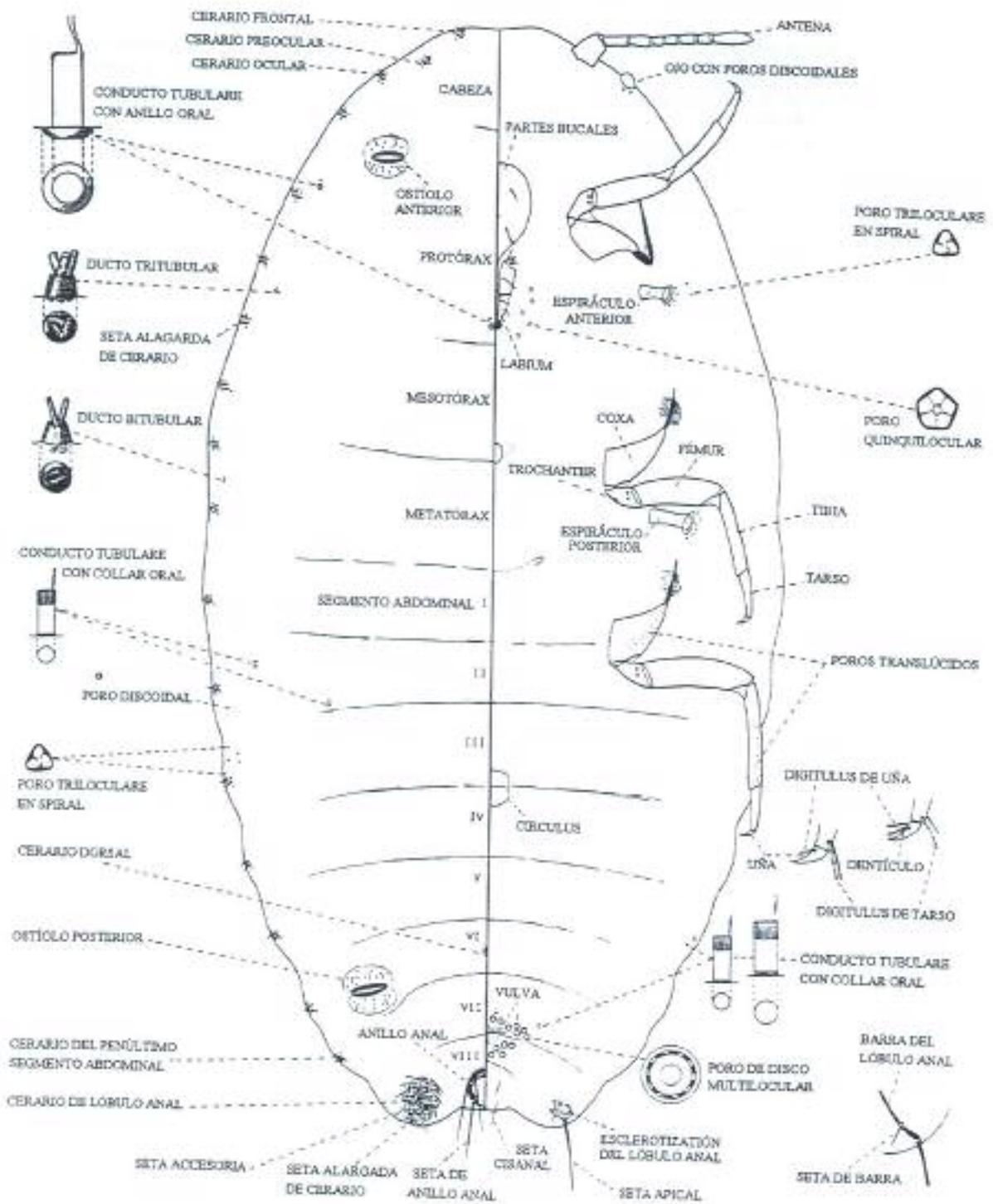


Fig. 30. Morfología general de una hembra adulta Pseudococcidae.

4.8.2. Importancia de algunos géneros y especies de *Pseudococcidae*

El género *Pseudococcus* es uno de los más importantes desde el punto de vista económico, pero a la vez es preciso indicar que muchas especies antiguamente consignadas en él, en años recientes han sido reubicadas; es un género que contiene unas 157 especies. Entre las más conocidas se puede citar *P. comstocki* (Kuwana), plaga de cítricos oriunda de China y Japón que ha sido dispersada a diversas partes del mundo y según Lima (1942), es una importante plaga de cítricos en el Brasil, que afecta tanto a las partes aéreas de las plantas como también las raíces produciendo agallas sobre estas. Según Goncalvez (1940) la forma radicícola vive asociada con la hormiga *Solenopsis saevissima* var. *moelleri* Forel que le brinda cuidados y a la vez la dispersa. Se conocen catorce especies *Pseudococcus* de países del Caribe, siendo la más común y más ampliamente distribuida *P. longispinus* (Targioni Tozzetti) (fig. 31), una especie polífaga con filamentos de cera posterior res muy largas, con frecuencia se le encuentra en árboles frutales, palmas y ornamentales. *P. cryptus* Hempel (fig. 32) es una especie polífaga (en ocasiones se alimentan en las raíces) conocida de pocos países del Caribe; se han registrado en árboles frutales, palma y ornamentales, en ocasiones es plaga en naranjo.



Fig. 31. *Pseudococcus longispinus* (Targioni Tozzetti)

Existen registros de especies muy peligrosas como *P. njalensis* que es vector del virus del “Swollen Shoot” del cacao y alcanza gran importancia en las zonas donde abunda este cultivo. Las especies peruanas fueron catalogadas por Morison & Morrison (1959) y posteriormente analizadas por Salazar (1972), quien cita a *P. adonidum* (Linnaeus) como plaga del olivo y mango así como de diversos ornamentales. Esta especie, de amplia dispersión en el mundo, fue citada por Wille (1952) como *P. longispinus* (Targ.) entre las plagas del mango.

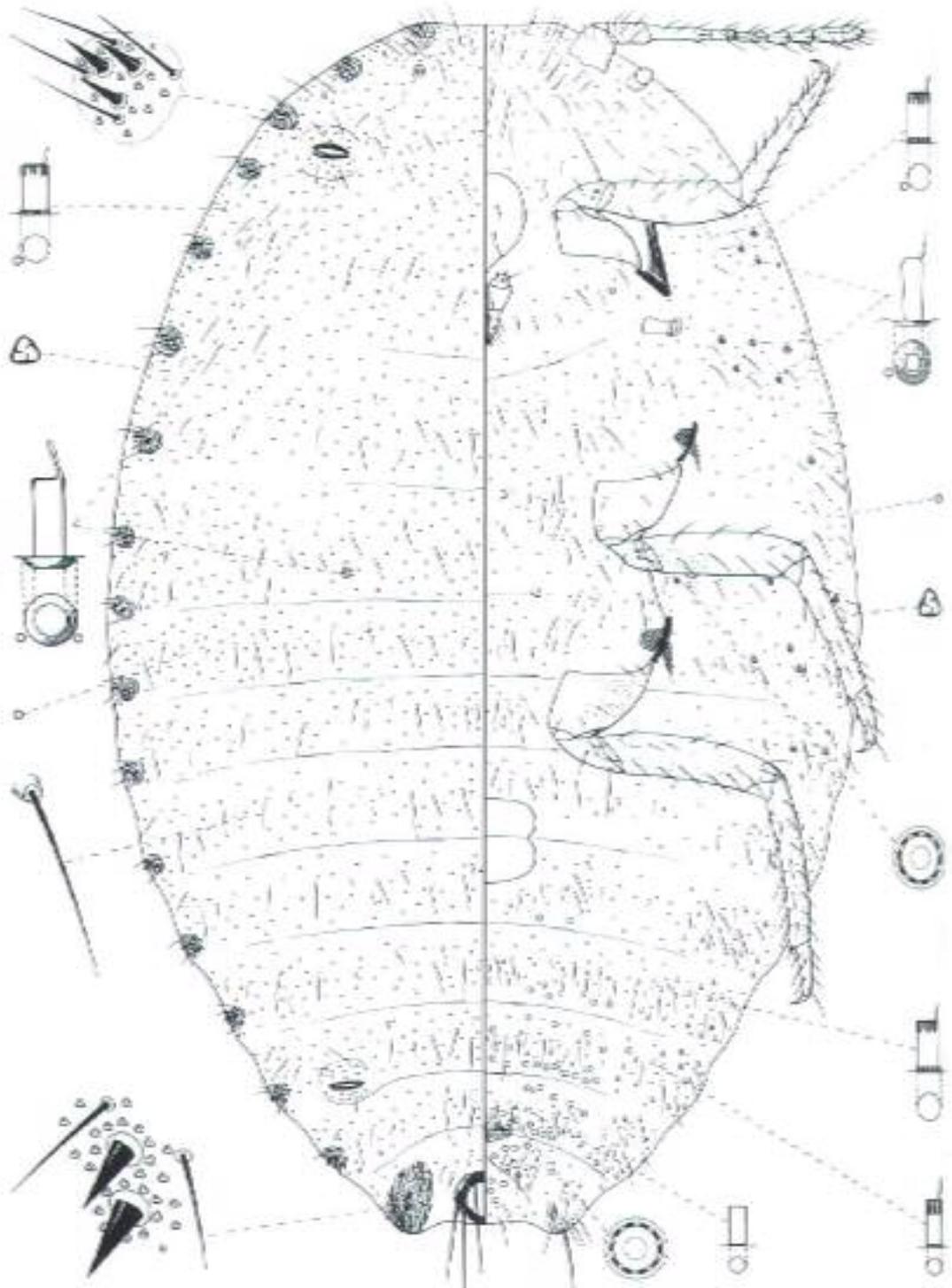


Fig. 32. *Pseudococcus cryptus* Hempel.

Se aclara que *P. neomaritimus* Beardsley fue separada por Beardsley (1966) del complejo *P. maritimus* Ehrh. (fig. 33), mencionado por Wille (1952) entre las plagas del algodón, té cítricos, higuera, piña y ornamentales. Salazar (1972) cita como hospederos de esta especie al algodón, vid y manzano así como diversas plantas ornamentales, en tanto que sobre higuera el mencionado autor constató a *P. obscurus* Essig.

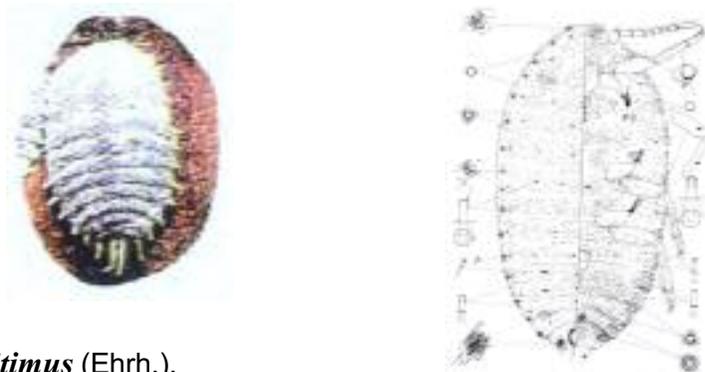


Fig. 33. *Pseudococcus maritimus* (Ehrh.).

Además, Morrison & Morrison (1959) citan para el Perú al Piojo harinoso de la raíz *P. brevipes* Morrison, que afecta al cafeto en la zona de Tingo María, y *P. nipae* (Maskell) sobre *Psidium guava* y palmeras; y *P. gahani* Green sin indicación de hospederos.

Pseudorhizoecus proximus Green (fig. 34), es la única especie descrita y se caracteriza por tener un cuerpo robusto con antenas de 5 segmentos aguzadas hacia el ápice; sin ojos, cerarii ó lóbulos anales. Puede ser común en las raíces de plantas en Centro y Sur América; los hospederos registrados son café, cacao y banano.

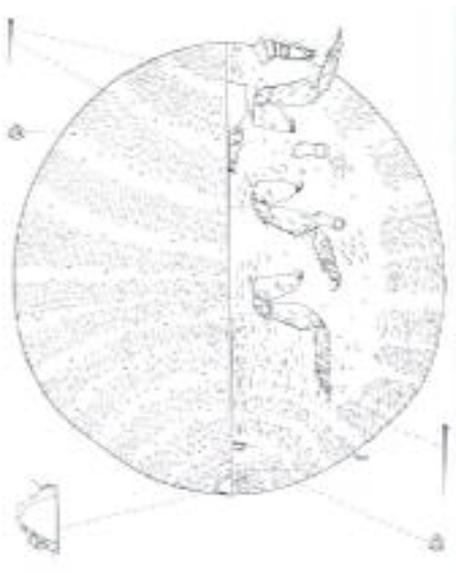


Fig. 34. *Pseudorhizoecus proximus* Green.

En género *Plotococcus* comprende tres especies conocidas que son del Neotropico, dos de ellas en países caribeños. *P. eugeniae* Miller & Deno se conoce de Costa Rica sobre Laureles, Myrtaceae y Oleaceae. *P. neotropicus* Williams & Granara de Willink tiene una distribución un poco más amplia y se ha registrado sobre mamey, mango, banano, cocotero, naranjo, cacao y ornamentales. *P. minutus* (Hempel) (fig. 35), reportada en plantas de cítricos en Brasil.

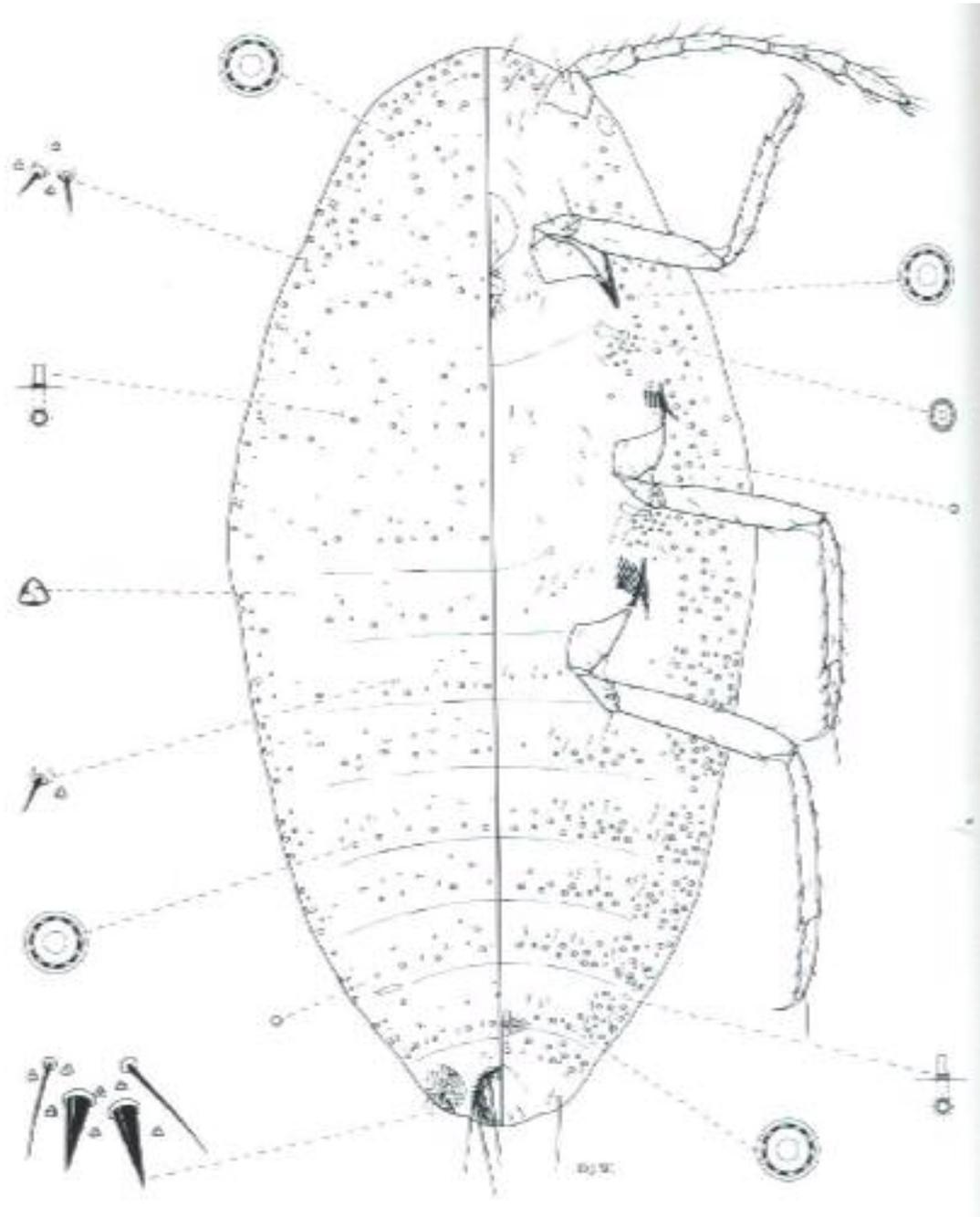


Fig. 35. *Plotococcus minutus* (Hempel).

El género *Planococcus* es originario del viejo mundo y contiene 39 especies descritas. El Piojo harinoso de los cítricos, *P. citri* (Risso) (fig. 36), es una especie cosmopolita que afecta a una gran variedad de hospederos entre los cuales los cítricos y diversos frutales son atacados seriamente. Willi (1952) mencionó esta especie con el nombre de *P. citri* (Risso) entre las plagas del algodónero, cacaotero, cítricos y ornamentales. Lima (1942) citó a esta especie como plaga en raíces del cafeto en Brasil y Africa O oriental. Este insecto no es una plaga real en los cítricos de El Salvador, aunque sí lo es en otros como Israel y Líbano. Forma colonias en los gajos de frutas verdes, o en los puntos de contacto entre fruto y fruto, o de los frutos con las hojas, por la protección que le ofrecen esos microclimas. Sus colonias se forman también en las depresiones de las naranjas Washington. *P. kraunhiae* (Kuwana), según Salazar (1972), ataca en el Perú a la “Gramma china”, *Sorghum halepense*, en el cuello de la raíz.



Fig. 36. *Planococcus citri* (Risso).

El “Piojo harinoso de la piña”, *Dysmicoccus brevipes* (Cockerell) (fig. 37), es una importante plaga de piña ampliamente difundida en el mundo. Willi (1952) la cita para el Perú como *Pseudococcus brevipes* (Cockerell) entre las plagas de la palma aceitera africana, donde se desarrolla sobre las raíces, en tanto que Lima (1942) la menciona para el Brasil como importante plaga de la piña, que además ataca las raíces y la parte aérea de la caña de azúcar, plátano, palto y otros. En El Salvador, se reporta en piña infestando las raíces, provocando amarillamiento de las hojas, necrosis en los extremos y debilitamiento general de la planta. Por regla general transmite un virus conocido como “Wilt” o marchites, no observado aún en El Salvador.



Fig. 37. *Dysmicoccus brevipes* (Cockerell).

La Cochinilla rosada de la caña de azúcar, *Saccharicoccus sacchari* (Cockerell) (fig. 38), está ampliamente difundida en las zonas cañeras del mundo. Esta especie que afecta la base de las hojas de la caña fue citada por Wille (1952) como *Pseudococcus sacchari* (Cockerell), y por otros con el nombre de *Trionymus sacchari* Ckll.

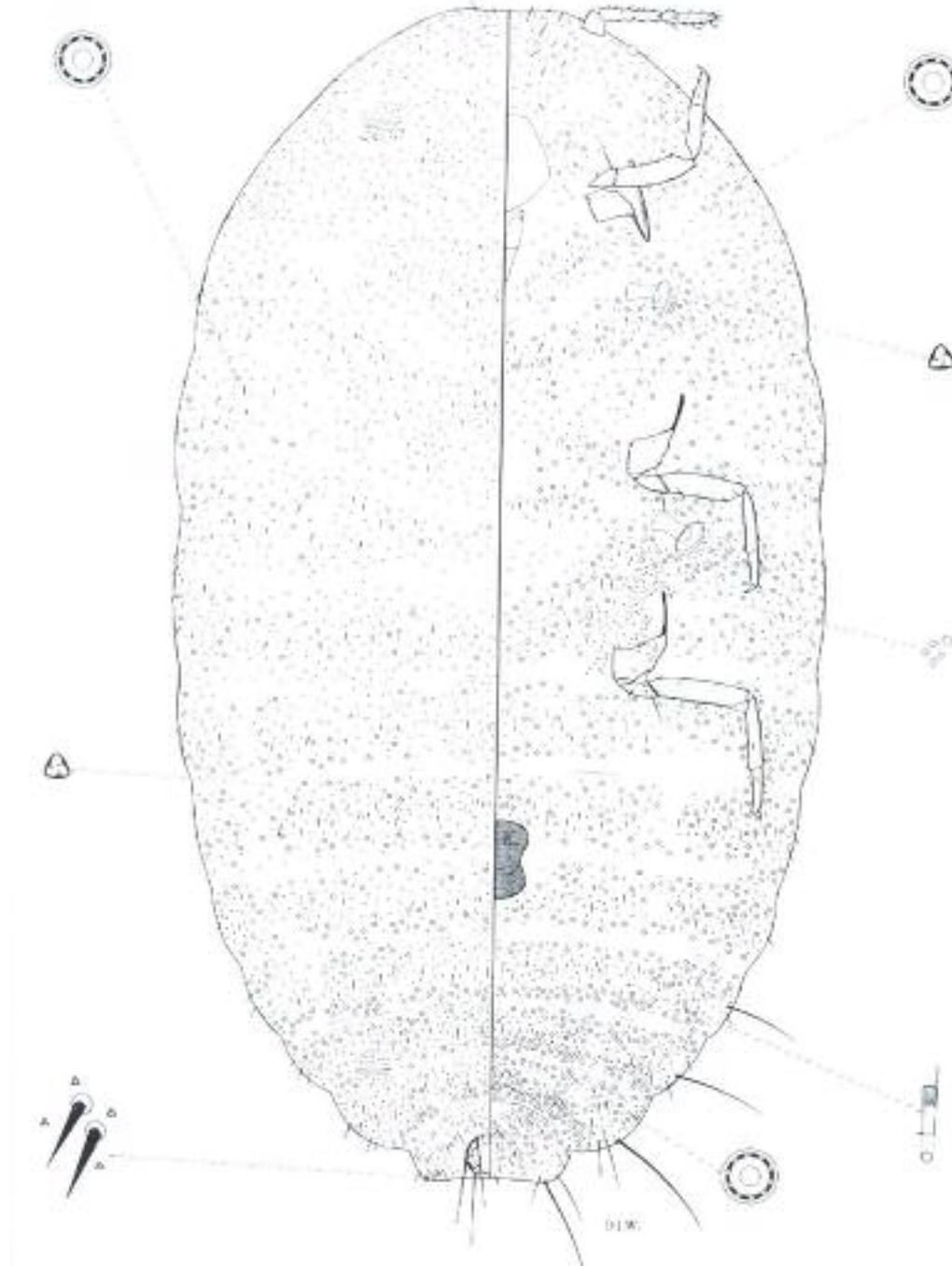


Fig. 38. *Saccharicoccus sacchari* (Cockerell).

El género *Phenacoccus* contiene 178 especies y está representado en el Perú por 5 especies de las cuales El Piojo harinoso del algodón, *P. gossypii* Townsend & Cockerell (fig. 39 a y b) es la más importante. Según Salazar (1972) esta especie desde 1965 se presenta con carácter de plaga en los algodones de los valles de la costa norte del Perú. Posteriormente se le ha encontrado también en otros valles y en diversos ornamentales, tanto al aire libre como en invernaderos. Morrison & Morrison (1959) citan además a *P. herbarum* Lindinger y *P. solani* Ferris que fueron registradas en Solanaceae. *P. selenopsis* Tinsley (fig. 39c), reportada para varios países (Cuba, R. Dominicana, Ecuador, México y Panamá).

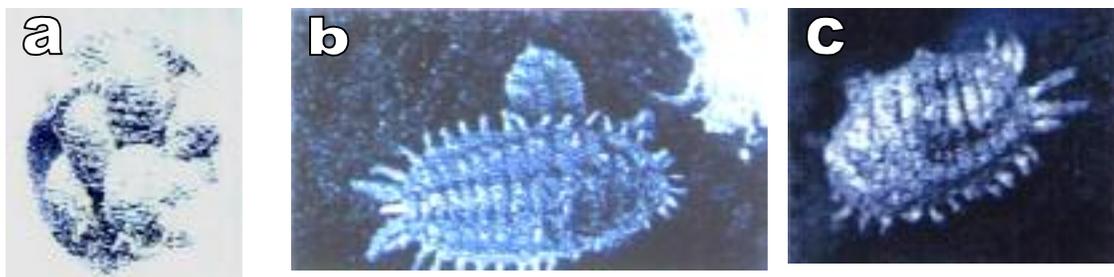


Fig. 39. *Phenacoccus gossypii* Townsend & Cockerell (a y b); *P. selenopsis* Tinsley (c).

El género *Paracoccus* es muy difícil de identificar. De las 79 especies, cuatro han sido registradas de países del Caribe, aún cuando es probable que sus distribuciones originales estuviesen confinadas a Centro y Norte de Sur América. De éstas especies, *P. marginatus* Williams & Granara de Willink (fig. 40), está en Belice, Costa Rica y Guatemala, y se ha convertido en una plaga en las Islas Vírgenes, Antigua, St Kitts y Nevis. Ataca yuca, papaya y la planta silvestre *Parthenium hysterophorus*, causando síntomas que pueden confundirse por *Maconellicoccus hirsutus* (Green); no obstante, el cuerpo de *P. marginatus* es de color amarillo in vivo y no rosado.

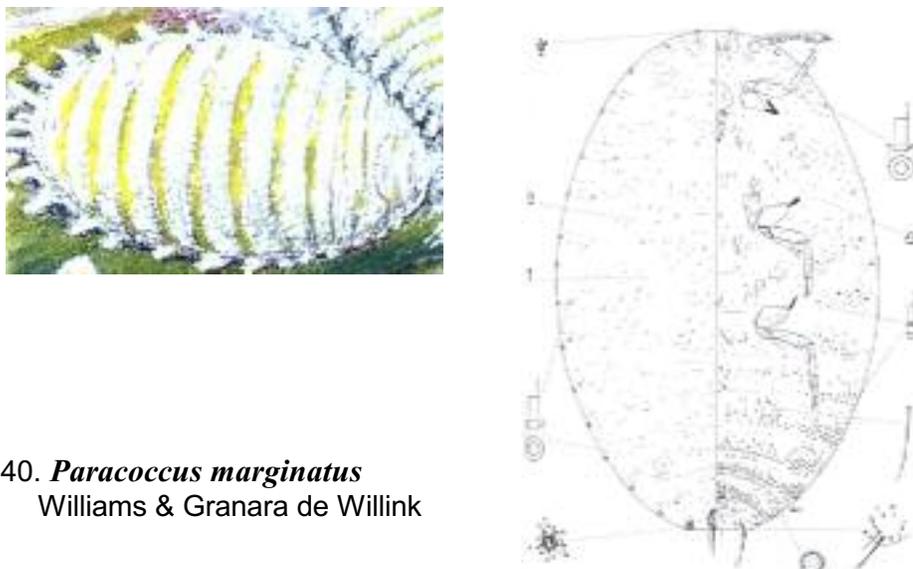


Fig. 40. *Paracoccus marginatus*
Williams & Granara de Willink

Ferrisia virgata (Cockerell) (fig. 41), tiene un amplio rango de hospederos y está muy dispersada en cultivos del algodón en las zonas tropicales y sub-tropicales del mundo. Según Lima (1942), causa serios daños en este cultivo en el noroeste del Brasil. Morrison & Morrison (1959), la registraron para el Perú sobre el algodón en el Valle de Piura, e indicaron además que la especie ha sido registrada sobre *Tectona grandis* en la zona de Tingo María. Salazar (1972) anotó que esta especie puede ser observada en forma esporádica en campos abandonados del algodón en el Valle de Piura, por lo que se considera que no tiene mayor importancia económica en nuestro medio. En El Salvador ya fue reportado en plantas de cítricos en 1970.

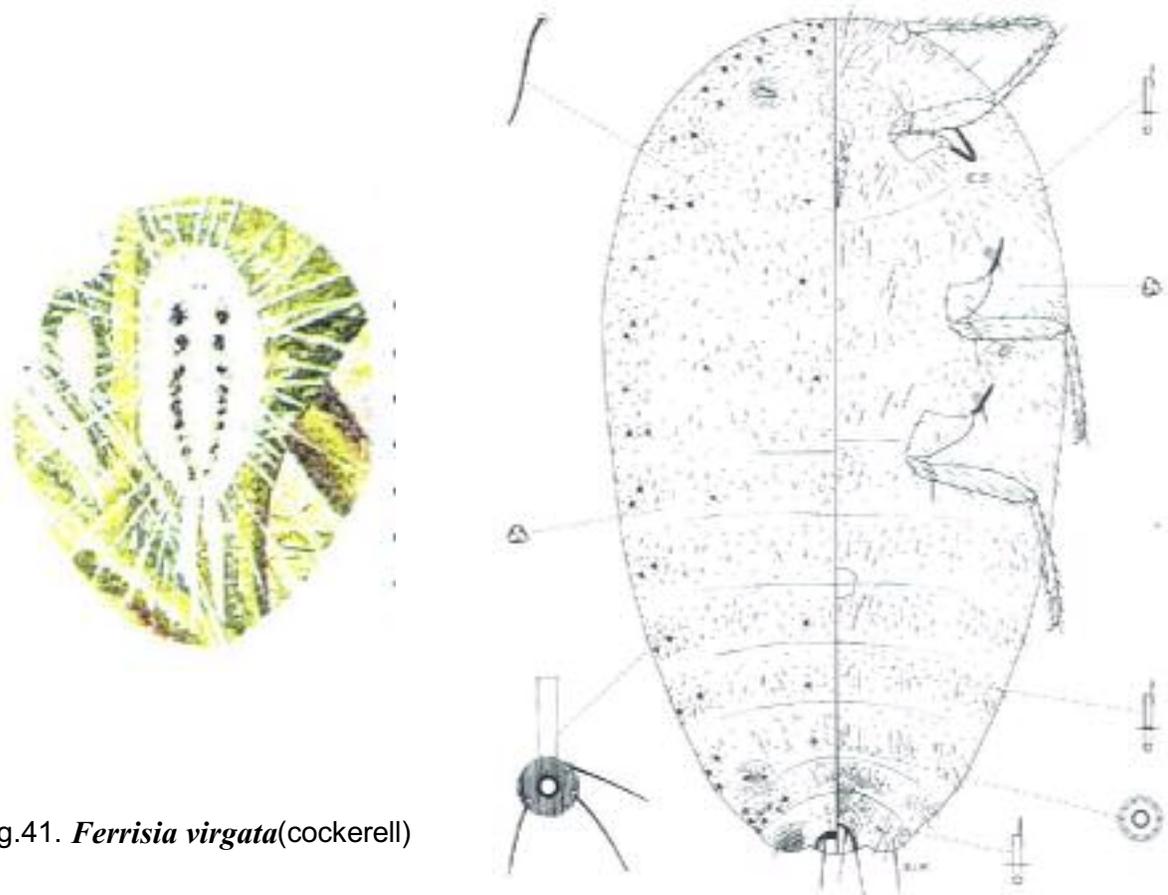


Fig.41. *Ferrisia virgata*(cockerell)

El género *Trionymus* Berg, comprende un amplio número de especies que generalmente infestan gramíneas. Morrison & Morrison (1959) citan para el Perú a *T. sacchari* (Cockerell), la cual según Wille (1952) infesta a la caña de azúcar, pero indica que por la falta de hormigas simbióticas en nuestro medio es mucho más rara que en otros países. A su vez, Salazar (1972) cita a *T. vallis* Ferris que ocurre en las vainas de las hojas del “gramalote”, *Panicum barbinode*, en el valle del Rimac y Acarí. *T. radicolica* (Morrison) (fig. 42), se alimenta en las raíces de caña de azúcar y ha sido registrada de Antigua, Colombia, Cuba, Jamaica, Puerto Rico y St Kittsi; en Cuba causa la muerte de las plantas de caña de azúcar por sus actividades alimentarias en las raíces.

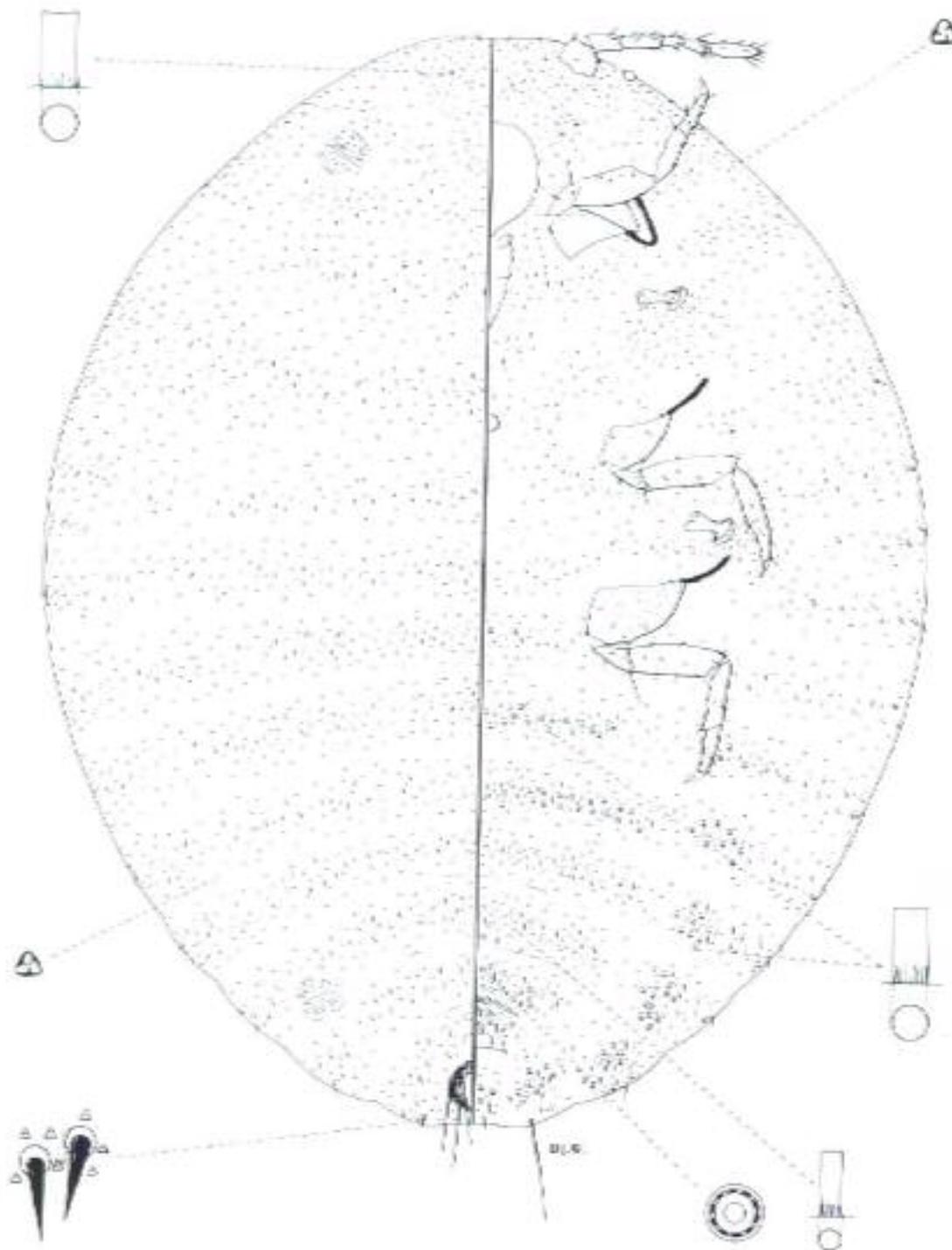


Fig. 42. *Trionymus radicola* (Morrison).

Del género *Palmicultor* se han descrito cuatro especies, alimentándose principalmente en palma (una especie en bambú). *P. palmarum* Ehrhom (fig. 43), es nativa de la India y Sur de Asia, se conoce también de Centro América, Bahamas, Bermuda y Jamaica en palmas y Pandanaceae; puede producir daños de importancia a brotes de cocotero en vivero.

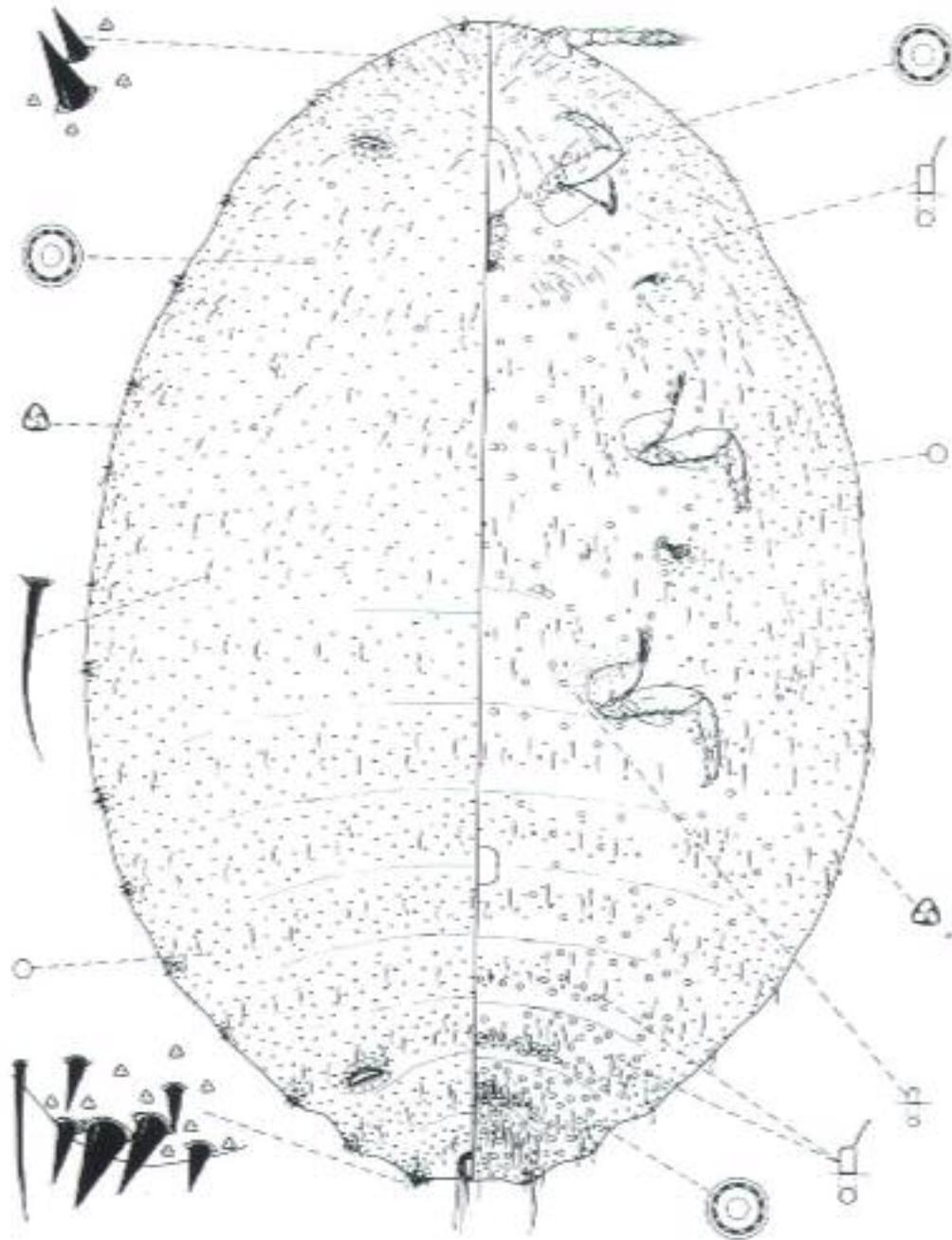


Fig. 43. *Palmicutor palmarum* (Ehrhorn).

El género *Antonina* consta de 17 especies de las cuales sólo *A. graminis* (Maskell) (fig. 44) está presente en el Caribe. Es originaria de China, de donde se dispersó a Hawaii, U.S.A y Panamá, fue registrada por Salazar (1972) en toda la costa del Perú sobre Grama China *Sorghum halepense*. Esta Cochinilla apoda con antenas de dos segmentos puede llegar a ser dañina, si no se maneja adecuadamente.

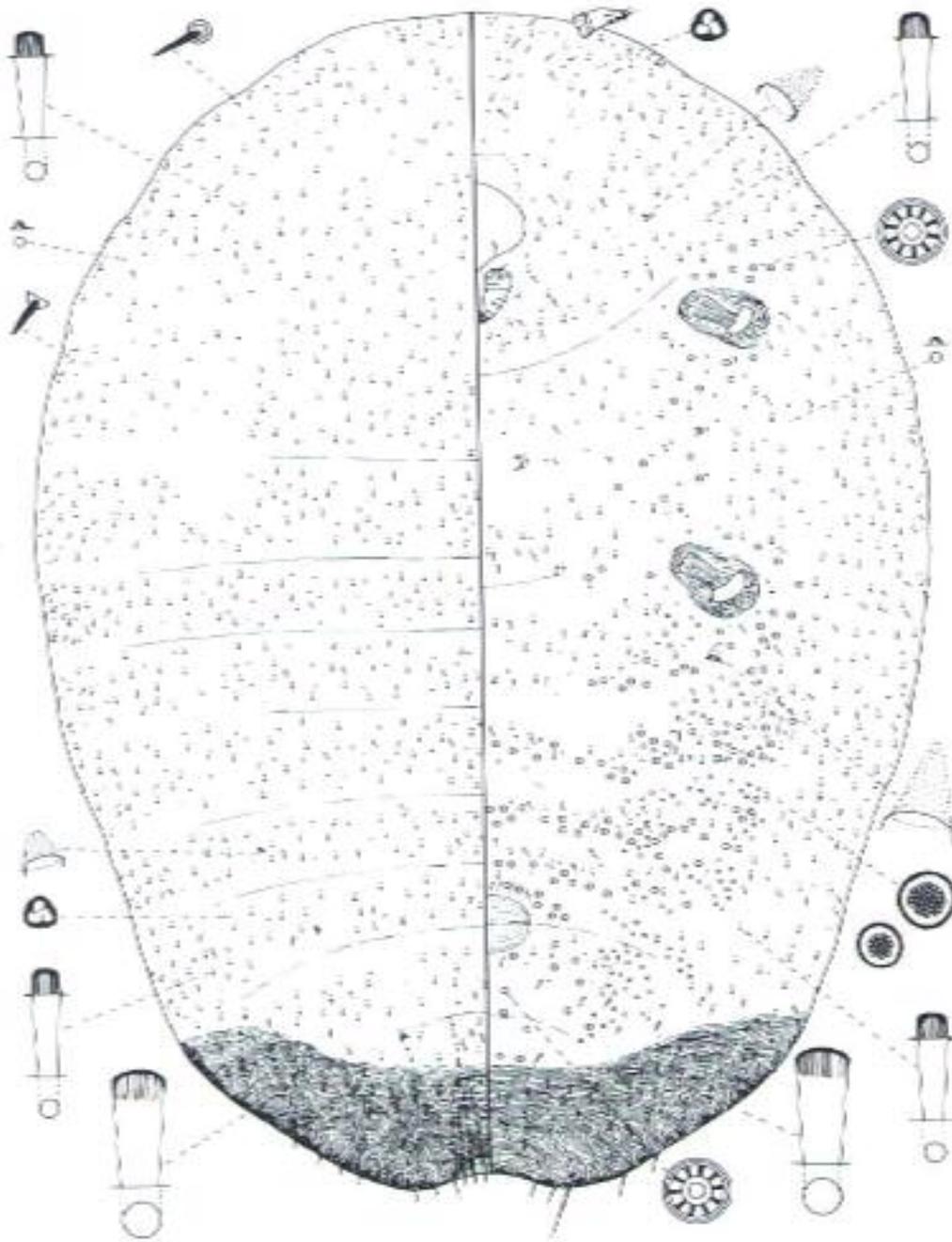


Fig. 44. *Antonina graminis* (Maskell).

El género *Puto* Signoret está representado en el Perú con *P. usingeri* Mackenzie registrada por Salazar (1972) en Cusco y Palpa, infestando en esta última localidad al follaje de “Pájaro Bobo”, *Tessaria integrifolia*. Morrison & Morrison (1959) mencionaron una especie no identificada de este género pero sin consignar el hospedero; y recientemente en 1979, D.R. Miller del U.S.D.A. identificó una nueva plaga en las raíces del cafeto, registrada por R. Yaya en la zona de Jaén, como *P. ulter* Ferris. La única especie de amplia distribución es *P.*

barberi (Cockerell) (fig. 45), la cual es polífaga sobre hospederos en su mayoría leñosos, incluyendo *Persea*, cafeto, naranjo, cacao y varios ornamentales. Actualmente 56 especies son incluidas en este género.

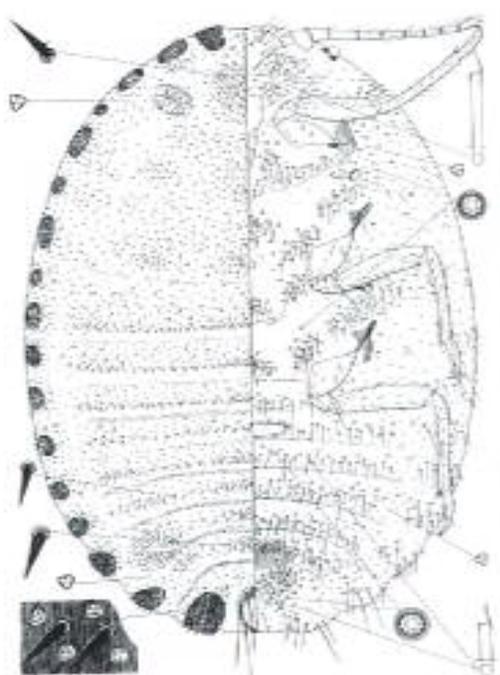
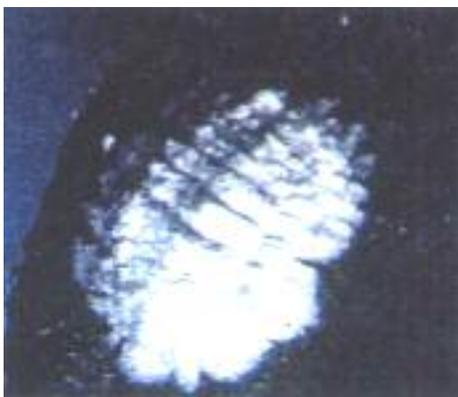


Fig. 45. *Puto barberi* (Cockerell).

Nipaecoccus es un género cuyos cuerpos se tornan pardos o negros en KOH y son difíciles de preparar en laminillas. Con frecuencia tienen el cuerpo azul-verdoso a violáceo en vida (volviéndose negros en alcohol etílico). De las 42 especies descritas, 25 son conocidas de Centro y Sur América y 11 del Caribe. *N. nipae* (Maskell) (fig. 46), la única especie con distribución amplia en el Caribe, es polífaga, alimentándose en plantas de 43 familias, y es común sobre palmas y árboles frutales. *N. coffeae* (Hempel) (fig.47), es reportado en plantas de cafeto en Brasil.

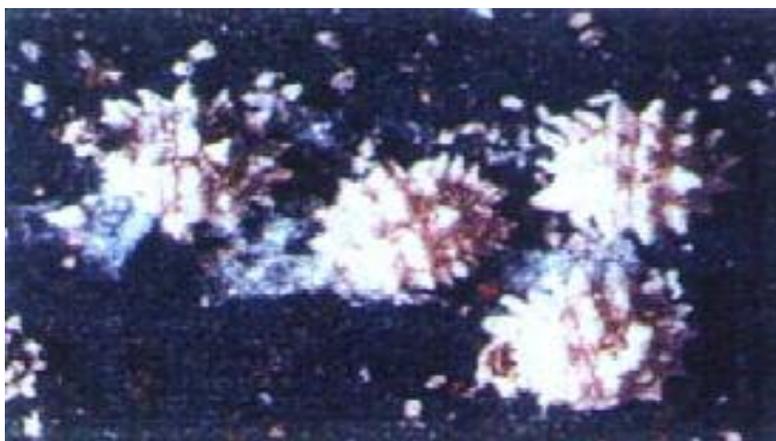


Fig. 46. *Nipaecoccus nipae* (Maskell).

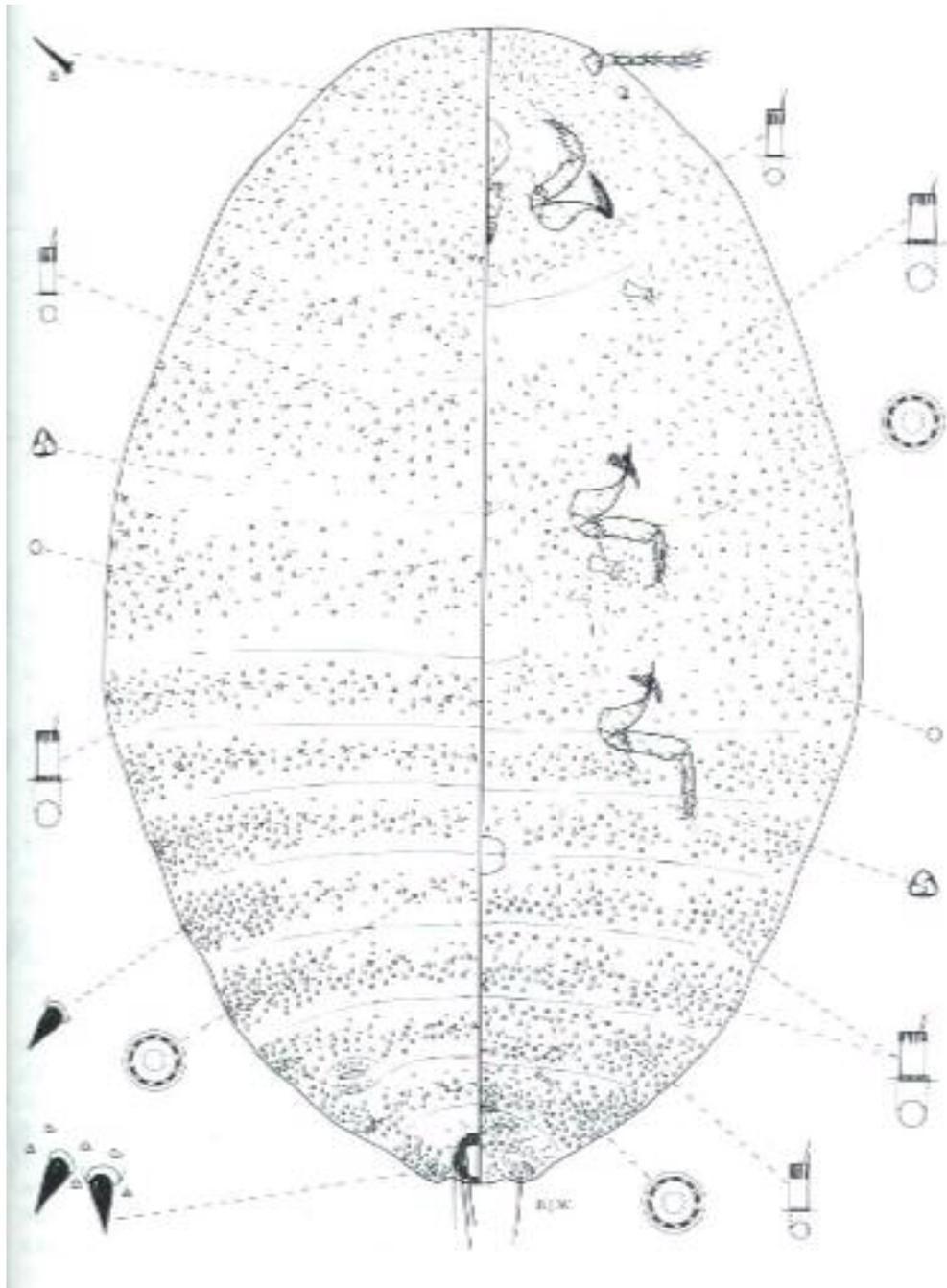


Fig. 47. *Nipaecoccus coffeae* (Hempel).

El género *Rhizoecus* comprende 118 especies descritas; existen muchas especies por descubrir y describir. Según Lima (1942) *R. coffeae* Laing (fig. 48), es una importante plaga del café en el Brasil; ataca las raíces causando la muerte de las plantas, y según Pickel (1927-1929) y Lima (1928) conviven en forma simbiótica con la hormiga *Rhizomyrma pickeli* Borgmeier. Morrison & Morrison (1959) citan además una especie no identificada que fue registrada sobre raíces de Piperaceae.

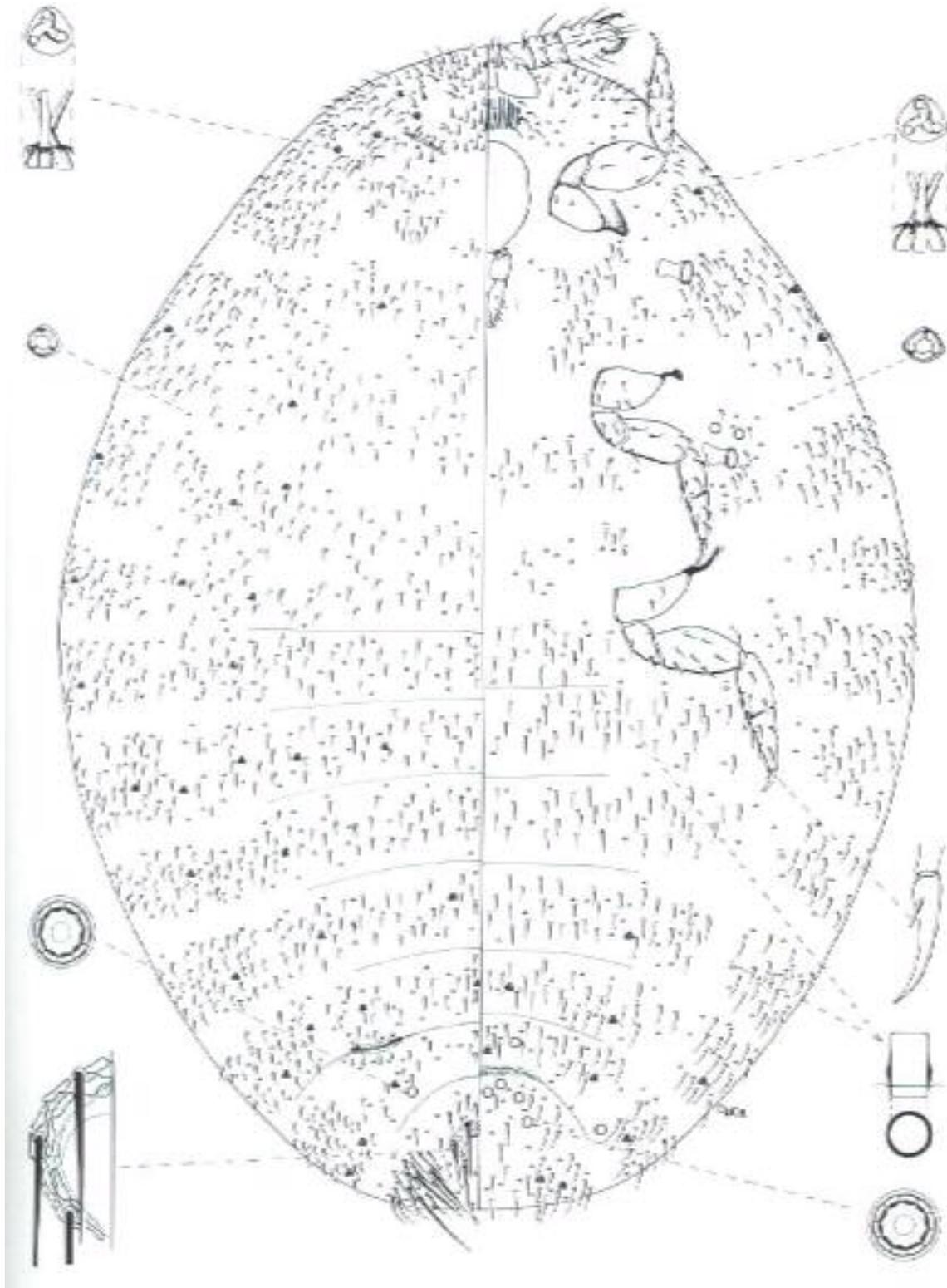


Fig. 48. *Rhizoecus coffeae* Laing.

Neochavesia es un género que vive en estrecha asociación con hormigas, su extraña apariencia de forma aperada y lóbulos anales muy prominentes. Cuatro especies ocurren en el Caribe y se alimentan en las raíces de los hospederos. *N. caldasiae* (Balachowsky) (fig. 49), registrada en banano y daña el cafeto, ocurre en Colombia y Trinidad. *N. eversi* (Beardsley) se alimenta de los mismos hospederos en Colombia y Panamá, mientras que *N. trinidadensis* (Beardsley) se encuentra en cafeto y cacao en Colombia y Trinidad; el hospedero de *N. weberi* (Beardsley), de Guyana, es desconocido.

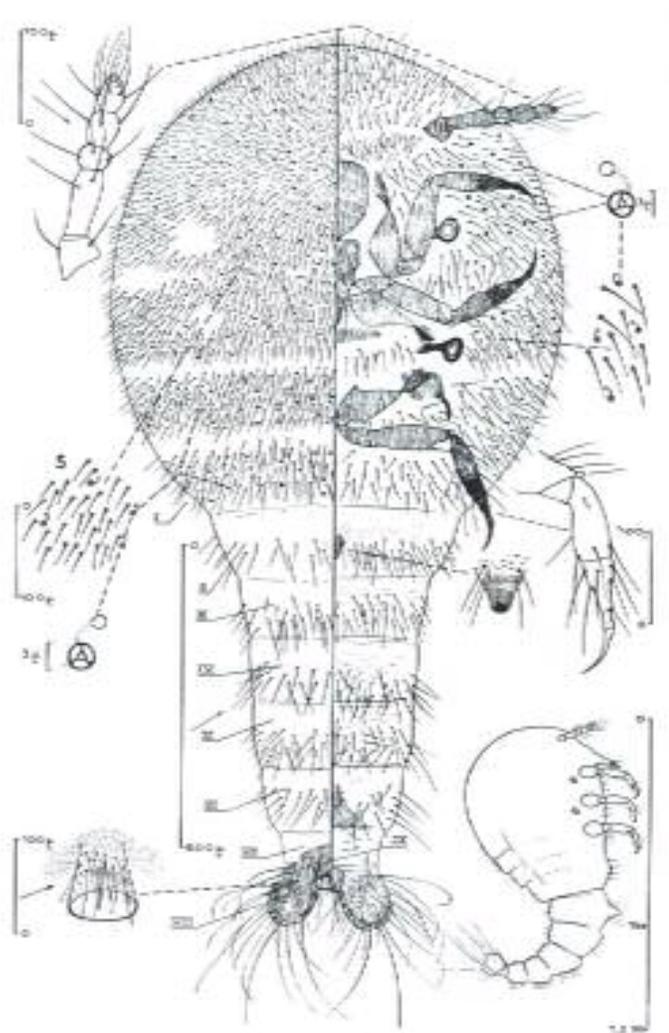


Fig. 49. *Neochavesia caldasiae* (Balachowsky).

Geococcus es un género de “cochinillas” pequeñas de lóbulos anales prominentes, se alimentan en las raíces de las plantas; los lóbulos anales es tán esclerotizados con gruesas setas dándole al ápice del abdomen una apariencia de pinzas. De las siete especies conocidas, sólo *G. coffeae* Green (fig. 50) está en el Caribe, con una amplia distribución; es polífaga registrándose en 29 familias de plantas incluyendo el cafeto, papa, soya, naranja, chile picante, tabaco, cacao, uvas, etc.

islas del Caribe; tiene preferencia por plantas suculentas, pero también se le ha registrado en vegetación silvestre herbácea y plantas ornamentales.

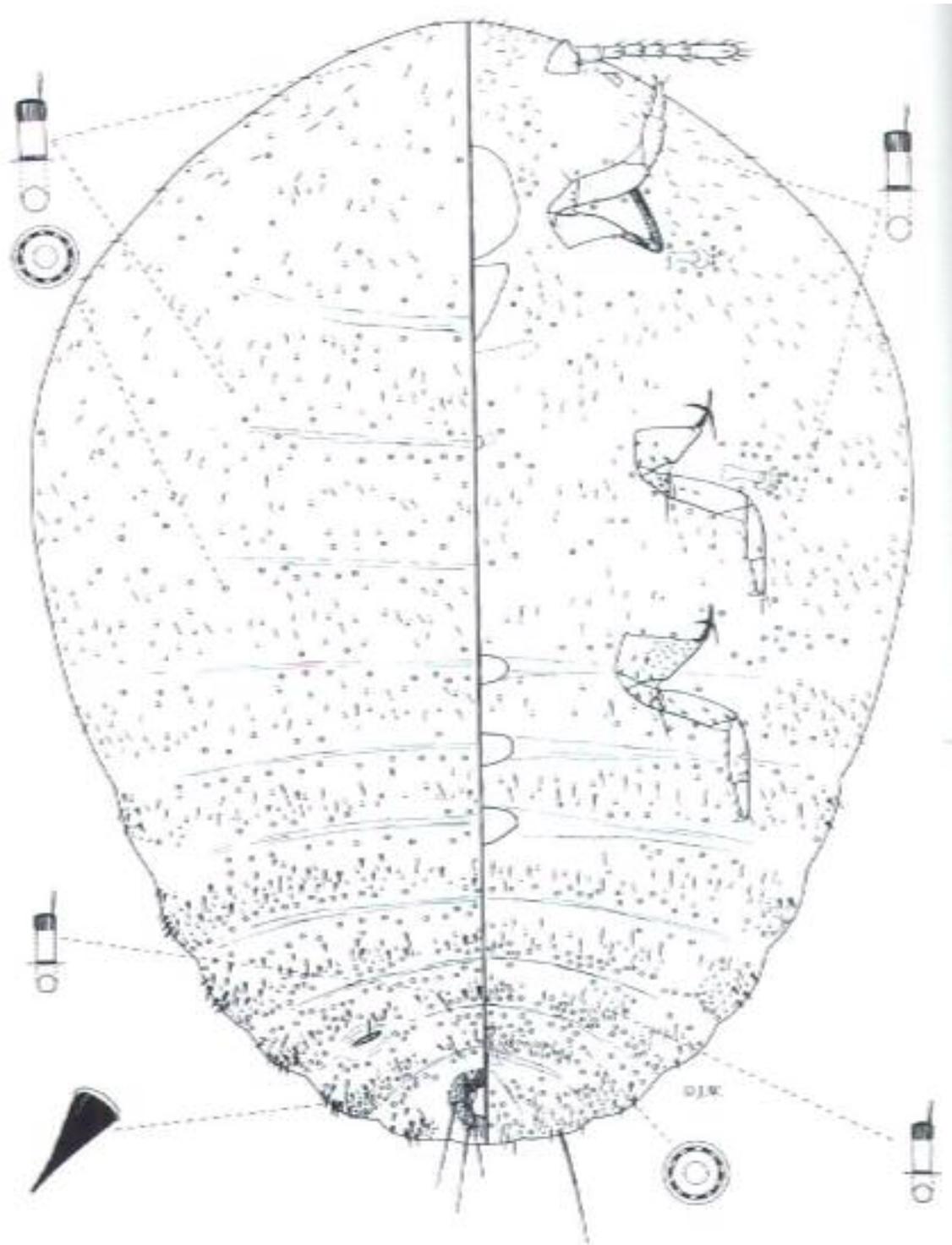


Fig. 51. *Hypogeococcus pungens* Granara de Willink.

Maconellicoccus son insectos que su cuerpo se torna pardo ó negro en KOH y son difíciles de preparar en laminillas. Comprende ocho especies y sólo *M. hirsutus* (Green) (fig. 52) está presente en el Caribe y el Norte de Sur América, donde fue introducida accidentalmente desde el sudeste asiático. En el Caribe es fácil reconocerla por sus antenas de 9 segmentos, más de una fila de conductos tubulares con anillo oral a través de cada segmento y la presencia de la barra del lóbulo anal. Como insecto exótico en la región las perspectivas de control biológico clásico son buenos. Las especies caribeñas que pueden ser confundidas en el campo con dicha cochinilla son: *Hypogeococcus pungens* Grada de Willink, *Paracoccus marginatus* y *Phenacoccus solenopsis*. Otras familias que pueden confundirse en el campo con *M. hirsutus* (Green) son: Coccidae (*Acanthococcus dubius*, con frecuencia encontrado en *Hibiscus* pero tienen una cubierta cerosa más dura) y la Familia Margarodidae representada por *Icerya purchasi*, la cual se alimenta de plantas leñosas incluyendo *Hibiscus*, produciendo un ovisaco esculpido que deja el cuerpo naranja parduzco del insecto expuesto; el género *Margarodes*, bajo condiciones desfavorables las hembras forman un estado de quiste y cuando los factores ambientales son favorables adquieren un aspecto similar al de los Pseudococcidae.

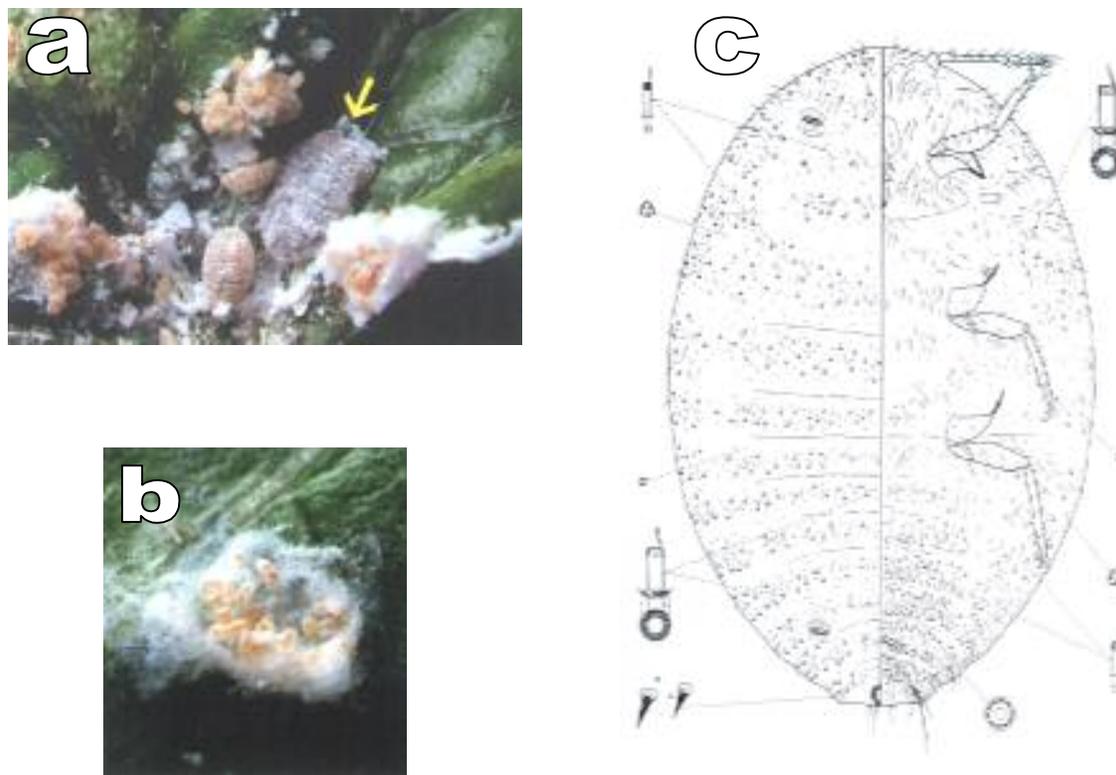


Fig. 52. *Maconellicoccus hirsutus* (Green):
 a) La flecha señala una hembra adulta;
 b) Huevos; c) Esquema del cuerpo de la hembra adulta.

Chorizococcus comprende unas 47 especies descritas, muchas se alimentan en gramíneas. Las tres especies conocidas para la región del Caribe son: *C. caribaeus* Williams & Granara de Willink (fig. 53), *C. rostellum* (Lobdell) y *C. nakaharai* Williams & Granara de Willink.

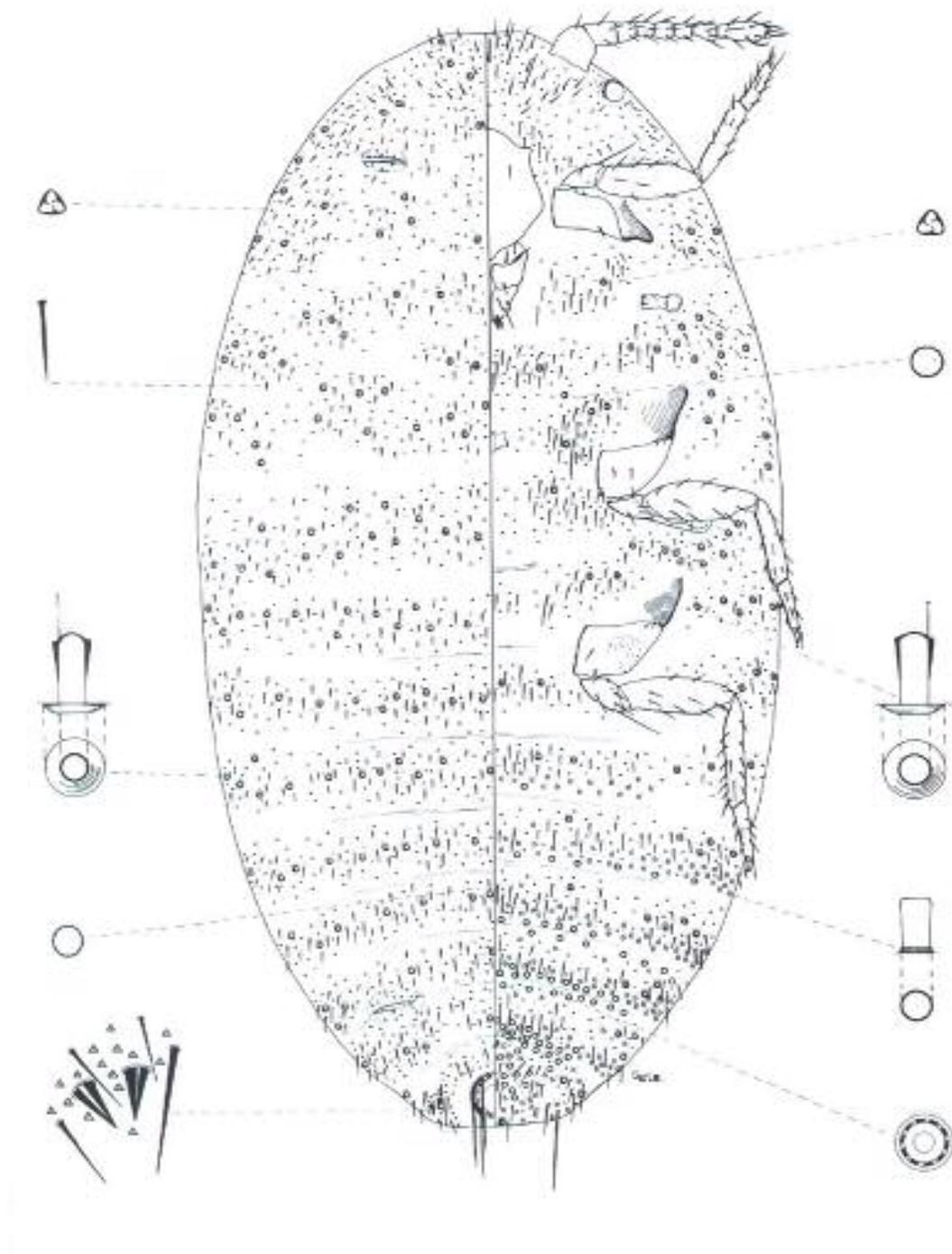


Fig. 53. *Chorizococcus caribaeus* Williams & Granada de Willink.

Chaetococcus se conocen cinco especies que son apodas de antenas de dos segmentos, se alimentan en pastos, bambú y junco. Sólo *C. bambusae* (Maskell) (fig. 54), que es específica en bambú, se ha registrado de países del Caribe (Jamaica, Panamá, Trinidad y las Islas Vírgenes).

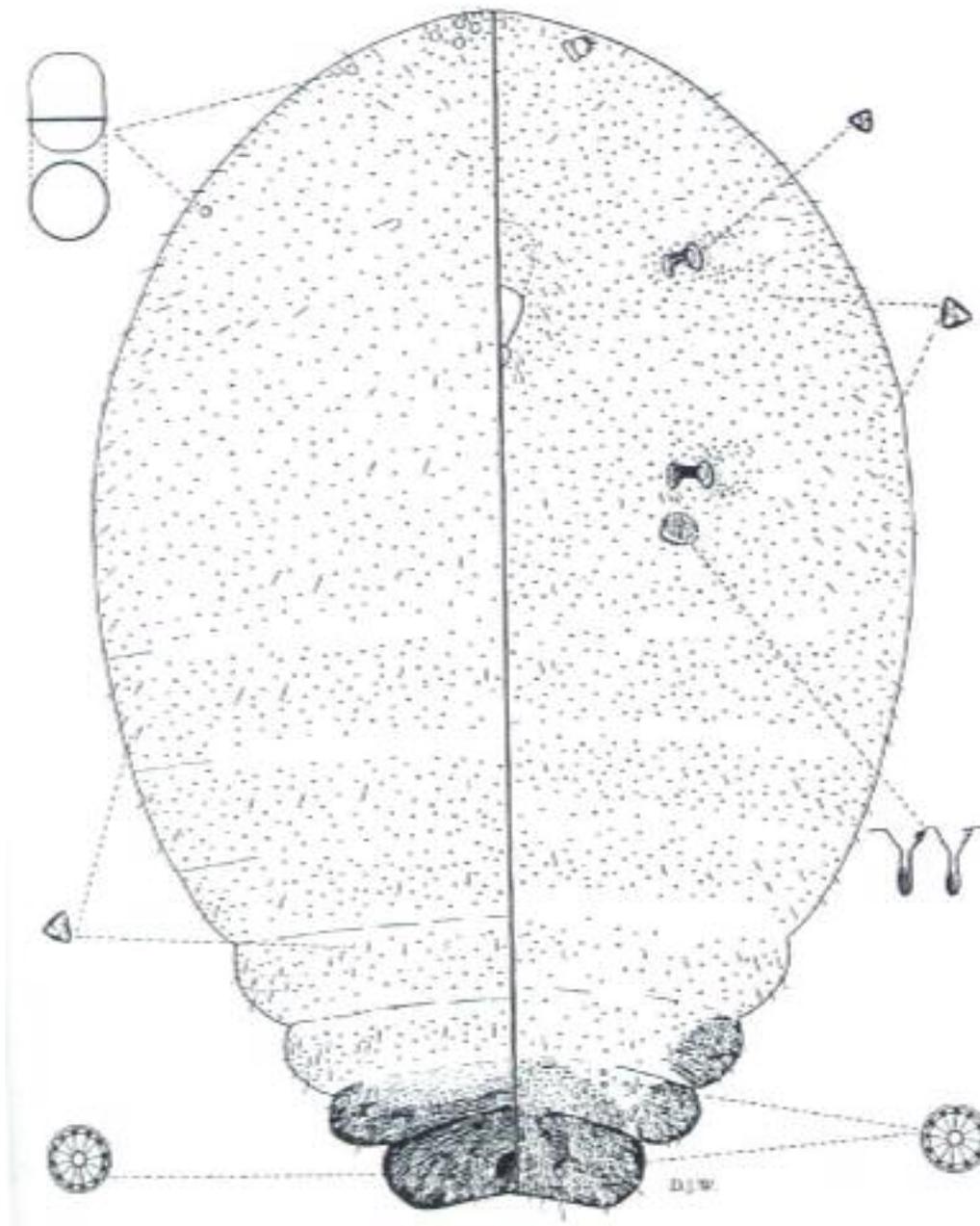


Fig. 54. *Chaetococcus bambusae* (Maskell).

El género *Brevinnia* consta de 7 especies descritas; sólo *B. rehi* (Lindinger) (fig. 55), se conoce del Caribe, de Puerto Rico y las Islas Vírgenes. Se alimentan en la parte interna de

las vainas foliares de gramíneas, Cyperaceae y Juncaceae. En ocasiones pueden causar daños grandes al arroz y pastos.

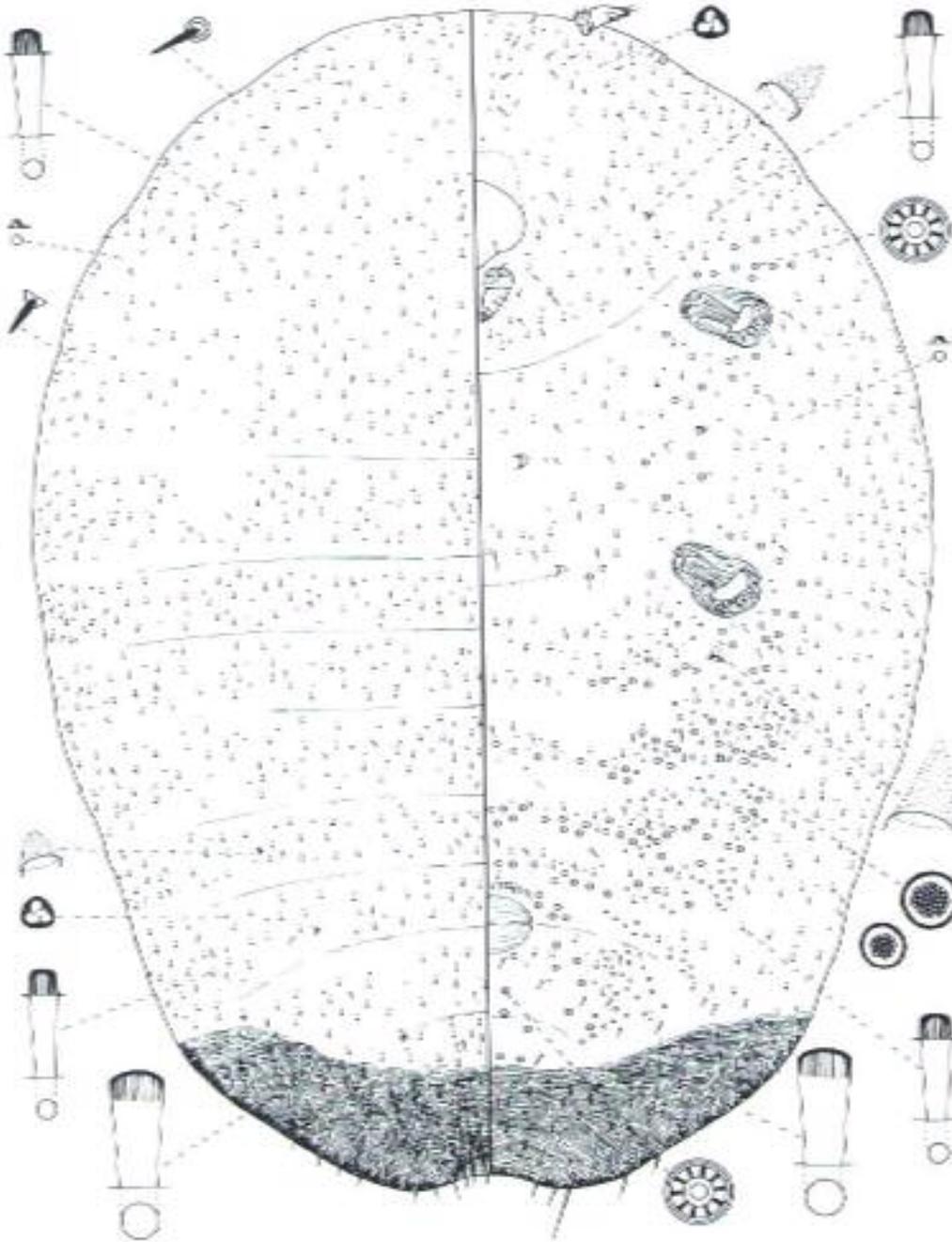


Fig. 55. *Brevinnia rehi* (Lindirger).

Capitisetella migrans (Green) (fig. 56), se encuentra en Colombia, Guyana, Surinam y Trinidad en las raíces de cafeto asociadas con hormigas, éstas últimas llevan a las “cochinillas” en sus mandíbulas durante las enjambrazones.

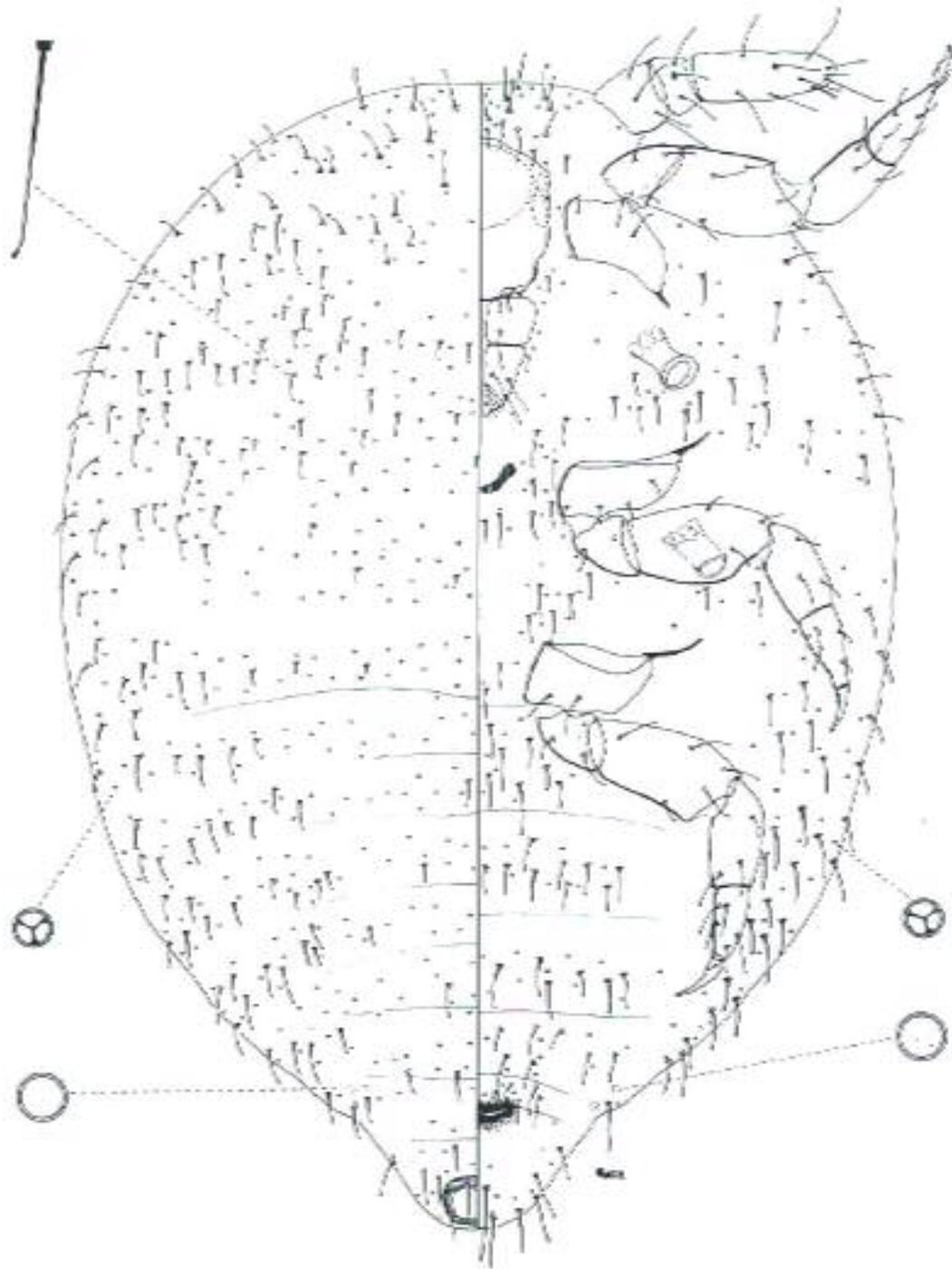


Fig. 56. *Capitisetella migrans* (Green).

El género *Cataenococcus* tiende a ser redondeado, con patas cortas y robustas, el ano frecuentemente está localizado en el segmento abdominal VII. Este género de 22 especies descritas necesita urgentemente una revisión; ocho especies han sido registradas para la región: *C. guatemalensis* (Ferris) (fig. 57) está ampliamente distribuida sobre orquídeas y

Bromelias; *C. ingranti* Balachowsky, de distribución más restringida, es relativamente polífaga y ha sido registrada sobre banano; *C. larai* Williams también de banano; *C. taylori* Williams & Granara de Willink y *C. theobromicola* Williams & Granara de Willink han sido registradas sólo en Colombia sobre *Theobroma subincanum*.

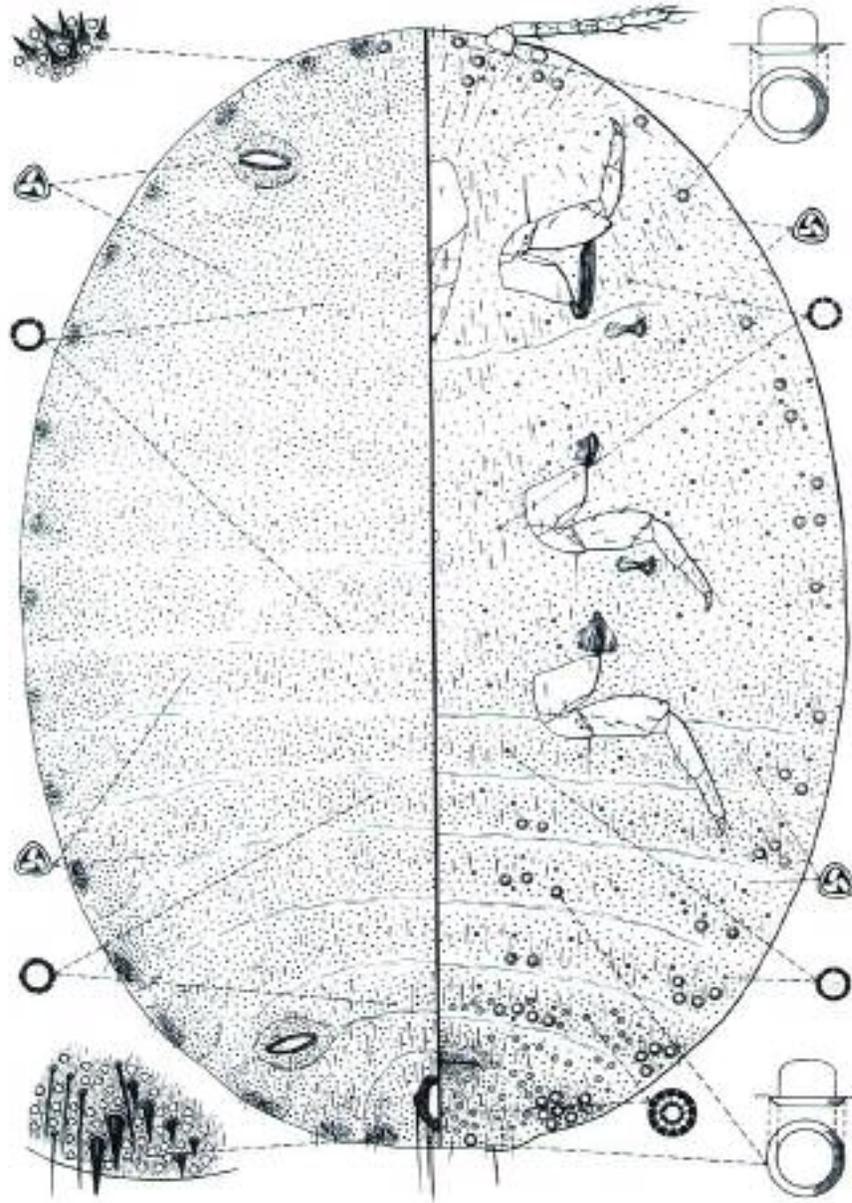


Fig. 57. *Cataenococcus guatemalensis* (Ferris).

Cuadro 4. Los Pseudococcidae de importancia económica y los que pueden ser de amenaza cuarentenaria para la región del Caribe (Watson, G.W. & Chandler, L.R, 2000).

| Géneros de importancia económica en la región del Caribe. | Especies que pueden ser amenazas cuarentenarias para la región del Caribe. | Especies que pueden ser amenazas cuarentenarias dentro de la región del Caribe. |
|---|--|---|
| 01- Dysmicoccus | <i>Dysmicoccus cocotis</i> (Maskell) | <i>Dysmicoccus texensis</i> (Tinsley) |
| 02- Pseudococcus | <i>Pseudococcus saccharicola</i> (Takahoshi) | <i>Pseudococcus viburni</i> (Signoret) |
| 03- Cataenococcus | <i>Cataenococcus hispidus</i> (Morrison) | <i>Maconellicoccus hirsutus</i> (Green) |
| 04- Palmicultor | <i>Coccidohystrix insolita</i> (Green) | <i>Palmicultor palmarum</i> (Heron). |
| 05- Nipaecoccus | <i>Nipaecoccus viridis</i> (Newstead) | <i>Paracoccus marginatus</i> (Williams & Granara de Willink.) |
| 06- Paracoccus | <i>Rastrococcus spp.</i> | <i>Phenacoccus solenopsis</i> (Tinsley) |
| 07- Phenacoccus | | <i>Planococcus lilacinus</i> (Cockerell) |
| 08- Antonina | | |
| 09- Brevennia | | |
| 10- Capitisetella | | |
| 11- Chaetococcus | | |
| 12- Chorizococcus | | |
| 13- Ferrisia | | |
| 14- Geococcus | | |
| 15- Hypogeococcus | | |
| 16- Maconellicoccus | | |
| 17- Neochavesia | | |
| 18- Planococcus | | |
| 19- Plotococcus | | |
| 20- Pseudorhizoecus | | |
| 21- Puto | | |
| 22- Rhizoecus | | |
| 23- Saccharicoccus | | |
| 24- Trionymus | | |

4.8.3. Diseminación de los Pseudococcidos

Según los principios de ecología de los insectos, sabemos que cada una de las especies tiene sus exigencias especiales en cuanto a condiciones ambientales, dentro de las cuales vive normalmente y se reproduce.

Durante siglos, en que las relaciones de todo tipo entre los distintos países de unos y otros continentes en la práctica no existían como hoy en día, las plagas de las plantas eran comunes a determinadas regiones de un mismo continente; pero existían otras plagas propias de unos o de otros, que no podían existir simultáneamente en ambos, por ser distintas las condiciones ecológicas e impedir su traslado las barreras naturales de tipo geográfico.

Varios hechos históricos determinan el paso de plagas de unos a otros países distantes entre sí en un mismo continente o de un continente a otro. Estos acontecimientos históricos se produjeron cuando los países en desarrollo requerían abrir nuevos mercados y se lanzaron a la expansión utilizando los mares. El hecho más relevante fue el descubrimiento de América en el siglo XV. Aunque el tráfico marítimo continuo siendo a vela, el invento de la máquina de vapor en el siglo XIX fue determinante en la intensificación de dicho tráfico entre países y entre continentes, conjuntamente con mercancías y con las personas, comenzó el traslado de plagas de unos países a otros de unos continente a otros.

Aquellos insectos que tenían una gran plasticidad ecológica tras período mas o menos largos de adaptación, se establecieron en las nuevas condiciones. Los insectos que encontraron condiciones mas o menos parecidas a sus países de origen, hallaron un campo libre de enemigos naturales y se establecieron directamente como plagas, causando aun mayores daños en estos lugares que los que solían producir en sus sitios o países de origen.

Los accidentes geográficos, como son las montañas, grandes lagos, mares, y océanos que hasta entonces habían constituido barreras naturales para la diseminación de los insectos, de hecho quedaron superados por el avance de la civilización, fundamentalmente en los aspectos técnicos del transporte.

Aunque ciertos agentes naturales, tales como las corrientes de aire, son capaces de trasladar insectos y otros organismos, a grandes distancias (se han podido encontrar insectos del Orden Homoptera, tales como los áfidos, psilidos y saltahojas hasta a 14000 pie de altura), sin lugar a dudas de que ha sido el hombre, en el curso de la corriente civilizadora de la historia a través de los medios de comunicación (transporte), el principal responsable de la diseminación de plagas insectiles.

El invento de la aviación a partir de los comienzos del siglo XX y su fantástico desarrollo, ha continuado la expansión de la diseminación de las plagas. En las inspecciones de aviones en uno de los aeropuertos de mayor tráfico aéreo de E.E. U.U. se han podido encontrar más de 3000 especies de insectos, correspondientes a 293 familias distintas.

De acuerdo con Stakman y Harrar, aunque las evidencias son incompletas, se sabe que más del 50% de las más grandes plagas y enfermedades que causan pérdidas mayores de un billón de dólares anualmente en USA, fueron introducidas desde otros países. Más de 100 especies de insectos han podido ser identificados como no nativos, sino procedentes de otros países, es decir que ha sido el hombre el responsable de que dichas plagas hayan podido superar las barreras naturales de las distancias, las montañas, los océanos, etc.

Según Stackman, cada continente y probablemente cada país está pagando, directa o indirectamente el tributo económico a las malas hierbas, insectos, virus, bacterias, hongos, etc., que no debieran estar donde están actualmente, sino como responsabilidad directa del hombre. Los aspectos actuales de globalización vienen a contribuir a la diseminación de los insectos y otros organismos.

Los Pseudococcidos, particularmente las ninfas son fácilmente diseminados sin darnos cuenta a través de viajar de un país a otro, después de visitar un campo infestado de Pseudococcidos, ya que dichos insectos son capaces de adherirse a la ropa; también son fácilmente diseminados al adherirse a los vehículos. El transito de productos vegetales como semillas, raíces, hojas, yemas, tallos, esquejes, flores, frutas, plantas enteras, etc., entre países constituye una fuente muy importante para la diseminación de dichos insectos.

Muchas de las especies exóticas de Pseudococcidos tienen el potencial de ser plagas importantes si llegasen a ser introducidas por accidentes sin sus enemigos naturales.

El pequeño tamaño y hábitos crípticos de los Pseudococcidos hace que con frecuencia no sean detectados en las inspecciones cuarentenarias vegetales. En el caso de las especies partenogénicas, una sola hembra juvenil puede ser el inicio de una infestación importante. La introducción accidental de una especie no nativa de “cochinilla o piojo harinoso” sin sus enemigos naturales puede potencialmente causar grandes daños económicos y ecológicos como lo ilustra el caso de *Maconellicoccus hirsutus* (Green) en la región del Caribe en años recientes.

Muchos países del Caribe son islas, esto las aísla potencialmente de infestaciones; sin embargo la frágil ecología de islas pequeñas puede ser afectada seriamente si ocurre una introducción accidental. Los países pequeños pueden no tener toda la experiencia y recursos suficientes para monitorear de forma rápida.

Para El Salvador, la gran demanda de uvas, manzanas y otros vegetales en todo el año y principalmente en los meses de noviembre y diciembre, contribuye grandemente a la introducción de nuevos géneros y/o especies de Pseudococcidae. La cochinilla rosada *M. hirsutus* (Green) es polífaga, atacando hospederos como hortalizas, frutales, ornamentales y forestales, causando en algunos países serios daños a la agricultura. Este insecto puede ser introducido en nuestro país, sutil e inconscientemente, a través del tráfico internacional aéreo, marítimo y terrestre establecido por El Salvador con otros países del mundo, como resultado de sus relaciones políticas, económicas, comerciales, turísticas, etc.

Los servicios cuarentenarios son de gran importancia y tienen que establecer una vigilancia estricta (hasta donde sea posible) y permanente sobre todo producto o mercancía (materias primas para la industria alimentaria, productos alimenticios, semillas, plantas o partes de plantas utilizadas para propagación consumo, trabajos de investigación científica, etc.) que entran por fronteras, puertos y aeropuertos de nuestro país, en evitación de que conjuntamente con ellos, puedan penetrar nuevos enemigos de la agricultura. Tenemos que ser cuidadosos de que esa introducción no se produzca, ya que causaría por un lado, problemas en los cultivos nacionales y por otro se pondrían poner restricciones en las exportaciones a otros países que no tienen dicha plaga.

Toda esta supervisión, tiene que ser realizada por personal entrenado desde el punto de vista técnico científico, por tanto esperamos que durante los tres días de trabajo teórico y práctico planificado, se logren las expectativas de cada participante en el Taller Nacional desarrollado por la Unidad de Posgrado en el Laboratorio del Departamento de Protección Vegetal de la Facultad de Ciencias Agronómicas, Universidad de El Salvador (UES), con el financiamiento del Proyecto Regional de Fortalecimiento de la Vigilancia Fitosanitaria en Cultivos de Exportación No Tradicionales (VIFINEX -OIRSA).

4.8.4. Control biológico de los Pseudococcidos (o Fam. Pseudococcidae).

Hasta 1988 un total de 416 especies de insectos plagas fueron objeto del control biológico alrededor del mundo de los cuales 164 especies se consideraron que habían tenido un triunfo total, considerable o parcial. Durante este período se destinaron un total de 21 especies de cochinillas para el control biológico de las cuales en 15 especies se obtuvieron triunfos totales, considerables o parciales.

Los insectos de la familia Pseudococcidae, por las poblaciones densas que forman, sus hábitos sedentarios y distribución en colonias sobre sus plantas hospederas posee numerosos enemigos naturales. Entre los más destacados se encuentran los depredadores de la familia Coccinellidae, ácaros depredadores de diferentes familias (Phytoseidae, Cheyletidae, Hemisarcoptidae) y los parasitoides del Orden Hymenoptera que son más específicos que los depredadores.

En Chile, sobretodo desde la década del 30 hasta alrededor de 1945, la especie de Cochinilla harinosa más dañina para los cítricos fue *Pseudococcus fragilis* (= *P. gahani*).

En 1931, 1933 y 1934 se importó de Estados Unidos el depredador *Cryptolaemus montrouzieri*, cuya acción como larva y adulto controló la plaga, manteniéndola en bajos niveles hasta nuestros días. Dicho control biológico efectivo fue logrado, porque también se utilizaron parasitoides de los géneros *Coccophagus gurneyi* y *Tetracnemus pretiosus*, pequeñas avispas importadas de Estados Unidos en 1936 y 1944 respectivamente.

Posteriormente, la especie más frecuente de Cochinilla harinosa fue *Planococcus citri*, el cual tiene como principal controlador al depredador *C. montrouzieri*, pero con la acción complementaria de los parasitoides *Pauridia peregrina* y *Leptomastidea abnormis* que parásita primeros estadios de la “Cochinilla harinosa” y *Leptomastix dactylopii* que parásita estadios más avanzados hasta los que están próximos a adultos. Los tres son parasitoides solitarios, es decir, de cada individuo parasitado emerge sólo una avispa.

Cuadro 5. Principales enemigos naturales de Pseudococcidae (Sermeño, J.M., 2000)

| Nombre Científico | Orden | Familia | Tipo de Controlador |
|---|-------------|---------------|---------------------|
| 01- <i>Anagyrus kamali</i> | Hymenoptera | Encyrtidae | Parasitoide |
| 02- <i>Anagyrus Pseudococcidae</i> | Hymenoptera | Encyrtidae | Parasitoide |
| 03- <i>Anagyrus greeni</i> | Hymenoptera | Encyrtidae | Parasitoide |
| 04- <i>Anagyrus saccharicola</i> | Hymenoptera | Encyrtidae | Parasitoide |
| 05- <i>Gyranusoidea indica</i> | Hymenoptera | Encyrtidae | Parasitoide |
| 06- <i>Leptomastix dactylopii</i> | Hymenoptera | Encyrtidae | Parasitoide |
| 07- <i>Leptomastix phenacocci</i> | Hymenoptera | Encyrtidae | Parasitoide |
| 08- <i>Leptomastix dactylopii</i> | Hymenoptera | Encyrtidae | Parasitoide |
| 09- <i>Leptomastidea abnormis</i> | Hymenoptera | Encyrtidae | Parasitoide |
| 10- <i>Leptomastidea abnormis</i> | Hymenoptera | Encyrtidae | Parasitoide |
| 11- <i>Acerophagus debilis</i> | Hymenoptera | Encyrtidae | Parasitoide |
| 12- <i>Tetracnemus pretiosus</i> | Hymenoptera | Encyrtidae | Parasitoide |
| 14- <i>Coccophagus gurneyi</i> | Hymenoptera | Aphelinidae | Parasitoide |
| 15- <i>Cryptolaemus montrouzieri</i> | Coleoptera | Coccinellidae | Depredador |
| 16- <i>Scymnus includens</i> | Coleoptera | Coccinellidae | Depredador |
| 17- <i>Coleomegilla maculata</i> | Coleoptera | Coccinellidae | Depredador |
| 18- <i>Cycloneda sanguinea</i> | Coleoptera | Coccinellidae | Depredador |
| 19- <i>Brachiacantha bistrispustulata</i> | Coleoptera | Coccinellidae | Depredador |
| 20- <i>Chilocorus stigma</i> | Coleoptera | Coccinellidae | Depredador |
| 21- <i>Hiperaspis funesta</i> | Coleoptera | Coccinellidae | Depredador |

| | | | |
|--------------------------------------|----------------|---------------------|----------------|
| 22- <i>Stethorus picipes</i> | Coleoptera | Coccinellidae | Depredador |
| 23- <i>Hippodamia sp.</i> | Coleoptera | Coccinallidae | Depredador |
| 24- <i>Nomerobius psychodoidea</i> | Neuroptera | Hemerobiidae | Depredador |
| 25- <i>Hemerobius blanchardi</i> | Neuroptera | Hemerobiidae | Depredador |
| 26- <i>Symphorobius maculipennis</i> | Neuroptera | Hemerobiidae | Depredador |
| 27- <i>Chrysopa bimaculata</i> | Neuroptera | Chrysopidae | Depredador |
| 28- <i>Chrysopa cubana</i> | Neuroptera | Chrysopidae | Depredador |
| 29- <i>Baccha valdiviana</i> | Diptera | Syrphidae | Depredador |
| 30- <i>Leucopis sp.</i> | Diptera | Chamaenmyiidae | Depredador |
| 31- <i>Entomophthora fumosa</i> | Entomophthoral | Phycomyceto (Clase) | Entomopatógeno |

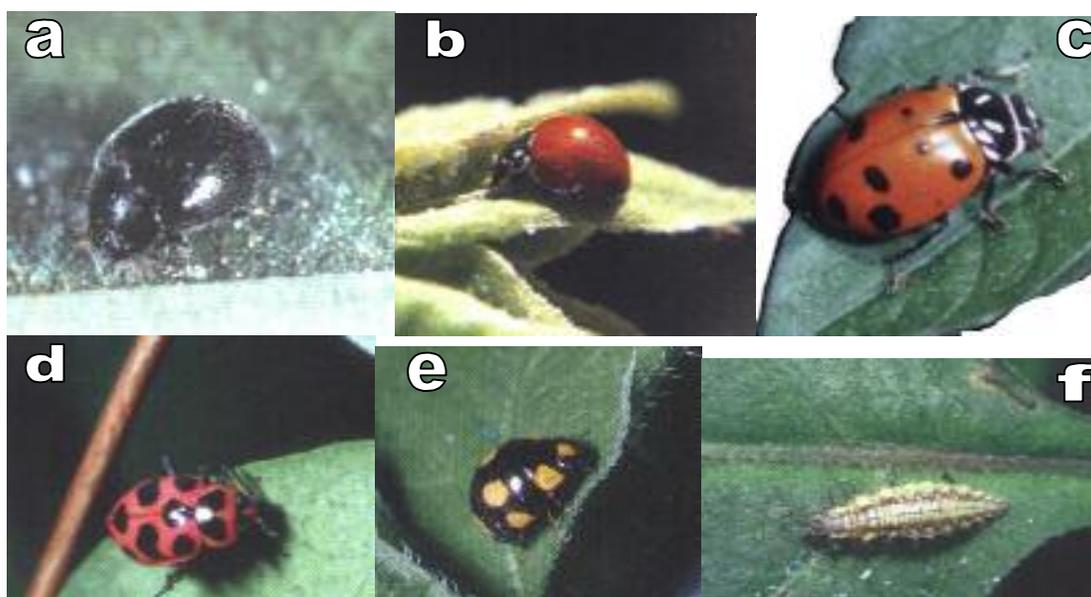


Fig. 58. Depredadores de Pseudococcidae: a) *Stethorus picipes*; b) *Cycloneda sanguinea*; c) *Hippodamia sp.*; d) *Coleomegilla maculata*; e) *Brachiacanta bistrripustulata*; f) *Chrysoperla sp.* (= *Chrysopa*)

4.8.4.1. Importancia de *Cryptolaemus montrouzieri* (Coleoptera: Coccinellidae).

Es un biocontrolador que depreda varias especies de cochinillas y es un insecto preferido y disponible para el control biológico de *M. hirsutus* (Green), ya que ha sido probado con éxitos en varios proyectos de control biológico en el mundo; fue originalmente importado a los Estados Unidos desde Australia en 1890, para el control de la Cochinilla de los cítricos en California y es usado actualmente. El depredador deposita sus huevos entre las colonias de la Cochinilla harinosa, transcurridos 5-6 días los huevos eclosionan a temperaturas promedio de 27°C.

En estado de larva (fig. 59) se alimenta vorazmente sobre todos los estados (huevos, ninfas y adultos) de la plaga caracterizándose por la presencia de accesorios lanosos de cera blanca que permite su confusión con la Cochinilla harinosa que también es de color blanco. Posee cuatro estadios larvales con una duración de 12 – 17 días; el último estadio larval es de mayor tamaño y mide aproximadamente 1.3 centímetros de largo.

Para pupar busca lugares protegidos del tallo de la planta y/o estructuras de la jaula o invernadero cuando se mantienen en confinamiento. Los adultos emergen después de 7 -10 días (la relación macho:hembra es aproximadamente 1:1) y también se alimentan vorazmente de la plaga (fig. 59); cuando la hembra tiene aproximadamente 5 días de edad, inicia la postura de los huevos. El adulto de aproximadamente 4mm de largo, es de color castaño oscuro con la cabeza, abdomen y segmento caudal rojizo ó anaranjado. La hembra es capaz de poner entre 400-500 huevos durante los 50 días de longevidad promedio. No es tan efectivo en el control de cochinillas que no producen masas de huevos, tales como las Cochinillas de cola ó fleco largo. Este depredador es vendido como adulto y enviado típicamente en viales conteniendo 500 individuos. Los viales contienen pedazos de papel, para que se adhieran a él durante el envío, también contiene gotas de miel como fuente de alimento. Cuando se liberan a nivel de campo deben ser colocados directamente en las plantas infestadas y concentrar las liberaciones donde las poblaciones de “cochinilla” sean más altas; en un cultivo no es necesario aplicarlos a cada planta, pues se desplazarán fácilmente por sus propios medios.

La cantidad recomendada en las liberaciones es de 1,250 adultos por hectárea, una ó dos veces por año; cantidad que puede ser ajustada si hay necesidad. Para ornamentales e invernaderos es recomendable usar 5 adultos por planta como una guía inicial. El depredador probablemente pondrá huevos, cuando haya al menos una masa de huevos de la cochinilla.



Fig. 59. Larva y adulto de *Cryptolaemus montrouzieri* alimentándose de Pseudococcidos

4.8.4.2 Importancia de *Anagyrus kamali* (Hymenoptera: Encyrtidae)

A. kamali es un endoparasitoide, solitario primario que completa su desarrollo larval dentro del hospedero. El ciclo de huevo-adulto es de 21 días a 27°C, con una reproducción alta que permite el desarrollo de dos generaciones por cada generación de la “cochinilla”.

Los parasitoides pueden encontrar las cochinillas en bajas densidades de población de dicha plaga. Cada biocontrolador coloca un huevo dentro del cuerpo de la “cochinilla” de segundo o cuarto estadio ninfal e incluso en las hembras adultas. La “cochinilla” se transforma en una “momia” que almacena en el interior al parasitoide que está pupando, que posteriormente perfora un agujero en un extremo (fig. 60), emergiendo como adulto (fig. 61). Estudios realizados han demostrado que una hembra de *A. kamali* vive aproximadamente 15 días en condiciones de temperatura tropical y es capaz de parasitar 60 cochinillas hembras. Una mortalidad adicional del 30% se produce cuando el parasitoide se alimenta de la hemolinfa de la cochinilla. En la figura 62, se ilustran los parasitoides *Leptomastix phenacocci* (fig. 62a) y *Anagyrus saccharicola* (fig. 62b).



Fig. 60. Pseudococcidae “momificado” mostrando el orificio de salida del parasitoide.



Fig. 61. Parasitoides adultos de *Anagyrus kamali*: a) Macho; b) Hembra.

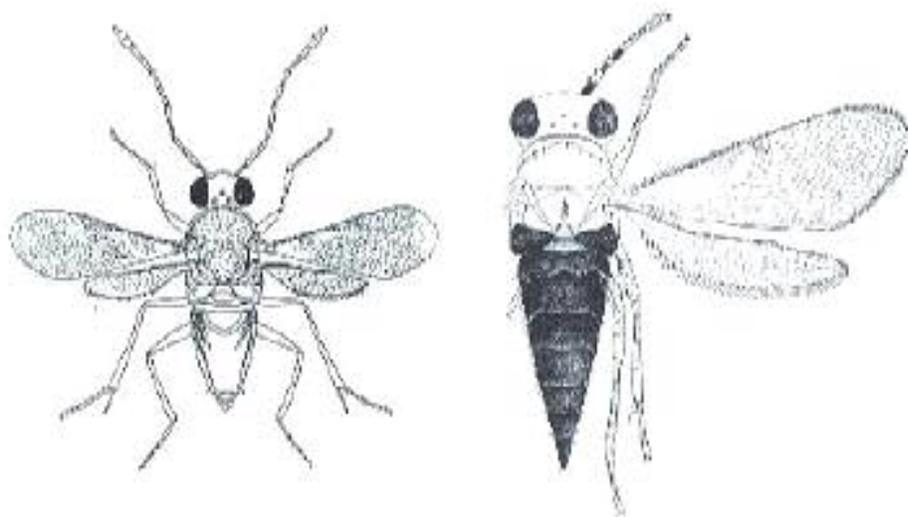


Fig. 62. Parasitoides de Pseudococcideos: a) *Leptomastix phenacocci*;
b) *Anagyrus saccharicola*

En agosto de 1996, fue liberado por primera vez en St. Kitts, el parasitoide exótico *A. kamali*, para el control de la Cochinilla rosada del hibisco, *M. hirsutus* (Green). Dentro de un período de dos años, la densidad de población de dicha plaga se redujo en un 94% en toda la isla. En 1997, la misma tecnología de control biológico se transfirió a las Islas Vírgenes de los Estados Unidos en donde se logró reducir la densidad de población de la cochinilla en un 90% en St. Thomas y 94% en St. Croix, todo esto dentro de un período de 20 meses. A principios de 1998, se implementó en la Isla de Puerto Rico la liberación de dicho parasitoide que registró un 88 – 95% de control biológico sobre *M. hirsutus* (Green).

BIBLIOGRAFIA

- Bennett, F.D.; Rosen, D.; Cochereau, P.; Wood, B.J. 1976. Biological control of pests of tropical fruits and nuts. In: Theory and practice of biological control. Huffaker, C.B. and Messenger, P.S. Academic Press, London. P. 359-376.
- Borror, D.J.; Triplehorn, C.A. and Johnson, N.F. 1989. An introduction to the study of insects. 6th ed. New York, USA. Saunders College Publishing. P. 341-47.
- Cave, R. Et al. 1997. Manejo integrado de plagas en hortalizas, un manual para extensionistas. Imagen & texto S. de R.L. Scancolor, Tegucigalpa, Honduras, C.A. p. 107-112.
- Cave, R.D. 1995. Manual para el reconocimiento de Parasitoides de plagas agrícolas en América Central. Tegucigalpa, Honduras. Zamorano Academic Press. p. 111.
- Coulson, R.N.; Witter, J.A. 1990. Entomología forestal, ecología y control. Editorial Limusa, S.A. de C.V. México, D.F. p. 477-490.
- De Bach, R. 1985. Control Biológico de las plagas de insectos y malas hierbas. Editorial Continental, S.A. de C.V., México, D.F. p. 528-530, 792-800.
- De Faz, A.B.; De Cossío, F. 1991. Principios de protección de plantas. Editorial Pueblo y educación. Ciudad de La Habana, Cuba. p. 509 – 513.
- De Zayas, F. 1988. Entomofauna Cubana. Tópicos entomológicos a nivel medio para uso didáctico. Primera parte: orden homóptera. Editorial científico-técnica, La Habana, Cuba. P. 95-115.
- Flores Cáceres, S. 1994. Las plagas de la caña de azúcar en México. Servicios Gráficos, OREL. México, D.F. p. 147-158.
- Hernández, D.; González, C. 1986. Cochinillas de los cítricos. Boletín de reseñas cítricos y otros frutales. Centro de información y documentación agropecuario, La Habana, Cuba. P. 16-67.
- Hilje, L.; Araya, C.; Scorza, F.; Víquez, M. 1991. Plagas y enfermedades forestales en América Central: Manual técnico No. 3. Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza (CATIE), Turrialba, Costa Rica. P. 101.
- Huffaker, C.B., Gutiérrez, A.P. 1990. Evaluation of efficiency of natural enemies in Biological control. In: Armored scale insects their biology, natural enemies and control. Volume "B". David Rosen (ed.) The Hebrew University of Jerusalem, Faculty of Agriculture, Israel. p. 473 – 482.
- Korytkowski, C.A. 1995. Apuntes del curso de sistemática de insectos. Orden homoptera. Vicerrectoría de investigación y postgrado, Universidad de Panamá, Panamá. p. 1-14.
- Meyerdirk, D.E.; Warkentin, R.; Attavian, B.; Gersabeck, E.; Francisca.; Adams, M.; Francis, G. 1999. Manual del proyecto para el control biológico de la Cochinilla rosada del hibisco. Traducido al español por IICA. USDA, Estados Unidos. p -A.1-G.4.
- Miller, D.R. Identificación manual of the Pink Hibiscus Mealybug, *Maconellicoccus hirsutus*. Systematic Entomology Laboratory, Beltsville, Maryland, U.S.A. p. 18.
- Montenegro, H.W.S. Barba, R. 1976. El cultivo de los cítricos en El Salvador. Boletín Técnico No. 57. Ministerio de Agricultura y Ganadería. Centro Nacional de Tecnología Agropecuaria (CENTA). Santa Tecla, El Salvador, C.A. p. 19.
- Montenegro, H.W.S.; Barba, R. 1971. El cultivo de la piña en El Salvador. Boletín Técnico No. 5. Proyecto de diversificación agrícola ISIC-FAO, Santa Tecla, El Salvador, C.A. p. 16-17.
- Noyes, J.S. 1995. Encyrtidae. In: The hymenoptera of Costa Rica. Paul E. Hanson and Ian D. Gauld. The Natural History Museum, London, United Kingdom. p. 302-307.

- OIRSA. 1999. Cochinilla rosada *Maconellicoccus hirsutus* (Green) plaga polífoga de las Hortalizas, frutales, ornamentales y forestales. Folleto Técnico No. 1 Segunda Edición. El Salvador, C.A. p. 19.
- OIRSA-VINIFEX 1999. Manual técnico de Fitosanidad en Limón pérsico. Proyecto Regional de Fortalecimiento de la Vigilancia Fitosanitaria en Cultivos de Exportación no Tradicional. Convenio República de China-OIRSA, El Salvador. p. 3-9.
- Quezada, J.R. 1989. Cítricos. In: Manejo Integrado de Plagas insectíboras en la agricultura: Estado actual y futura. Andrews, K.L. y Quezada, J.R. Escuela Agrícola Panamericana, El Zamorano, Honduras, C.A. p. 471-478.
- Quezada, J.R. 1970. Principales especies de insectos asociados a los cítricos en El Salvador. Ministerio de Agricultura y Ganadería. San Salvador, El Salvador, C.A. p. 6 - 25.
- Raven, K.G. 1993. Orden Homoptera II: Sternorrhyncha. Universidad Nacional Agraria La Molina, Departamento de entomología. Lima, Perú. P. IX -1-IX-46.
- Rojas, S. 1987 Plagas de los cítricos y control con enemigos naturales. In: La Platina, "50 años de control biológico en Chile" Instituto de investigación agropecuarias, Chile. p. 25-30.
- Rosen, D. 1990. Biological control. In: Armored scale insects their biology, natural Enemies and control. Volume "B". The Hebrew University of Jerusalem, Faculty of Agriculture; Israel p. 413-415, 487-498.
- United States Department of Agriculture. 1997. Look out for the pink hibiscus Mealybug. Program Aid No. 1606. p. 1-11.
- University of California. 1991. Integrated pest management for citrus. Second edition. Division of agriculture and natural resources. United States. p. 56 -71, 91-101.
- Van Driesche, R.G.; Bellows, T.S. 1996. Biological control. An International Thomson Publishing Company. Estados Unidos. p. 297-298.
- Vargas, R. 1987. Control integrado de escama de San José In: La Platina, "50 años de Control biológico en Chile" Instituto de investigaciones agropecuarias, Chile. p. 44-48.
- Vergara, R. 1990. El control biológico a lo largo de la historia. Colombia Ciencia y Tecnología. Universidad de Tolima; Colombia p. 6-7.
- Watson, G.W.; Chandler, L.R. 2000. Identificación de las cochinillas o piojos harinosos de Importancia en el Caribe. Traducido al español por Marco Goiani. Commonwealth Science Council y CAB International, London, United Kingdom. p. 7 -36.
- Williams, D.J.; Granara de Willink, C. 1992. Mealybugs of central and South America. CAB International, London, United Kingdom. p. 54-609.
- Zahradnik, J.; Chvala, M. 1990. La gran enciclopedia de los insectos. Susaeta Ediciones S.A. Checoslovaquia. p. 104-107.

Créditos de figuras utilizadas

- ◆ CATIE: 60b,
- ◆ D.J. Williams and M. Cristina Granara de Willink (esquemas de cuerpo clarificado): 34, 35, 36, 37, 38, 39, 40, 42, 43, 44, 45, 46, 47, 49, 50, 51, 52, 53, 54c, 55, 56, 57, 58 y 59.
- ◆ Douglas R. Miller: 29.
- ◆ Fernando de Zayas: 5 y 18.
- ◆ Jirí Zahradník y Milan Chuála: 3, 14 y 22.
- ◆ Guillian W. Watson and Lennox R. Chandler: 4,7b, 8 y 32.
- ◆ Henry Nahúm Saucedo: 64a.
- ◆ Internet: foto derecha de la portada.
- ◆ Manfred Scholaen: 60c, 60d, 60e y 60f.
- ◆ Manuel Menéndez: 7a y 15.
- ◆ Mary Louise Flint, University of California: 6, 9, 11, 12, 13, 19, 20, 23, 24, 25, 26, 60a, 61 y foto izquierda de la portada.
- ◆ OIRSA- VIFINEX: 10, 21, 27 y 38.
- ◆ René Vargas: 16 y 17.
- ◆ USDA (fotos a color): 28, 30, 31, 33, 35, 39, 41, 42, 43, 47, 48, 54a, 54b, 62, 63 y 64a.

*Todos los derechos reservados. Este Manual no podrá ser total o parcialmente reproducido en ninguna forma, incluyendo fotocopia, sin la autorización escrita del **Organismo Internacional Regional de Sanidad Agropecuaria-OIRSA** o de la **Facultad de Ciencias Agronómicas de la Universidad Nacional de El Salvador**.*

*Este Manual fue distribuido por el **OIRSA** a través del **Proyecto Regional de Fortalecimiento de la Vigilancia Fitosanitaria en Cultivos de Exportación no Tradicional-VIFINEX**, con financiamiento de la **República de China**.*

El Salvador, diciembre de 2000