

Capítulo IV

Artrópodos plaga

Ana Elizabeth Díaz-Montilla

Jorge Alonso Bernal Estrada

Germán Franco

John Díaz-Montaño

La entomofauna del cultivo de la mora ha sido poco estudiada. La inversión en generación de conocimiento y desarrollo tecnológico para este cultivo en Colombia ha sido escasa, lo cual contribuye a que el cultivo presente una amplia brecha tecnológica. Ante el desconocimiento que se tiene de la bioecología y del comportamiento tanto de los artrópodos plaga como de los insectos polinizadores asociados al cultivo, las recomendaciones de manejo se han limitado exclusivamente a la utilización de una amplia gama de insecticidas, muchas veces aplicados en sobredosificación, con altas frecuencias y sin tener en cuenta los periodos de carencia. Dicha situación ha dificultado posicionar este frutal altoandino en mercados especializados. Se ha calculado que, para el manejo de los problemas fitosanitarios del cultivo, los agricultores llegan a invertir entre el 20 y el 25 % de los costos de producción.

De otro lado, el agravante que presenta el cultivo de la mora en Colombia es la inexistencia de registros de venta de insecticidas aprobados bajo la Resolución 3759 del Instituto Colombiano Agropecuario [ICA] (2003) “por la cual se dictan disposiciones sobre el registro y control de los plaguicidas químicos de uso agrícola”, así como registros nacionales aprobados bajo la Decisión 436 emitida por la Comisión de la Comunidad Andina (1998), la cual establece la “Norma andina para el registro y control de plaguicidas químicos de uso agrícola”, que circunscribe la producción bajo el concepto de Buenas Prácticas Agrícolas (BPA).

Teniendo en cuenta lo anterior, en este capítulo se mencionan los artrópodos plaga que, bajo determinadas situaciones, han sido considerados como dañinos; además, se indican pautas para su manejo, muchas de estas, fundamentadas en la experiencia lograda en cultivos que comparten problemas entomológicos similares a los de la mora.

De acuerdo con el hábito de alimentación, los artrópodos que atacan a la mora de Castilla pueden clasificarse como barrenadores de raíces, tallos y frutos; comedores de follaje; chupadores o succionadores de savia y raspadores-chupadores de la superficie vegetal.

La siguiente es una serie de prácticas de control cultural, comunes para el manejo de la mayoría de los insectos asociados al cultivo de la mora (Coto & Saunders, 2004):

1. Hacer observaciones semanales en diferentes áreas del huerto durante periodos críticos. Se recomienda tomar o hacer por lo menos cinco muestras u observaciones, una en cada punto cardinal, a cierta distancia del centro del cultivo y otra, en el centro. Además, se deben cuantificar las plantas dañadas a lo largo de un número fijo de metros en el cultivo. El registro de la plaga se debe expresar como promedio por planta o por metro de surco, y se debe comparar con umbrales de acción establecidos por el asistente técnico. Esto se constituye como el criterio para la aplicación de insecticidas. La observación o monitoreo constante del cultivo también facilita detectar focos de infestación para su posterior eliminación.
2. Para evitar la dispersión de las plagas solo debe sembrarse material vegetal proveniente de zonas no afectadas.
3. Sembrar semilla y material de trasplante desinfestado.
4. En algunos casos, intercalar otro cultivo puede reducir la población de una plaga que afecte ambos cultivos, ya sea debido a la interferencia química o mecánica, al reducir el contraste de cobertura del suelo o al aumentar las plantas de cobertura que favorecen a ciertos enemigos naturales.

5. Proporcionar de manera suficiente y oportuna una adecuada nutrición, con el fin de mantener plantas vigorosas, saludables y con capacidad de compensar el daño ocasionado por los artrópodos plaga.
6. Construir fosas en el suelo donde se deposite el material infestado derivado de podas sanitarias y malezas. Se recomienda cubrir estas fosas con mallas de anqueo que permitan la salida de pequeñas avispas y moscas parasitoides y una amplia gama de insectos benéficos y que, a la vez, impidan la salida de los insectos plaga.
7. Favorecer las poblaciones de dípteros e himenópteros parasitoides, al mantener ciertas malezas que florecen como una fuente de alimento para estos insectos benéficos. Además, mediante la selectividad de los insecticidas (sintéticos) y la aspersión por focos, minimizar el efecto adverso sobre los enemigos naturales, dejando algunos puntos sin tratar, para mantener un reservorio de enemigos naturales.
8. Aplicar preferiblemente insecticidas sistémicos y de ingestión pues causan menos daños a los insectos benéficos, así como evitar productos de contacto y de amplio espectro. Emplear los insecticidas en la dosis recomendada, sin realizar “cócteles” de insecticidas ni duplicación de dosis; igualmente, evitar diluir los productos con el supuesto fin de alcanzar o cubrir una mayor área.
9. Mantener el equipo de aspersión calibrado y en estado adecuado de funcionamiento, para asegurarse de aplicar la dosis exacta del insecticida, y aportar una cobertura uniforme al cultivo.

Insectos barrenadores

Son un grupo de insectos que taladran zonas leñosas y semileñosas de las plantas de mora como el cuello de la raíz, los tallos y las ramas.

Barrenador del cuello, tallo y ramas de la mora

Nombre científico

Hepialus sp. (Lepidoptera: Hepialidae)

Descripción e importancia

Durante su vida este insecto pasa por varios estadios de desarrollo, los cuales reciben los nombres de huevo, larva (gusano), pupa (sabios) y adulto (mariposa). Por atravesar por estos cuatro estadios de desarrollo, se dice que este insecto tiene

metamorfosis completa u holometábola. Zenner de Polanía (1974) describe los estadios biológicos de *Hepialus* de la siguiente manera: los huevos son redondos y aplanados, con un diámetro de 2,5 a 3,0 mm, de color blanco cremoso. Las larvas son de color blanco sucio, completamente desarrolladas miden aproximadamente 5,5 cm; tienen un cuerpo delgado y cilíndrico y la cabeza grande. La pupa es de tipo obtecta, es decir, las alas y los apéndices corporales están comprimidos sobre el cuerpo; el color de la pupa es café oscuro; mide de 3,0 a 4,5 cm de longitud, siendo las pupas hembras de tamaño considerablemente mayor que las de los machos; la parte frontal de la cabeza es aplanada, lo que le da un aspecto de cortada; el abdomen posee dos series dorsales de espinas cortas en cada segmento. El adulto o mariposa (figura 4.1) en ambos sexos es de color café grisáceo, con la cabeza y cuerpo peludos; en reposo, los machos se asemejan a arañas; la expansión alar de los machos es de 3,5 cm y en las hembras de 5,0 cm, con antenas plumosas en ambos sexos; poseen un aparato bucal rudimentario, patas débiles y sin espinas; las patas traseras en los machos son muy cortas y poseen órganos de color visible a manera de pelos largos o escamas (Schulz et al. 1990).



Foto: Germán Franco

Figura 4.1. Adulto del barrenador del cuello, tallo y ramas de la mora (*Hepialus* sp.).

El abdomen de la hembra es desproporcionadamente grande y pesado, aproximadamente dos veces más largo que la cabeza y el tórax juntos. Por observaciones de laboratorio y campo, Zenner de Polanía (1974) concluyó que *Hepialus* sp. tiene dos generaciones al año, bastante bien marcadas, con pico de emergencia de adultos en marzo y septiembre. Los machos tienen cierta capacidad de vuelo y lo hacen

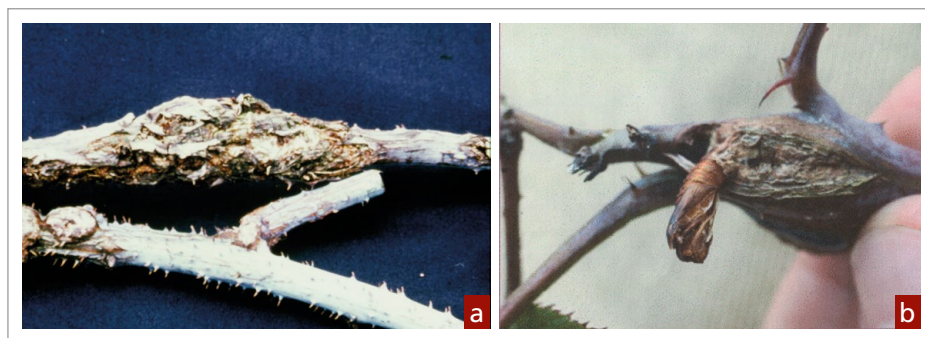
principalmente al atardecer, mientras que las hembras por su constitución pesada son de vuelo muy corto y se dispersan caminando. Colocan los huevos aisladamente en el cuello de la raíz, tallos y posiblemente ramas de la planta hospedera. Montoya, Hincapié y Uribe (1997) mencionan que los adultos son atraídos por secreciones de la planta como respuesta al ataque de patógenos o a heridas. Zenner de Polanía (1974) argumenta que los primeros instares larvales roen inicialmente la superficie, para posteriormente comenzar su labor destructiva al penetrar el tallo y las ramas.

Condiciones favorables

Castaño (2000) menciona que el uso de estacas infestadas para la siembra, la falta de fertilización y la falta de inspecciones periódicas al cultivo son las principales condiciones que favorecen la invasión de este insecto. Según Montoya et al. (1997), la infestación de *Hepialus* se incrementa cuando el plato de la planta está enmalezado o presenta exceso de sombra. Por su parte, Zenner de Polanía (1974) sugiere como otro factor predisponente al ataque del insecto, la siembra de mora en sitios donde hay o hubo árboles de *Eucalyptus* sp. y nogal cafetero (*Cordia* sp.), los cuales también son hospederos de este insecto, así como la utilización de postes para alambrado con este tipo de maderas. Existen evidencias que hacen pensar que la plaga pudo haber sido introducida a Colombia junto con el eucalipto, desde Australia, donde algunas especies de la familia Hepialidae taladran el tronco del eucalipto causando graves daños (Costa-Lima, 1945).

Síntomas

La larva ataca el cuello de la raíz, los tallos y las ramas. El daño en los tallos se detecta fácilmente, ya que cuando la larva del insecto se introduce en estos, realiza una pequeña perforación de donde brota un aserrín; posteriormente, conforme la larva continúa barrenando el tallo, expulsa además excremento; con el paso del tiempo, alrededor del daño se forma algo similar a una ampolla, callo o nudo (figura 4.2a); las ramas afectadas se marchitan y en algunos casos se quiebran, las hojas muestran marchitez desde el ápice hasta la base y la planta no florece ni fructifica. En la misma planta es frecuente encontrar varios tallos atacados por la plaga (Castaño, 2000). El ataque al cuello causa una disminución en la producción y luego la muerte de la planta. La larva, antes de empupar dentro del túnel, abre un orificio de salida para facilitar la emergencia del adulto, y la pupa se asoma por este orificio (figura 4.2b) (Zenner de Polanía, 1974).



Fotos: Helber Arévalo

Figura 4.2. Daños causados por la larva de *Hepialus* sp. a. Daño causado por la larva en ramas de mora. Obsérvese el nudo o callo alrededor del daño; b. Orificio de salida del adulto de *Hepialus* sp. Obsérvese exuvia en orificio de emergencia.

Manejo

Para manejar la *Hepialus* sp. se aconseja:

- Mantener desmalezado el plato de la planta y a su vez regular la sombra mediante poda de ramas.
- Aplicar insecticidas mezclados con surfactantes dirigidos al cuello y base del tallo, con el fin de eliminar los individuos de primeros instares y así evitar que penetren. Se recomienda emplear agentes biológicos disponibles comercialmente como ciertos productos entomopatógenos, *Bacillus thuringiensis* y algunos inhibidores de síntesis de quitina.
- Realizar aplicaciones de insecticidas en sitios específicos, con ayuda de jeringas que permitan inyectar el producto a través del orificio dejado por la larva.
- Capturar poblaciones nativas de *Trichogramma* (himenópteros parasitoides de huevos de insectos), adaptadas a las condiciones del cultivo de mora, para su incremento y evaluación de efectividad como agente de control de huevos de *Hepialus*.

Barrenador del cuello

Nombre científico

Zascelis sp. (Coleoptera: Curculionidae)

Descripción e importancia

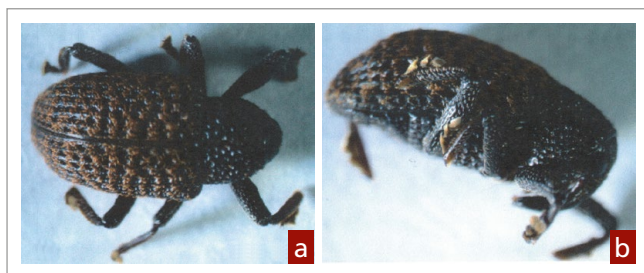
Observaciones realizadas por Castaño (2000) indican que los huevos son colocados internamente en el tejido del cuello de la raíz, de donde nacen larvas ápodas (gusanos sin patas) que son de color blanco o crema. Las larvas completamente desarrolladas miden 4-7 mm de longitud, tienen la cabeza de color café oscuro (figura 4.3) y mandíbulas fuertes, altamente esclerotizadas o endurecidas, con las que se alimentan y construyen galerías o túneles en la cepa o cuello de la raíz, y después de completar su desarrollo se transforman en pupa.



Foto: Helber Arévalo

Figura 4.3. Larva de *Zascelis* sp.

La pupa es de tipo exarata, en la cual los apéndices se encuentran libres y son visibles todas las partes del cuerpo, sus alas se encuentran en el exterior del tórax sobresaliendo un poco del cuerpo, son de color blanco al principio y con el tiempo se tornan oscuras. Después de completar este estadio, se transforma en adulto que presenta pico o proboscis característico de los picudos, tiene una longitud de 6-7 mm, es de color negro, la superficie de los élitros o alas es estriada con numerosas escamas de color amarillo que dan la apariencia de punteado al observarlo dorsalmente (figura 4.4a) y lateralmente (figura 4.4b).



Fotos: Ana Elizabeth
Díaz-Montilla

Figura 4.4. Adulto de *Zascelis* sp. a. Vista dorsal; b. Vista lateral.

Condiciones favorables

Las poblaciones del insecto aumentan cuando se utiliza material para la siembra infestado, cuando se hace un inadecuado manejo de los residuos de cosecha y de podas sanitarias, y cuando no se realizan suficientes inspecciones periódicas a los huertos.

Síntomas

Las observaciones realizadas por Castaño (2000) y Castellanos, Botero y Castrillón (2003) sugieren que la hembra hace una perforación con su pico en el cuello de la raíz, deposita los huevos al interior de estos tejidos o al interior de las raíces gruesas (viejas). Una vez incubados, los huevos eclosionan y las larvas recién nacidas se alimentan formando galerías (figura 4.5) en la zona donde se unen el tallo y la raíz. Como consecuencia del daño, la planta detiene su crecimiento, no engruesa, forma agallas, el tallo se torna corchoso y la planta muere.



Foto: Germán Franco

Figura 4.5. Galería del barrenador (*Zascelis* sp.) en el cuello de la raíz.

Manejo

Para el manejo del barrenador *Zascelis* sp. se aconseja:

- Tener en cuenta las recomendaciones generales de control cultural para los artrópodos plaga asociados al cultivo de la mora.
- Colectar y quemar ramas afectadas. Utilizar bolas de naftalina suspendidas en mallas plásticas sobre el tallo, como repelente de adultos (figura 4.6). Esta estrategia es utilizada por algunos productores de otros cultivos, como medida para disminuir el impacto de barrenadores.



Foto: Jorge Alonso Bernal Estrada

Figura 4.6. Bolas de naftalina en bolsas de malla, para repeler el ataque del picudo barrenador del cuello de la raíz de la mora.

- Evaluar el efecto de una serie de insecticidas que han sido registrados en Colombia para el control del picudo del algodón *Anthonomus grandis* (Coleóptera: Curculionidae). Esta experimentación debe desarrollarse bajo la supervisión de un ingeniero agrónomo. Los productos a evaluar son diflubenzuron en dosis de 300 g/ha, fosalone en dosis de 4,0-4,5 L/ha, malatión en dosis de 2,0-3,0 L/ha. De otro lado, puede probarse la inyección con jeringas de soluciones de hongos entomopatógenos como *Metarhizium anisopliae* y *Beauveria bassiana* en mezcla con nemátodos entomopatógenos de los géneros *Steinernema* y *Heterorhabditis* que también han sido probados para el control de la broca del café *Hypothenemus hampei* (Coleoptera: Curculionidae) (Molina & López, 2002; Bernal, Bustillo, Chávez, & Benavides, 1999).

Insectos chupadores o succionadores de savia

Son insectos que se alimentan de la savia de la planta y se pueden ubicar y hacer daño en la raíz, brotes y tallos tiernos y frutos.

Perla de tierra

Nombre científico

Eurhizococcus colombianus Jakubski (Hemiptera: Margarodidae)

Descripción e importancia

La cochinilla conocida como “perla de tierra” es un insecto de hábitos subterráneos, de forma oval, cubierto por secreciones de cera que le dan el color blanco perlado, de donde se deriva su nombre (Londoño, 2005). Durante su vida pasa por varios estadios de desarrollo, los cuales reciben los nombres de huevo, larva-1, quiste-1, quiste-2 y hembra adulta (figura 4.7). Foldi y Soria (1989) describen a la hembra de *E. colombianus* como un individuo robusto de color amarillo con cuerpo globoso y con arrugas, poseen siete segmentos bien diferenciados y pelos de color amarillo intenso tanto a nivel dorsal como ventral. Las antenas poseen siete fracciones distintivas. Las patas anteriores son excavadoras en forma de garra, bien desarrolladas, que le sirven para desplazarse hasta ubicar las raíces del cultivo donde pone los huevos. Las hembras no poseen aparato bucal, por lo tanto, no se alimentan.

Entre los 3 y 4 días después de la emergencia, las hembras adquieren una apariencia algodonosa cubriéndose de finos filamentos blancos en su parte dorsal, que darán origen al ovisaco, este periodo corresponde a la preoviposición (Castrillón, Urrea, & Pineda, 2000). La reproducción de *E. colombianus* es partenogenética (las hembras son capaces de reproducirse sin necesidad de copular con los machos) de tipo telitóquia (en la cual la progenie obtenida son hembras) (Foldi & Soria, 1989). Kondo y Gómez (2008) manifiestan que la hembra empieza a poner huevos dentro de una cavidad abdominal o marsupio, el cual se va formando a medida que los huevos son depositados.



Fotos: Jorge Alonso Bernal Estrada

Figura 4.7. Estados inmaduros de *Eurhizococcus colombianus* Jakubski (Hemiptera: Margarodidae). a. Ovisaco; b. Quiste; c. Fijación en raíces.

Castrillón et al. (2000) observaron que las hembras depositan los huevos en forma de cadena cuando se encuentran en un espacio libre del suelo, o en apretadas masas cuando el suelo está compacto. Los huevos son de color blanco lechoso, de superficie lisa y forma ovoide cuando están recién ovipositados, miden en promedio $0,50 \times 0,22$ mm. Una hembra puede ovipositar 140 huevos durante 20 días. El periodo de incubación de huevos es de 20 días. Las ninfas que nacen se conocen como “larva primaria” y muestran gran actividad durante los primeros cinco días, durante este tiempo se observa completamente expuesto su aparato bucal (estilete) que introduce a la raíz para fijarse a ella. Después de diez días comienza una actividad de secreción de una sustancia cerosa. A las tres semanas se forma el quiste 1; entre los ocho y nueve meses se forma el quiste 2, que tiene una coloración más amarilla y un tamaño entre $1,5 \times 0,97$ mm. Entre los nueve y diez meses se observa el tercer estadio ninfal y el quiste mide hasta 8 mm. En este estadio se desprende fácilmente de la raíz con ruptura del estilete.

Aunque en el estudio realizado por Castrillón et al. (2000) no se logró determinar la duración desde huevo hasta hembra adulta, se presume que este ciclo puede durar más de 26 meses. Varios autores afirman que los quistes de tercer estadio se pueden mantener viables entre 8-12 años y ser capaces de originar hembras, si se presentan condiciones adecuadas (Foldi & Soria, 1989).

Según Soria y Gallotti (1986), el hábito de alimentación de *Eurhizococcus* consiste en inyectar enzimas y otros compuestos, destinados a permitir la penetración o instalación de los estiletes cerca del tejido vascular de las raíces, facilitando el flujo de savia a través de los tejidos de las plantas. Estas sustancias provocan una intoxicación generalizada o fitotoxemia que desencadena una reducción en la producción del cultivo.

Zapata (2013) observó que los estadios inmaduros de perla prefieren alimentarse en raíces primarias y secundarias; además, encontró que las poblaciones del insecto se localizan preferencialmente en un 70 % en la zona cercana al cuello de la planta y en un 30 % entre este y la gotera (sitio donde se proyecta la periferia del dosel de la planta sobre el suelo).

Puesto que el insecto se ubica en las raíces de la planta, es difícil observar el daño inicial de esta plaga. En cultivos infestados, Zapata (2013) encontró poblaciones del insecto en la raíz (localizados incluso hasta a 1 m de profundidad) y horizontalmente desde el cuello hasta 1,4 m, condición que dificulta su manejo. La plaga se detecta cuando las plantas muestran los síntomas de su ataque en la parte aérea. Al respecto, Meneses et al. (2015) encontraron una alta asociación entre las plantas de mora afectadas por *E. colombianus* y el aumento de los contenidos de sacarosa en las hojas. Se infiere que la obtención de esta información a través de espectroscopía del infrarrojo cercano NIR podría ser utilizada como un método no destructivo para detectar la presencia de este insecto plaga en el campo. Castrillón, Urrea, Guevara y Rodríguez (1998) afirman que los daños por el ataque del insecto en las zonas productoras de mora en Manizales, Caldas, van desde la muerte del 20 % de plantas en el cultivo, hasta la disminución en la producción de 1 a 2 t de fruta/ha/año, sin tener en cuenta la mala calidad por la reducción en el tamaño de la fruta. Por su parte, en el oriente antioqueño se reportan pérdidas en rendimientos entre el 40-47 % (Castro, Flores, Navarro, & Gaviria, 2008).

Condiciones favorables

Castrillón et al. (2000) indican que la zona agroecológica Fn es la más afectada, la cual se ubica en la cordillera central de Colombia, con suelos de influencia de cenizas volcánicas superficiales de baja fertilidad, con alta fijación de fósforo, susceptibles a la erosión, situados entre 2000 y 3000 m s. n. m., con temperaturas entre 12 y 18 °C y una precipitación promedio anual de 500 a 3000 mm. Estos mismos autores consideran que la presencia de malezas poligonáceas del género *Rumex*, como la lengua de vaca (*Rumex crispus* L.) y el sangretoro o envidia (*Rumex acetosella* L.), son focos de multiplicación del insecto, debido a que las larvas de

la perla se desplazan hasta sus raíces para alimentarse. Estas malezas abundan en cultivos de clima frío, terrenos baldíos, suelos ácidos, mal drenados y de baja fertilidad (Cárdenas, Franco, Romero, & Vargas, 1970). También se han reportado como hospederas de la perla de tierra plantas ornamentales como *Hibiscus* sp., besito (*Impatiens balsamina* L.), jazmín de noche (*Jasminum sambac* (L.) Ait.) y el pasto kikuyo (*Pennisetum clandestinum*), helechos (Carvajal, 2002) y el falso piretro (*Artemisia absinthium*. L.) (Guarín & Carvajal, 2002). Zapata (2013) también reporta a *Rubus urticaefolius* como planta hospedera de poblaciones de hembras adultas de este insecto en condiciones de campo.

Lopera (2001) indica que la forma más común de dispersión de la perla de tierra es mediante la utilización de material vegetal infestado obtenido en los viveros. De otro lado, Carvajal (2002) lista algunas condiciones que favorecen la diseminación y multiplicación de la perla de tierra, entre las que se mencionan: (1) La propagación por acodo de punta o terminal sin el conocimiento de la procedencia del material vegetal. (2) La utilización de herramientas en suelos infestados con perla y la no desinfección de estos. (3) La presencia de la hormiga argentina *Linepithema humile* (Mayr) (Hymenoptera: Formicidae) que, en países como Brasil, se ha registrado en asociación mutualista con perlas de tierra, al transportar las larvas recién nacidas de la plaga de un lugar a otro, multiplicando así los puntos de infestación en el sistema radical. (4) El agua de escorrentía que puede transportar la perla desde sitios infestados del cultivo hasta sitios libres del problema. Otra forma de diseminación de la perla de tierra es la remoción de estructuras vegetales y labores de aporque, sobre todo, en zonas con topografía inclinada.

Síntomas

Castañó (2000) observó que las plantas de mora infestadas por perla presentan nudosidades en las raíces que bloquean la respiración y la nutrición, como consecuencia se disminuye el crecimiento y desarrollo, hay menor emisión de tallos, escasa floración, los frutos no cuajan o se quedan pequeños y secos, y con el tiempo se disminuye el número de plantas y la producción. Osorio (2005) indica que las plantas afectadas por este insecto presentan defoliación, raquitismo y enanismo (figura 4.8).



Foto: Alegría Saldarriaga Cardona

Figura 4.8. Síntoma de amarillamiento en una planta de mora atribuido al ataque de perla de tierra.

Manejo

Hasta el momento no se conocen estrategias efectivas que permitan regular las poblaciones de perla en el cultivo de la mora, por lo que se recomienda manejar este insecto de manera preventiva.

Para la siembra de mora es conveniente seleccionar lotes que no estén infestados por perla. Se deben realizar muestreos aleatorios en las nuevas áreas de siembra para verificar la existencia del insecto en el suelo y en malezas. Para la siembra, además, se debe utilizar material libre de la plaga. Es más recomendable y más segura la propagación de la mora por estacas, que por acodo de punta o terminal.

Con el fin de evitar la contaminación de los lotes sembrados con mora, se deben controlar las vías de acceso a los cultivos. Por ejemplo, es necesario adecuar sitios en la finca para desinfestar el calzado de operarios y las herramientas de trabajo, antes de ingresar a los cultivos. Se recomienda la utilización de protectores plásticos desechables para las botas del personal que labora en el huerto de mora, con esto se evitará la contaminación de las botas con suelo infestado por perla y su diseminación en zonas libres del problema.

Así mismo, no se debe asociar la mora con cultivos como arracacha (*Arracacia xanthorrhiza* Bancr.), brevo (*Ficus carica* L.), manzano (*Malus domestica* Borkh.), tomate de árbol (*Solanum betaceum* Cav.), fresa (*Fragaria vesca* L.), durazno (*Prunus persica* L.), lulo (*Solanum quitoense* Lam.), papa criolla (*Solanum phureja* Juz. & Bukasov) y yuca (*Manihot esculenta* Crantz), debido a que estos cultivos son también hospederos de la perla de tierra (Posada & García, 1976; Urueta, 1980; Castrillón et al., 1998).

Es importante hacer un estricto control de malezas como la lengua de vaca, el sangretoro o envidia y el pasto kikuyo que son hospederas de la perla. Igualmente, en forma periódica, hacer muestreos aleatorizados profundizando 30 cm respecto a las raíces del frutal (Osorio, 2005), con el fin de detectar infestaciones iniciales de la plaga. Una vez se detecta la perla de tierra en un lote, se recomienda retirar la planta afectada y el suelo a su alrededor para quemarlo (Londoño, 2005).

Algunos estudios indican que la perla de tierra es susceptible a agentes de control biológico como los hongos entomopatógenos *Metarhizium anisopliae* y *Paecilomyces* sp. (Lopera, 2001; Carvajal, 2002; Guarín & Carvajal, 2002; Guarín, 2003a); sin embargo, dichos estudios son aún muy preliminares. Zapata (2013), además, menciona que el hongo *Isaria fumosorosea*, aislado de individuos en campo, es una alternativa adicional para el manejo del insecto, ya que se encontró afectando hasta un 88 % la población; la combinación de este con *Metarhizium anisopliae* redujo hasta un 83 % la infestación. El mismo autor recomienda como control la aplicación de hongos entomopatógenos, alrededor del cuello y entre este y la gotera de la planta, con una frecuencia mínima de tres aplicaciones en un periodo de 20 días.

El control químico no ha mostrado ser efectivo, debido a que el insecto se encuentra en el suelo y además está recubierto de una capa cerosa que impide el contacto del insecticida con el integumento del insecto, lo cual impide la acción de los insecticidas tanto de contacto como fumigantes del suelo. En Brasil, dos ingredientes activos de nueva generación o neonicotinoides (tiametoxam e imidacloprid), han mostrado resultados positivos para el control de *Eurhizococcus brasiliensis* (Hempel) (Hemiptera: Margarodidae) en cultivos de uvas de un año de edad. Con dosis de 7 g/planta de producto comercial de Tiametoxam aplicado directamente al suelo, usando una formulación granular y 14 g/planta de producto comercial de Imidacloprid aplicado en *drench* al suelo, utilizando un litro de agua por planta, se obtuvo controles superiores al 80 % en ambos tratamientos aplicados por separado (Teixeira, Botton, & Loeck, 2002).

En Colombia, estudios realizados por Quiñones et al. (2008) determinaron que la capa cerosa de los quistes de la perla de tierra está compuesta por un triglicérido con dos cadenas de ácidos grasos insaturados y otro medio saturado; conocer esta composición orientará el uso de algún tipo de inhibidor de la biosíntesis de estos ácidos grasos, con el fin de causar vulnerabilidad a la deshidratación y a la acción de agentes de control, ya sea de tipo biológico o químico.

De otrolado, Castro et al. (2008) incursionaron en la búsqueda y evaluación de patrones silvestres de mora tolerantes o resistentes a perla de tierra. Los resultados muestran que hubo compatibilidad del injerto de tres materiales de mora silvestre, *R. robustus*, *R. boliviensis* y *R. urticifolius*, con el material de mora cultivado *R. glaucus*, pero la experimentación diseñada no permitió evaluar la resistencia a la perla de tierra.

Aunque en Colombia no se han adelantado investigaciones sobre las relaciones mutualistas y convergentes entre hormigas y la perla de tierra (trofobiosis), es importante identificar las hormigas asociadas a la perla de tierra y conocer su bioecología para proponer estrategias que permitan regular las poblaciones de estas hormigas.

Monalonion, coclillo o chupanga

Nombre científico

Monalonion velezangeli Carvalho & Costa (Hemiptera: Miridae)

Descripción e importancia

Londoño (2012) reporta la presencia de *M. velezangeli* en once cultivos, entre ellos, en mora. Aproximadamente 16 especies de plantas se han encontrado como hospederas de *M. velezangeli*, entre las cuales se reportan la mora de Castilla (*Rubus glaucus* Benth.) (Franco & Giraldo, 2001), el mango (*Mangifera indica* L.), la guayaba (*Psidium guajava* L.), el café (*Coffea arabica* L.), el sietecueros (*Tibouchina lepidota* (Bonpl.) Baill.) y la siempreviva (*Sempervivum* sp.) (Ramírez-Cortés, Gil-Palcio, Benavides-Machado, & Bustillo-Pardey, 2008). Igualmente, Torres (2013) reporta la guayaba feijoa (*Acca sellowiana* (Berg) Burret), el laurel (*Laurus nobilis* L.), el arrayán de Manizales (*Lafoensia acuminata* (Ruiz & Pav.) DC), el guayacán de Manizales (*Lafoensia speciosa* (Kunth) DC) y la camelia (*Camelia* L.).

En cuanto a las características, el insecto *M. velezangeli* es de color oscuro, alargado, con una longitud aproximada de 1,5 cm, con alas mitad membranosas y mitad coriáceas, las cuales presentan manchas que se ubican al interior y exterior de las areolas de las alas anteriores; además, exhibe en el fémur de las patas posteriores una franja de color blanco. Para perforar los frutos, el insecto posee un estilete o pico largo con el cual succiona la savia. Su metamorfosis es incompleta, la cual está compuesta por huevo y cinco estadios de ninfa y adulto (figura 4.9).

La hembra de esta plaga oviposita en el tejido vegetal, de manera individual o en grupos pequeños de dos o tres; los huevos son detectables a simple vista por unos filamentos blancos correspondientes a estructuras respiratorias, que sobresalen del tejido donde se encuentran depositados (figura 4.9a). Para la oviposición, la hembra prefiere las ramas jóvenes (Londoño & Vargas, 2010).

Las ninfas se distinguen por su tamaño y por la presencia de primordios alares. Ciertos fragmentos de la cabeza, abdomen, patas y antenas de las ninfas son de color rojo, aunque en su conjunto son de un color naranja claro (figura 4.9b).

En esta especie se observa el dimorfismo sexual; las hembras alcanzan una longitud entre los 10 y los 12 mm y poseen una cabeza negra y lustrosa; los insectos chupadores como estos poseen una boca modificada denominada *rostrum*, que es de color amarillo claro, mientras que los hemiólitros (alas) son amarillo anaranjados; las antenas son negras y largas. De otra parte, los machos tienen una longitud de 9 a 10 mm, y son de color negro o castaño oscuro; la cabeza, antenas, pronoto (placa dorsal del primer segmento del tórax), escutelo (pequeña lámina triangular tras el pronoto) y *cuneus* (región más o menos triangular del ala anterior) son negros; el *rostrum* es de color amarillo anaranjado, mientras que el abdomen es rojo (figura 4.9c) (Carvalho & Costa, 1988). *M. velezangeli* tiene un ciclo de vida de 63 días; la etapa de huevo dura 23,2 días, las ninfas $27,6 \pm 2$ días y el adulto $9,6 \pm 4,3$ días (Londoño & Vargas, 2010).

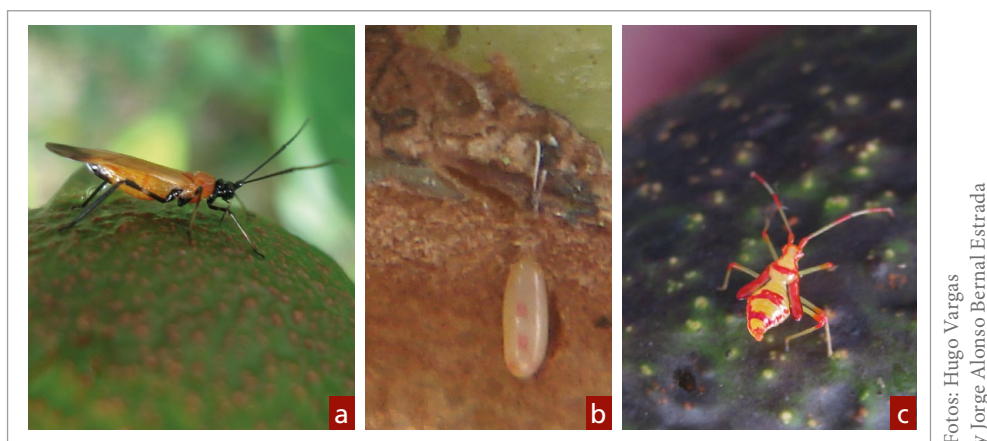


Figura 4.9. *Monalonion velezangeli* Carvalho & Costa (Hemitera: Miridae). a. Huevo; b. Ninfa (larva); c. Adulto.

Condiciones favorables

Los factores predisponentes para el ataque de la plaga en mora no han sido descritos. Se ha podido notar que temperaturas y humedades relativas altas le son muy favorables. La plaga es más frecuente en cultivos muy cerrados, por las condiciones sombrías dentro de este; además, dado que en las plantas es común encontrar flores, frutos y crecimiento de follaje al mismo tiempo, estas condiciones favorecen la presencia del insecto en cualquier periodo del año (Londoño, 2008; Londoño, 2012).

Síntomas

Franco y Giraldo (2001) señalan que este insecto chupa savia de brotes tiernos causando enroscamiento, quemazón, y muerte (necrosis) de ellos. Una vez que el insecto perfora una hoja se forma una mancha húmeda de color café claro, la cual se vuelve rápidamente café y, con el tiempo, se seca; estas manchas son variables en tamaño y forma, dependiendo del estadio ninfal del chinche (Ramírez-Cortés et al., 2008).

El ataque de este insecto puede confundirse con los síntomas de antracnosis, porque los tallos presentan manchas oscuras; al secarse las ramas, las plantas no producen flores ni frutos (Franco & Giraldo, 2001).

Manejo

El manejo de este chinche consiste en mantener cierta cobertura de arvenses en el suelo para no solo protegerlo, sino también para permitir que la fauna benéfica se refugie en esta.

Cuando las condiciones lo permitan, se recomienda intercalar el cultivo de mora con otras especies, para promover la biodiversidad y permitir otras fuentes de alimento para la plaga. Cada dos semanas se deben realizar recorridos por el cultivo, con el fin de detectar plantas afectadas, contabilizando las que tengan lesiones recientes, y si es posible eliminar manualmente las ninfas y los adultos. Cuando el control manual es ineficaz, se sugiere la aplicación de insecticidas como malatión en dosis de 6 cm³/l, en rotación con pirimifos-metil en la misma dosis o en menor dosis (4 cm³/l), con la adición de 2 cm³/l de un aceite agrícola (Londoño, 2012).

El chinche puede ser atacado por distintos enemigos naturales que se alimentan de ninfas y adultos, entre los cuales se destacan arañas, chinches de la familia Reduviidae y mariquitas de la familia Coccinellidae (Londoño, 2012). Además, algunos hongos entomopatógenos como *Beauveria bassiana*, *Lecanicillium lecanii* y *Paecilomyces fumosoroseus* también atacan estos estadios del insecto en forma natural.

Chinche patifoliado o patas de hoja, chinches chupadores de hojas y frutos, grajos

Nombre científico

Leptoglossus zonatus (Hemiptera: Coreidae)

Varias especies de la familia Pentatomidae

Descripción e importancia

El chinche patifoliado o patas de hoja es un insecto de 2,5 cm de longitud, de color café oscuro, con una o dos franjas amarillas en forma de zigzag sobre las alas, notorias cuando el insecto está en reposo; las patas posteriores presentan un ensanchamiento en forma de remo (figura 4.10a). Durante su desarrollo el chinche atraviesa por tres estadios de desarrollo: huevo, ninfa y adulto. Los huevos son colocados en hileras sobre los tallos, donde se camuflan y son poco visibles. Las ninfas son de color café, se mantienen en grupos en la base de los frutos. Tanto las ninfas como los adultos de este insecto y de los demás chinches, se alimentan succionando la savia en frutos (figura 4.10b) y en pedúnculos florales. El mayor daño lo causan al chupar

frutos dejándolos pequeños, deformes y secos, lo cual puede causar pérdidas en la producción (Estrada et al., 2014). Adicionalmente, los chinches pueden transmitir la antracnosis del fruto, al pasar de frutos infectados a frutos sanos (Guarín, 2003b).



Fotos: Rafael Botero

Figura 4.10. Chinches que atacan frutos de mora. a. Vista dorsal del adulto; b. Chinche de la familia Pentatomidae atacando fruto de mora.

Condiciones favorables

Este insecto es más frecuente en zonas donde se inician las siembras de mora. Su ataque es más significativo cuando hay presencia de malezas en el cultivo.

Síntomas

El daño más frecuente ocurre en el fruto, el cual se endurece en el sitio de alimentación del insecto. La punción que hace el insecto deja una mancha pequeña de color café.

Manejo

El chinche patifoliado o patas de hoja tiene varios enemigos naturales, entre los cuales se destaca como parasitoide de huevos la avispa *Gryon* sp. (Hymenoptera: Scelionidae) y algunos depredadores como arañas y chinches reducidos. Cuando se incrementa su población, se puede reducir mediante la aplicación de insecticidas de contacto como malatión en dosis de 4 cm³/l y aspersiones de ultrabajo volumen de hongos entomopatógenos como *Metarhizium anisopliae* y *Beauveria bassiana*, los cuales causan mortalidades superiores al 90 %. Así mismo, el uso de aceite de nim puede ocasionar mortalidades hasta del 100 % de los chinches.

Pulgón del algodónero

Nombre científico

Aphis gossypii Glover (Hemiptera: Aphididae)

Descripción e importancia

Los áfidos se localizan en colonias, generalmente en los brotes tiernos de la planta (figura 4.11a); en el trópico, sus poblaciones solo se presentan como hembras partenogenéticas y vivíparas, es decir que producen directamente ninfas o estadios inmaduros sin necesidad de copular con los machos, estas hembras pueden o no tener alas (Dixon, 1977). El pulgón *A. gossypii* es un insecto pequeño (mide 1,5 mm de longitud en promedio), con forma de pera (figura 4.11b), de consistencia blanda y color verde con variaciones que van del amarillento al verde oscuro, marrón o negro; las antenas tienen una longitud casi igual a la mitad del cuerpo; el abdomen tiene algunas manchas dorsales oscuras. Los adultos alados poseen dos pares de alas transparentes, las cuales en reposo permanecen dobladas en forma de techo sobre el cuerpo; las hembras adultas y las ninfas se localizan en el envés de las hojas nuevas o brotes y se alimentan de la savia. Este pulgón alcanza su desarrollo de ninfa a adulto, en ocho días aproximadamente. Las hembras adultas viven unos 30 días y producen un promedio de 70 individuos (Vélez, 1985). Por los hábitos de alimentación, las poblaciones de este áfido en cultivos de mora pueden reducir directamente el vigor de las plantas, haciéndolas susceptibles a otras enfermedades. Como daño indirecto, la miel de rocío que estos áfidos excretan ocasiona el desarrollo de un hongo negro (fumagina) sobre la superficie de los frutos y hojas, reduciendo la calidad de la fruta y la fotosíntesis de la planta.



Fotos: Alegría Saldarriaga Cardona y
Jorge Alonso Bernal Estrada

Figura 4.11. *Aphis gossypii* Glover (Hemiptera: Aphididae). a. Colonia de áfidos en brote tierno de mora; b. Áfido adulto.

Condiciones favorables

Londoño (2008) afirma que los áfidos se incrementan durante periodos secos, cuando se presentan condiciones de clima con temperatura alta y humedad relativa baja y cuando estos periodos coinciden con la brotación del cultivo. El pulgón *A. gossypii* es una especie polífaga, entre las plantas hospederas se encuentran las malváceas (*Hibiscus* spp.), cucurbitáceas —melón (*Cucumis melo* L.), sandía (*Citrullus lanatus* (Thunb.)), zapallo (*Cucurbita maxima* Duchesne), pepino (*Cucumis sativus* L.)—, la remolacha (*Beta vulgaris* L.), la espinaca (*Spinacia oleracea* L.), el espárrago (*Asparagus officinalis* L.) y diversas plantas ornamentales y malezas (Vélez, 1985). El incremento de la fertilización nitrogenada aumenta las poblaciones de *A. gossypii*, tal como lo reportan Nevo y Coll (2001), quienes observaron mayor reproducción y sobrevivencia en las poblaciones de este áfido cuando se alimentan de plantas de algodón fertilizadas con exceso de nitrógeno.

Síntomas

La extracción de la savia ocasiona arrugamiento de brotes tiernos, debilitamiento general de la planta y enanismo.

Manejo

Aunque las poblaciones de *A. gossypii* pueden ser abundantes, existen circunstancias que hacen que el insecto pueda manejarse relativamente fácil. La lluvia es un factor

que regula las poblaciones, por el impacto que causan las gotas de agua sobre el cuerpo blando del insecto; las plantas afectadas muestran posteriormente una adecuada recuperación.

Los pulgones en muchos casos son bien controlados por enemigos naturales. Por ejemplo, avispas parasitoides como *Lysiphlebus testaceipes* (Cress) (Hymenoptera: Braconidae) y *Aphelinus gossypii* Timberlake (Hymenoptera: Aphelinidae); predadores como *Hippodamia convergens* Guérin-Ménéville (Coleoptera: Coccinellidae), *Chrysoperla carnea* Stephens (Neuroptera: Chrysopidae), y hongos entomopatógenos como *Entomophthora* sp. (Entomophthorales: Entomophthoraceae) (Vélez, 1985; Howard, Overman, Price, & Albregts, 1985; Van Driesche & Bellows, 1996; Kaplan & Eubanks, 2002) y *Lecanicillium lecanii* (Díaz, Oggerin, López, Rubio, & Fereres, 2009). Recipientes plásticos de color amarillo con agua jabonosa atraen las poblaciones de esta y muchas otras especies de áfidos, y son utilizados por algunos agricultores como una estrategia para su manejo en cultivos de mora (figura 4.12).



Foto: Jorge Alonso Bernal Estrada

Figura 4.12. Recipientes plásticos de color amarillo con agua jabonosa para la captura de áfidos en cultivos de mora.

Artrópodos raspadores-chupadores de tejidos

Son insectos que por su aparato bucal producen daños en tejidos tiernos, los cuales se manifiestan por decoloraciones y deformaciones de hojas, partes florales y frutos.

Araña roja común

Nombre científico

Tetranychus urticae Koch (Acari: Tetranychidae)

Descripción e importancia

La araña roja común es un artrópodo no insecto, es una especie cosmopolita. Su amplia distribución geográfica y su extremada polifagia (tiene más de 150 plantas hospederas de interés económico) han propiciado una amplia diversidad biológica y morfológica (García, Costa, Ferragut, & Lloréns, 1991). Atraviesa por el estadio de huevo, larva, protoninfa, deuteroninfa y adulto (figura 4.13a) (Vélez, 1985). Las hembras adultas alcanzan una longitud de 0,5 a 0,6 mm, son de coloración variable, dependiendo del clima y la edad; pueden ser amarillentas, verdosas, rojas e incluso marrones, con dos manchas oscuras más o menos grandes situadas en las zonas laterales del dorso. El color de los machos y estadios inmaduros (larva, protoninfa y deuteroninfa) es de una tonalidad más clara. Los machos son más pequeños que las hembras, con el cuerpo fusiforme y las patas más largas en relación con el tamaño del cuerpo. Los huevos son esféricos, lisos y de color blanquecino, ámbar o anaranjado, oscureciéndose a medida que avanzan en su desarrollo. Este ácaro completa su desarrollo (adulto) (figura 4.13b) entre nueve y diez días a una temperatura de 32 °C (García et al., 1991).

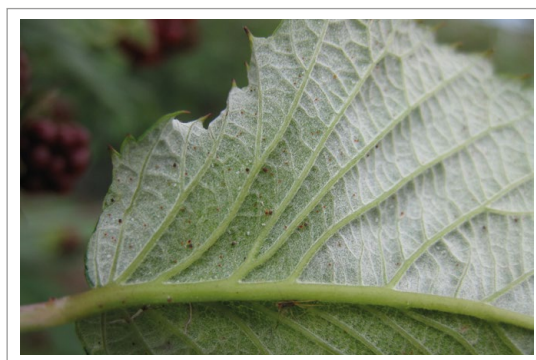


Foto: Alegría Saldarriaga Cardona

Figura 4.13. *Tetranychus urticae* (Koch) (Acari: Tetranychidae).

Tanto los adultos como las formas inmaduras activas poseen un aparato bucal consistente en estiletes sólidos y finos que se insertan en las células e ingieren su contenido, dañan la superficie protectora de las hojas, los estomas y el parénquima esponjoso y de empalizada. Las colonias permanecen la mayor parte del tiempo en el envés de las hojas (Vélez, 1985). La característica más evidente que indica la presencia de estos ácaros es su tendencia a la agregación, a vivir en colonias y crear en ellas estructuras construidas a base de hilos de seda que rodean el espacio físico donde se ubica la colonia. Estas estructuras sedosas crean un microclima adecuado para el desarrollo del ácaro, donde la temperatura permanece más o menos constante y la humedad relativa elevada. Cuando las poblaciones presentes en una planta se incrementan pueden llegar a matarla; al agotar el alimento se inicia o sobreviene un comportamiento de dispersión que consiste en dirigirse a los extremos de las hojas y brotes de la parte superior, donde se acumulan formando densas aglomeraciones de ácaros visibles a simple vista, que van construyendo hilos de seda de los que se cuelgan en espera de que una corriente de aire los transporte a otra planta para establecer una nueva colonia (García et al., 1991).

Condiciones favorables

T. urticae es una especie adaptada a climas cálidos y de escasa humedad relativa; estas condiciones climáticas favorecen la producción de huevos, aunque disminuyen la longevidad de los adultos (García et al., 1991; Rodríguez, 1977). Para conservar el balance de agua, los ácaros incrementan su alimentación (chupando el contenido celular), lo cual aumenta la transpiración de la planta ocasionando su marchitez y muerte (Rodríguez, 1977). El viento es otro factor del clima que puede transportar y dispersar los ácaros (Doreste, 1988).

La utilización de insecticidas es también otra condición que favorece el incremento de las poblaciones de *T. urticae*, aun cuando los insecticidas no tienen suficiente acción para matar ácaros pueden causar irritación en ellos, aumentando la dispersión de sus colonias, incrementando su capacidad reproductiva y acortando su ciclo de vida (Doreste, 1988). Algunos estudios sugieren que los altos contenidos de nitrógeno y fósforo en las hojas se reflejan en una mayor fecundidad de esta especie de ácaro (Jesiotr, 1979; Rodríguez, 1977). Otra condición favorable es la presencia de polvo en las hojas, sobre todo en aquellas plantas que limitan con caminos o carreteras destapadas polvorientas, debido a la eliminación de los depredadores o a la dificultad que estos tienen para localizar la presa.

Síntomas

La araña roja se alimenta de las células epidérmicas de las hojas. La eliminación de estas células produce una decoloración que afecta al área de la hoja ocupada por las colonias, y que en algunos casos puede manifestarse en el haz en forma de manchas rojizas, amarillentas o como simples abombamientos decolorados (figura 4.14) (García et al., 1991). Este cambio de coloración se relaciona con la reducción del contenido de clorofila, disminución que ocasiona posteriormente la caída de las hojas y la reducción considerable del vigor y la producción de la planta (Urueta, 1980).



Foto: Alegría Saldarriaga Cardona

Figura 4.14. Síntomas iniciales de clorosis en plantas de mora atacadas por la araña roja, *Tetranychus urticae* (Koch) (Acari: Tetranychidae).

Manejo

Las variaciones del clima afectan significativamente las poblaciones de *T. urticae*; bajas temperaturas causan reducción de las poblaciones y pueden ocasionar altas mortalidades, mientras que una alta humedad relativa en forma continua disminuye las poblaciones y favorece la muerte de estos tetraníquidos; el aire muy seco produce mortalidad durante la eclosión y muda; cuando la lluvia es muy fuerte puede lavar las hojas y disminuir las poblaciones de ácaros, factor relacionado con la humedad relativa, la cual favorece en muchos casos el desarrollo de microorganismos parásitos sobre los ácaros, que pueden causar altas mortalidades en corto tiempo (Doreste, 1988).

Como medidas de manejo de *T. urticae* en mora se recomienda: controlar arvenses como la batatilla (*Ipomoea* sp.) y la escoba (*Sida* sp.) que son hospederas de esta especie; eliminar los residuos de podas y desinfectar las maderas utilizadas en el tutorado; y monitorear el huerto prestando atención especial al envés de las hojas. Para estimar la infestación de *T. urticae* en el campo se sugiere utilizar el método de impresión que consiste en colocar una hoja de mora entre dos papeles absorbentes o toallas de mano de color blanco (figura 4.15a), presionarlos bien (figura 4.15b) y luego revisar y contar las manchas dejadas por el ácaro sobre el papel (figura 4.15c) (Doreste, 1988).

Bajo la supervisión de un asistente técnico se recomienda aplicar en rotación los siguientes productos que han sido registrados para el control de esta especie de ácaro en cultivos ornamentales y algunos frutales: flufenoxurón en dosis de 0,5 cm³/litro de agua, el cual actúa como larvicida y esteriliza la hembra; propargite en dosis de 0,75-1 litro/ha que actúa sobre huevos, larvas y adultos; propargite con tetradifon en dosis de 2,0-3,0 cm³/litro de agua, actúa sobre huevos, larvas adultos y esteriliza la hembra; *Paecilomyces fumosoroseus* Cepa DSM 15126 (en dosis de 2 cm³/litro de agua, extracto ajo + ají en dosis de 5 cm³/litro de agua), que causa mortalidad en todos los estadios, altera sus hábitos de alimentación y su vigor, además disminuye el número de nuevas posturas.

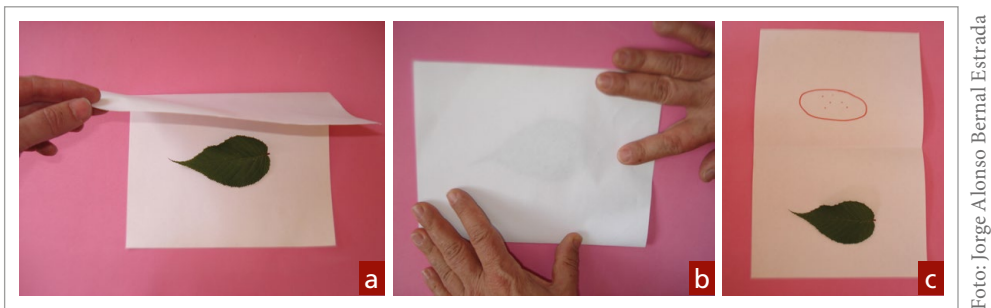


Foto: Jorge Alonso Bernal Estrada

Figura 4.15. Método de impresión para cuantificar el número de ácaros/hoja. a. Folíolo de mora infestado por ácaros, entre dos papeles absorbentes de color blanco; b. Presión de la hoja de papel sobre el folíolo de la mora; c. Manchas dejadas por los ácaros en la hoja de papel.

Trips o bichos candela, trips occidental de las flores

Nombre científico

Thrips palmi (Karny) (Thysanoptera: Thripidae)

Frankliniella occidentalis (Pergande) (Thysanoptera: Thripidae)

Descripción e importancia

Thrips palmi es una plaga polífaga que tiene el cuerpo de color amarillo y mide 1 mm de largo (figura 4.16) (Crowson et al., 2001). *T. palmi* solo se puede identificar al examinar los adultos en laboratorio, bajo un estereomicroscopio. De la pupa del insecto, la cual puede permanecer en el suelo o en la hojarasca, salen los adultos, suben a la planta y ovipositan. Al principio los trips pasan por dos estadios: jóvenes activos (larvas), que son iguales a los adultos, pero sin alas; luego, por pupa y prepupa que son inactivas. El tiempo de desarrollo de huevo a adulto, a 25 °C, es de 14,8, 13,0 y 11,4 días en berenjena, pepino y pimentón, respectivamente (Durán, Mesa, & Estrada, 1999). Una hembra de esta plaga puede poner durante toda su vida alrededor de 204 huevos; cuando las hembras son vírgenes producen solo machos por partenogénesis, mientras que las hembras fecundadas producen preferentemente hembras (Crowson et al., 2001).



Fotos: Juan Humberto
Guarín Molina

Figura 4.16. Thrips. a. Ninfas o estadios inmaduros (aumento 25×); b. Vista dorsal del adulto (aumento 25×); c. Vista ventral del adulto (aumento 25×).

El *T. palmi* es el vector del virus del moteado plateado de la sandía (WSMV) (Iwaki et al., 1984; Kameya-Iwaki, Hanada, Honda, & Tochiwara, 1988) y el virus de la necrosis de los brotes del maní (GBNV) (Lakshmi et al., 1995); sin embargo, hasta el momento no ha sido asociado a la transmisión de virus en mora en Colombia.

Condiciones favorables

T. palmi se ha encontrado en zonas ubicadas entre los 800 y 2.500 m s. n. m., en un rango de temperaturas entre los 12 y los 30 °C, lo cual indica que la plaga tiene un amplio rango de adaptación a diferentes pisos térmicos y temperaturas. Este trips ha sido reportado en 27 especies vegetales (Durán et al., 1999).

Los daños más severos por *T. palmi* se han observado en frijol (*Phaseolus vulgaris* L.), habichuela (*Phaseolus* sp.), pimentón (*Capsicum annuum* L.), lulo (*Solanum quitoense* L.), berenjena (*Solanum melongena* L.), melón y pepino. Como maleza hospedera de este insecto se ha registrado al bleo (*Amaranthus dubius* L.) (Durán et al., 1999). El *T. palmi*, tiene la característica intrínseca de desarrollar resistencia a los insecticidas (Takematsu, Potenza, & Pereira, 1999).

Síntomas

El insecto se alimenta en las hojas a lo largo de las nervaduras y en los frutos, en los cuales se observan manchas de aspecto bronceado o plateado; los brotes terminales y hojas jóvenes se atrofian, mientras que los frutos muestran una apariencia rugosa y se deforman. Los pétalos y los ovarios en desarrollo de las flores también son atacados. En altas poblaciones las plantas retrasan su crecimiento, los frutos se caen y en casos severos, las plantas mueren.

Manejo

Es aconsejable utilizar trampas adhesivas de color azul y verde (Centro Internacional de Agricultura Tropical [CIAT], 1999) en las orillas del cultivo para detectar la presencia de las poblaciones de adultos de *T. palmi*. Además, en condiciones naturales se ha registrado la presencia de controladores biológicos que regulan las poblaciones de *T. palmi*, como: *Orius* (Hemiptera: Anthocoridae); *Amblyseius herbicolus* y *Euseius naindaimi* (Acari: Phytoseiidae); *Chrysoperla* spp., *Ceraeochrysa* sp. (Neuroptera: Chrysopidae); *Cycloneda* spp. y *Hippodamia* spp. (Coleoptera: Coccinellidae) y *Frankliniopsis* sp. (Thysanoptera: Aeolothripidae) (Durán et al., 1999); así como también entomopatógenos como *Beauveria bassiana* y *B. brongniartii* (Guarín & Vasco, 1998).

Igualmente, se debe preparar el suelo con el fin de exponer las pupas de *T. palmi* a los rayos del sol. Se aconseja no sembrar la mora con cultivos hospederos de *T. palmi*, así como eliminar residuos de podas y socas de cultivos viejos. Cuando las poblaciones de *T. palmi* lo ameriten, se puede evaluar el efecto de control de los siguientes ingredientes activos: spinetoram, imidacloprid, flufenoxurón y spinosad.

Trips

Nombre científico

Frankliniella occidentalis (Pergande) (Thysanoptera: Thripidae)

Descripción e importancia

Los adultos miden menos de 2 mm. El adulto macho es más pequeño que la hembra y es de color más claro o amarillo pálido, mientras que las hembras varían de color amarillo a café. Tanto las hembras como los machos poseen alas completamente desarrolladas. Al igual que *T. palmi*, *F. occidentalis* pasa por dos estadios larvales activos de color blanco cremoso a amarillo. La prepupa y la pupa solo se mueven si son perturbadas, pupan en el suelo y son de color blanco cremoso. El tiempo de desarrollo de huevo a adulto es de 18 y 15 días a 25 y 30 °C, respectivamente (Centre for Agricultural Bioscience International [CABI], 2017). Con una temperatura de 20 °C, una hembra puede colocar durante su vida hasta 96 huevos (Lublinkhof & Foster, 1977).

F. occidentalis es altamente polífago, se ha registrado alimentándose en hasta 250 especies de plantas de más de 65 familias. Ataca flores, frutos y hojas de plantas en invernadero y en el campo (Centre for Agricultural Bioscience International [CABI], 2017).

Condiciones favorables

Los trips son abundantes en épocas secas, cuando la planta está en brotación. Se hospedan en malezas presentes dentro de los huertos, principalmente flores de plantas compuestas como el gigantón (*Tithonia tubaeformis* (Jacq.) Cass.), y otras como árnica (*Senecio formosus* Kunth.), cinco llagas (*Tagetes lunulata* Ort.), y masiquia (*Bidens pilosa* L.) (Londoño, 2008).

Síntomas

Los adultos y las larvas del insecto hacen el daño cuando succionan las células de los tejidos, produciendo lesiones de color blanquecino, poco profundas, en la epidermis de hojas y frutos, las cuales con el tiempo se tornan necróticas y, en casos extremos, al afectar todo el follaje provocan la muerte de la planta (AbcAgro, s. f.). La plaga, al alimentarse de los tejidos meristemáticos segrega una saliva fitotóxica que causa deformaciones y manchas cloróticas en la superficie de la hoja, daño que puede confundirse con la infección causada por la cenicilla o crespesa. Las yemas florales infestadas severamente pueden quedarse cerradas o dar lugar a flores deformadas; los frutos atacados suspenden su desarrollo y se momifican, depreciando la calidad (Franco & Giraldo, 2001).

Manejo

Factores abióticos como bajas temperaturas y baja humedad relativa son adversos para el desarrollo del insecto, y las lluvias fuertes pueden ocasionar que los adultos se caigan de la planta (Londoño, 2008).

Para realizar un seguimiento de las poblaciones de adultos de trips se recomienda ubicar trampas adhesivas azules anti trips a la altura de las plantas desde el inicio del cultivo (AbcAgro, s. f.). Niño, Palacio y Corredor (1995) sugieren realizar un muestreo secuencial del número de adultos/inflorescencia, para ello recomiendan utilizar un cartón blanco de 30 cm × 20 cm, sobre el cual se sacude dos veces la inflorescencia.

Las poblaciones de trips pueden ser reguladas por la acción de los depredadores, como los ácaros fitoseidos del género *Amblyseius* y algunas especies de heterópteros antocóridos del género *Orius* (AbcAgro, s. f.). Se recomienda mantener huertos libres de malezas, sobre todo en el plato de la planta (Londoño, 2008). El manejo de *F. occidentalis* es difícil debido a su comportamiento. Las larvas se encuentran refugiadas en las flores, las ninfas en el suelo, y el adulto tiene una gran movilidad, la que depende en buena medida de las corrientes de aire caliente (Mound, 2008).

Dentro de los productos biológicos que han dado buenos resultados para el control de las poblaciones de *F. occidentalis* se destacan los formulados a base del hongo *Lecanicillium lecanii* y productos de sales potásicas de ácidos grasos (AbcAgro, s. f.).

Las aplicaciones de insecticidas se deben dirigir sobre todo al envés de las hojas y a las flores. En épocas secas prolongadas y sobre todo antes de la floración se recomienda procurar mantener un control de la plaga. En Colombia, en cultivos de flores se han registrado para el control de *F. occidentalis* algunos ingredientes activos, los cuales se recomienda evaluar en cultivos de mora, bajo la supervisión de un ingeniero agrónomo, entre los cuales están spinosad en dosis de 0,1 cm³/l; malatión en dosis de 1,3-1,5 cm³/l.

Comedores de follaje

Son insectos de diferentes familias que según la especie pueden consumir las raíces y el follaje de la planta produciendo, según su hábito alimenticio, roeduras y agujeros en hojas.

Vaquitas del follaje, picudos del follaje

Nombre científico

Compsus sp.

Pandeleteius vitticollis Champion

(Coleoptera: Curculionidae)

Descripción e importancia

La familia Curculionidae, a la cual pertenecen estos picudos, incluye muchas especies que afectan a su vez una gran cantidad de plantas frutícolas. El insecto de la “vaquita del follaje” posee una metamorfosis completa pasando por huevo, larva, pupa y adulto. Ese último es de color blanco perla, con élitros grabados con pequeños círculos y con líneas verdes, azules o cafés, que recorren el cuerpo en forma longitudinal y son iridiscentes (figura 4.17a) (Sánchez, 2000).

El adulto de *Pandeleteius* sp. es de color café claro y también presenta los élitros esculpidos; una característica muy particular de este insecto es que su primer par de patas es más desarrollado que los otros (figura 4.17b). Tanto *Compsus* sp., como *P. vitticollis* Champion muestran dimorfismo sexual, en el cual la hembra es más grande que el macho (Peñaloza & Díaz, 2004).



Fotos: Jorge Alonso Bernal Estrada

Figura 4.17. Picudos plaga en mora. a. Adulto de *Compsus* sp.; b. Adulto de *Pandeleteius* sp.

Los huevos de *Compsus* recién puestos son amarillos y se tornan blancos al final de su incubación; son lisos y oblongos. Las larvas vermiformes presentan una cabeza esclerotizada de color carmelita y mandíbulas grandes. Las pupas de color crema son exaratas, con ojos negros, siendo las hembras de mayor tamaño (Cano, 2000). El ciclo de vida estimado para este insecto en zonas citrícolas de Colombia, oscila entre los 14,7 y 17,2 meses (Peñaloza & Díaz, 2004).

Síntomas

Estos picudos del follaje son de importancia económica, dado que causan daño en hojas, flores y frutos de las plantas de las que se alimentan. En las hojas el daño se presenta a manera de cortes irregulares de los bordes dañando gran parte de su superficie (Londoño, 2008). Algunas veces las larvas pueden alimentarse de las raíces, lo cual es de suma importancia, ya que las heridas causadas predisponen a la planta para el ataque de patógenos del suelo como hongos, nematodos y bacterias. Roa et al. (2001) reportan a *Compsus* spp. atacando, entre 22 especies agrícolas comerciales, a guayaba, yuca, frijol, café, mango, mora, banano, plátano y aguacate.

Condiciones favorables

Los picudos aumentan sus poblaciones cuando las labores del cultivo no se hacen adecuadamente. La falta de podas sanitarias, el escaso o nulo control de malezas, el establecimiento del cultivo con distancias muy cortas y el uso de empaques inadecuados o sucios favorecen la presencia del insecto. La plaga disminuye en épocas de verano, y en las lluvias las poblaciones aumentan de nuevo (Peñaloza & Díaz, 2004).

Manejo

El insecto se maneja estrictamente de forma preventiva a través de estas recomendaciones:

- Llevar a cabo prácticas adecuadas y oportunas de manejo del cultivo como podas, plateos, fertilización, eliminación de residuos, entre otras.
- Realizar monitoreo permanente para la detección oportuna de los picudos.
- Desinfectar y lavar los empaques utilizados en el transporte de la fruta.
- Hacer la recolección manual de adultos del insecto en forma permanente.
- Establecer un control biológico, especialmente en épocas de lluvia, con aplicación al follaje y al suelo de hongos entomopatógenos como *Beauveria bassiana* y *Metarhizium anisopliae*, los cuales afectan larvas, pupas y adultos.

El control químico de los picudos de las hojas no es la solución para su manejo, situación que ya ha sido comprobada en otros países (Peñaloza & Díaz, 2004).

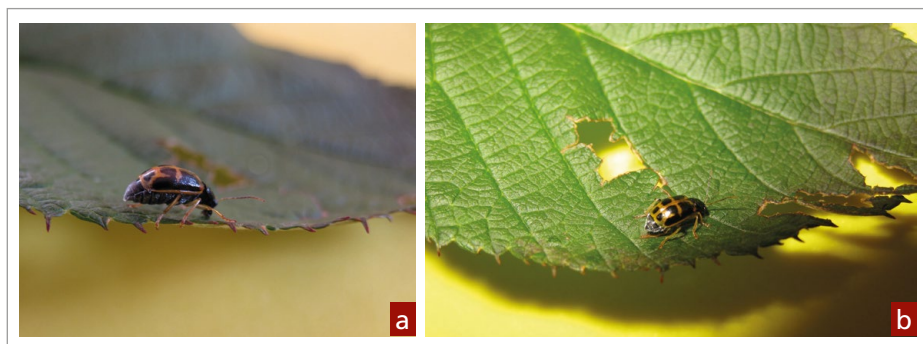
Cucarroncitos perforadores de las hojas

Nombre científico

Varias especies del orden Coleóptera, familia Chrysomelidae

Descripción e importancia

Estos escarabajos de cuerpo fuerte presentan generalmente cabeza, tórax y élitros de diferentes colores; son de tamaño pequeño y su daño consiste en hacer perforaciones en las hojas, lo que hasta el momento no ha ameritado el uso de control químico; la figura 4.18 muestra ejemplares de la familia Chrysomelidae, que se han observado atacando plantas de mora.



Fotos: Jorge Alonso Bernal Estrada

Figura 4.18. Escarabajos de la familia Chrysomelidae. a. Vista dorsal; b. Vista superior.

Estos cucarroncitos son ágiles, caminan y vuelan sobre las hojas, de las cuales se alimentan, produciendo perforaciones más o menos redondeadas; los estadios de huevo, larva y pupa ocurren bajo el suelo. Los huevos son depositados a una profundidad de hasta 10 cm. Los síntomas de daño consisten en perforaciones en el follaje (figura 4.19).



Foto: Jorge Alonso Bernal Estrada

Figura 4.19. Daño causado por los cucarroncitos perforadores de hojas en mora.

Condiciones favorables

Las épocas de verano aumentan las poblaciones de estos insectos.

Manejo

Se debe realizar un control selectivo y oportuno de malezas, dejando solanáceas de porte bajo que atraen adultos para alimentarse, facilitando el control. Así mismo, es necesario hacer una distribución de cultivos, evitando cultivos de hospederos cercanos a la mora; proteger hábitats naturales en la finca, para conservar enemigos naturales e intercalar cultivos no hospederos de la plaga. También se pueden realizar aplicaciones de *Metarhizium anisopliae* y *Beauveria bassiana*, de acuerdo a las especies predominantes. El control químico no es necesario. Sin embargo, adultos de *Diabrotica* alimentados con follaje tratado con lufenuron han mostrado reducción en la fecundidad y viabilidad de los huevos (Ávila & Nakano, 1999).

Moscas de las frutas

Nombre científico

Anastrepha fraterculus (Wiedemann) (Diptera: Tephritidae)

Descripción e importancia

La mosca “suramericana de la fruta” o *A. fraterculus* corresponde a un complejo de especies, caracterizadas por su amplia variedad morfológica, genética y biológica. Tienen un ciclo de vida completo (metamorfosis holometábola) que pasa por los estadios de huevo, larva o gusano (figura 4.20a), pupa y adulto. El adulto es una mosca que tiene el cuerpo de color amarillo. Las moscas hembras miden de 8 a 10 mm de largo (incluyendo el ovipositor) y 4 a 5 mm de ancho; la envergadura alar tiene 10 a 15 mm; el tórax y su porción dorsal son de color blanco cenizo con manchas oscuras y brillantes (Korytkowski, 1997) (figura 4.20b).



Fotos: Jorge Alonso Bernal Estrada y Tavares (2008)

Figura 4.20. Mosca de la fruta en mora (*Anastrepha fraterculus* (Wiedemann)) (Diptera: Tephritidae). a. Larva. b. Adulto.

Los huevos son microscópicos, tienen forma falcada (semejante a la de la hoz o medialuna) superficie lisa y brillante, y color blanco crema; son depositados en forma individual (Olarte, 1972; Wille, 1952) y tienen una longitud de 1,4 mm y 0,2 mm de ancho, con extremo micropilar retorcido, más bien subapical (Weems, 1980). Las larvas son vermiformes, ápodas, acéfalas (sin cabeza) y de color blanco crema. La parte anterior termina en punta y lleva internamente dos ganchos mandibulares negros; el extremo

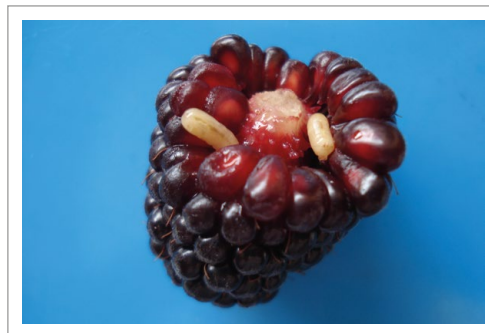
posterior es truncado y tiene dos placas de color bruno amarillo, que corresponden a los espiráculos. La longitud de las larvas en su último instar generalmente es de 1,0 a 1,5 cm y presentan trece segmentos (Olarde, 1972; Wille, 1952). Los frutos infestados con larvas completamente desarrolladas caen de la planta, momento en el cual las larvas abandonan el fruto para empupar en el suelo. Las pupas son de tipo coarctata, es decir, que está rodeada por una cubierta endurecida del último estadio larval, el cual es llamado *puparium*, que asemejan a pequeños barrilitos. Tienen un tamaño aproximado de 3 a 7 mm de largo por 2,5 a 3,5 mm de ancho, y color castaño oscuro. Presentan tres pequeñas protuberancias en el extremo posterior, de consistencia quitinosa y color más oscuro que el resto (González, 1952; Olarte, 1972). Una vez se completa el periodo de pupa, las moscas nacen para aparearse y dar lugar a otra generación (Vélez, 1985). *A. fraterculus* se considera de importancia económica en cualquier tipo de frutal, dado que disminuye los rendimientos del cultivo y afecta la calidad y presentación de la fruta (Castaño, 2000).

Condiciones favorables

La plaga es frecuente en cultivos ubicados entre los 800 y 2300 m de altitud (Merchán, Rodríguez, & Pulgarín, 2002). La sobremaduración de los frutos en el campo y la presencia de malezas en la zona de plateo son también condiciones que favorecen la infestación de esta mosca.

Síntomas

Los daños directos se relacionan con la oviposición de las hembras en los frutos, con las larvas al consumir la pulpa (figura 4.21), la caída de los frutos y la descomposición de estos por la entrada de patógenos.



Fotos: Jorge Alonso Bernal Estrada

Figura 4.21. Daño en frutos de mora ocasionado por la larva de la mosca de las frutas.

Manejo

Evitar que la mora se sobremadure en el campo. Manejar las malezas en el plato para recolectar con facilidad los frutos caídos e infestados por larvas de la mosca. Depositar estos frutos en fosas construidas en el suelo cubiertas con mallas de angeo, con el fin de recuperar avispas parasitoides de la plaga.

Como estrategia de seguimiento y control de las poblaciones de adultos de la mosca, se recomienda instalar trampas McPhail (figura 4.22), que llevan un atrayente alimenticio preparado con 8 cm³ de proteína hidrolizada, 1 L de agua, 1 g de bórax (previamente disuelto en agua caliente) y 2 cm³ de malatión.



Foto: Jorge Alonso Bernal Estrada

Figura 4.22. Trampa McPhail para el muestreo de adultos de moscas de la fruta.

Las trampas se deben revisar cada ocho días para cuantificar el número de moscas, descartar y enterrar el contenido sobrante. Es necesario lavar la trampa con jabón y blanqueador límpido y luego adicionar el nuevo atrayente alimenticio, el cual se debe preparar el mismo día. Cuando la población de adultos en las trampas de monitoreo se incrementa, se recomienda realizar aplicaciones al follaje y ramas de una mezcla de proteína hidrolizada, agua y un insecticida (malatión) (Vélez, 1985). Los cebos tóxicos presentan muchas ventajas, debido a que el atrayente alimenticio incrementa la efectividad de la aplicación y disminuye en un 50 % la cantidad de insecticida utilizado, por

lo tanto, hay menor impacto sobre enemigos naturales. Adicionalmente, se recomienda establecer y distribuir, en el huerto de mora, estaciones cebo (figura 4.23), que consisten en tusas de maíz embebidas del cebo tóxico, las cuales se cubren con guadua o envases plásticos a manera de techo y se suspenden de las plantas de mora. Bajo asistencia técnica podría evaluarse también el efecto de spinosad en presentación de cebo concentrado.



Foto: Jorge Alonso Bernal Estrada

Figura 4.23. Cebo para el control de adultos de la mosca de la fruta. Obsérvese el uso de una tusa de maíz previamente embebida en cebo tóxico, protegida por una canaleta de guadua a manera de techo y suspendida en una planta de mora.

Caracha o prodiplosis

Nombre científico

Prodiplosis sp. (Díptera: Cecidomyiidae)

Descripción e importancia

Recientemente, agricultores de mora del material sin espinas, del departamento de Risaralda, encontraron un daño en flores de la planta, que después de su diagnóstico fue identificado como una plaga, conocida comúnmente como caracha o prodiplosis (Henao & Ramírez, 2014), la cual ha sido reportada como limitante en el cultivo del tomate (*Solanum lycopersicum* L.) en Colombia, Ecuador y Perú (Mena, Mesa, Estrada, & García, 2014). Esta plaga es considerada de importancia económica en el cultivo de

la mora; es una mosca neotropical, pequeña y polífaga, que causa graves daños, ya que afecta severamente los botones florales necrosándolos, lo cual perjudica la producción (Mena et al., 2014; Henao & Ramírez, 2014; Betancourt, Palacios, & Patiño, 2014).

Los huevos recién ovipositados son casi transparentes, de forma ahusada, con una longitud de 266 μm , aproximadamente. Algunos individuos alcanzan el estadio de larva I en el útero de la hembra (Valarezo, Cañarte, Navarrete, & Arias, 2003; Duque, Rodríguez, Hernández, & Manzano, 2014). Valarezo et al. (2003) describen los estadios biológicos de este insecto así: la larva tiene tres instares y el último instar puede llegar a medir hasta 2 mm, es vermiforme, ápoda, el cuerpo tiene 12 segmentos; en la parte dorsal tiene una placa esclerosada, como una mancha pequeña, y en el último segmento presenta dos proyecciones que son los espiráculos. La prepupa es de color amarillo anaranjado, con una longitud de 1,31 mm; la pupa, con longitud de 0,9 mm, se puede encontrar en el suelo o adherida a las ramas o tallos de la planta dentro de un cocón blanquecino y, finalmente, el adulto es una mosca de cabeza negra, ojos grandes, cuerpo delgado, alas con venación reducida y antenas filiformes, con diferente número de segmentos según el sexo; la hembra, cuyo ovipositor es retráctil, es más grande que el macho.

Condiciones favorables

De acuerdo con Valarezo et al. (2003), la época de mayor ataque de la plaga es variable, dependiendo de las condiciones climáticas de cada zona; sin embargo, se puede decir que los meses secos del año son los más críticos. Duque et al. (2014) la encontraron en otros hospederos, como tomate de mesa y cítricos, donde las poblaciones aumentaron con la floración, lo cual para el cultivo de mora es una situación desventajosa dada la constante floración de esta planta durante todo el año.

Síntomas

Las larvas que se desarrollan dentro de botones florales ocasionan una coloración rojiza en la base del pedúnculo, e internamente se observa un raspado de la epidermis en la base de sépalos y pétalos, las anteras y pistilos se necrosan, por lo cual no se forma la inflorescencia; en estados avanzados del daño, el botón floral también se necrosa. Al abrir manualmente el botón floral afectado se pueden observar una o varias larvas alimentándose en su base. Cuando la flor logra abrirse, se observa un necrosamiento parcial o total, los pétalos se caen y anteras y pistilos aparecen necrosados (Henao & Ramírez, 2014; Betancourt et al., 2014).

Manejo

Se debe monitorear permanentemente la plantación sobre todo en aquellas zonas sombreadas y con alta humedad relativa, así como mantener plateo constante. Se recomienda la aplicación de *Metarhizium* sp. (2 g/L) y *Beauveria bassiana* (2 g/L) en la zona de plateo de la planta, con el fin de controlar pupas. El control con productos de síntesis química no es muy efectivo, debido a la ubicación del insecto dentro de los botones florales (Betancourt et al., 2014).

Se ha detectado la presencia de un parasitoide de la familia Eulophidae que parasita las larvas de *Prodiplosis* sp.

Referencias

- AbcAgro. (s. f.). *Manejo del trips occidental de las flores Frankliniella occidentalis*. Recuperado de <http://www.abcagro.com/hortalizas/trips.asp>
- Ávila, C., & Nakano, O. (1999). Efeito do regulador de crescimento lufenuron na reprodução de *Diabrotica speciosa* (Germar) (Coleoptera: Chrysomelidae). *Anais da Sociedade Entomológica do Brasil*, 28(2), 293-299.
- Bernal, M., Bustillo, A., Chaves, B., & Benavides, P. (1999). Efecto de *Beauveria bassiana* y *Metarhizium anisopliae* sobre poblaciones de *Hypothenemus hampei* (Coleoptera: Scolytidae) que emergen de frutos en el suelo. *Revista Colombiana de Entomología*, 25(1-2), 11-16.
- Betancourt, M., Palacios, S., & Patiño, A. (2014). *Fichas técnicas para la identificación y manejo de enfermedades y plagas en mora*. Santa Rosa de Cabal, Colombia: Corporación Universitaria Santa Rosa de Cabal (Unisarc).
- Cano, D. M. (2000). Biología, comportamiento y enemigos nativos del picudo de los cítricos *Compsus* sp. Coleoptera: Curculionidae, en la zona central cafetera. En *Memorias del Seminario Nacional Sobre el Picudo de los Cítricos Compsus sp. (Coleoptera: Curculionidae) en la Zona Central Cafetera*. Pereira, Colombia: Asociación Nacional de Productores de Cítricos, Federación Nacional de Cafeteros de Colombia, Sociedad Colombiana de Entomología, Instituto Colombiano Agropecuario (ICA).
- Cárdenas, J., Franco, O., Romero, C., & Vargas, D. (1970). *Malezas de clima frío* (1.ª ed.). Bogotá, Colombia: Instituto Colombiano Agropecuario (ICA).

- Carvajal, L. (2002). *Estudio del efecto patogénico de algunos microorganismos sobre Eurhizococcus colombianus Jakubski (Homoptera: Margarodidae)* (Tesis de pregrado). Universidad Nacional de Colombia, Medellín, Colombia.
- Carvalho, J. C. M., & Costa, L. A. A. (1988). Mirídeos Neotropicais; CCXCVII. Duas novas espécies do gênero *Monalonion* Herrich – Schaeffer (Hemiptera). *Revista Brasileira de Biología*, 48(4), 893-896.
- Castaño, O. (2000). Plagas del cultivo de la mora y su manejo integrado. En *Memorias del III Seminario de Frutales de Clima Frío Moderado*. Manizales, Colombia: Centro de Desarrollo Tecnológico de Frutales.
- Castellanos, P., Botero, R., & Castrillón, C. (2003). *Manejo integrado de enfermedades y plagas en mora y tutores vivos en un sistema agroforestal* (1.ª ed.). Manizales, Colombia: Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (Corpoica).
- Castrillón, C., Urrea, C., Guevara, N., & Rodríguez, J. (1998). Reacción de diferentes clones de lulo al ataque de la perla de tierra *Eurhizococcus* spp. en zonas de clima frío moderado del departamento de Caldas. En *Memorias del II Seminario de Frutales de Clima Frío Moderado*. Manizales, Colombia: Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (Corpoica).
- Castrillón, C., Urrea, C., & Pineda, S. (2000). Algunos aspectos biomorfológicos y agroecológicos de la perla de tierra en zonas agroecológicas Fn. En *Memorias del III Seminario de Frutales de Clima Frío Moderado*. Manizales, Colombia: Centro de Desarrollo Tecnológico de Frutales.
- Castro, L., Flores, D., Navarro, R., & Gaviria, B. (2008). Moras silvestres (*Rubus* spp.) como patrones para mora de Castilla (*R. glaucus*) y su reacción a perla de tierra (*Eurhizococcus colombianus*). *Revista Universidad Católica de Oriente*, 26, 20-29.
- Centre for Agricultural Bioscience International (CABI). (2017). *Invasive species compendium: Frankliniella occidentalis (Western flower thrips)*. Recuperado de <https://www.cabi.org/isc/datasheet/24426>
- Centro Internacional de Agricultura Tropical (CIAT). (1999). *Annual report. Project IP-1 Bean improvement for sustainable productivity 002c input use efficiency, and poverty alleviation*. Cali, Colombia: CIAT.
- Comisión de la Comunidad Andina. (1998). *Decisión 436. Norma andina para el registro y control de plaguicidas químicos de uso agrícola*. Recuperado de <https://www.oas.org/dsd/Quimicos/Documents/Sudamerica/decision%20436%20can.pdf>

- Costa-Lima, A. M. (1945). Lepidópteros. En A. M. Costa-Lima, *Insetos do Brasil. Rio de Janeiro, Brasil. Escola Nacional de Agronomia* (cap. xxviii). Río de Janeiro, Brasil: Escola Nacional de Agronomia.
- Coto, D., & Saunders, J. (2004). *Insectos plagas de cultivos perennes con énfasis en frutales en América Central* (1.^a ed.). Turrialba, Costa Rica: Centro Agronómico Tropical de Investigación y Enseñanza (Catie).
- Crowson, H. L., Brunt, J. A., Scott, P. R., Boa, E., Ikin, B., McGee, D., & Braun, E. (2001). *Crop Protection Compendium. International Technology Symposium*. Recuperado de http://www.ispp-itsymposium.org.nz/papers/submiss_16/index.html
- Díaz, B., Oggerin, M., López, C., Rubio, V., & Fereres, A. (2009). Characterization and virulence of *Lecanicillium lecanii* against different aphid species. *BioControl*, 54(6), 825-835.
- Dixon, A. F. G. (1977). Aphid ecology: Life cycles, polymorphism and population regulation. *Annual Review of Ecology and Systematics*, 8, 329-353.
- Doreste, E. (1988). *Acarología* (2.^a ed.). San José, Costa Rica: Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura (IICA).
- Duque, V., Rodríguez, E., Hernández, L., & Manzano, M. (2014). Dinámica poblacional de *Prodiplosis longifila* Gagné, 1986 (Díptera: Cecidomyiidae) en tomate y aportes a su biología en tomate y limón Tahití. En *Memorias del XLI Congreso Socolen*. Cali, Colombia: Sociedad Colombiana de Entomología (Socolen).
- Durán, I., Mesa, N., & Estrada, E. (1999). Ciclo de vida de *Thrips palmi* (Thysanoptera: Thripidae) y registro de hospedantes en el Valle de Cauca. *Revista Colombiana de Entomología*, 25(3-4), 109-120.
- Estrada, E., Gómez, D., Huertas, C., Mesa, N., Huertas, C., Salazar, J., ... Mena, Y. (Eds.). (2014). *Diagnóstico fitosanitario en trece renglones productivos frutícolas del departamento del Valle del Cauca*. Cali, Colombia: Universidad Nacional de Colombia, Palmira, Valle del Cauca, Facultad de Ciencias Agropecuarias.
- Foldi, I., & Soria, S. J. (1989). Les cochenilles nuisibles a la vigne en Americque du Sud (Homoptera: Coccoidea). *Annales Société entomologique de France*, 25(4), 411-430.
- Franco, G., & Giraldo, M. J. (2001). *El cultivo de la mora*. Manizales, Colombia: Instituto Colombiano Agropecuario (ICA), Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (Corpoica), Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural.
- García, F., Costa, J., Ferragut, F., & Lloréns, J. (1991). *Ácaros de las plantas cultivadas y su control biológico*. Alicante, España: Ediciones Pisa.

- González, R. (1952). Contribución al estudio de las moscas *Anastrephas* en Colombia. *Revista Facultad Nacional de Agronomía*, 12(42), 423-549.
- Guarín, H. (2003a). Patogenicidad de *Paecilomyces* sp. sobre *E. colombianus* Jakubski. En *Memorias del IV Seminario Nacional de Frutales de Clima Frío Moderado*. Medellín, Colombia: Centro de Desarrollo Tecnológico de Frutales.
- Guarín, H. (2003b). Insectos. En J. Bernal, & C. Díaz (Eds.), *Tecnología para el cultivo del tomate de árbol*. Medellín, Colombia: Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (Corpoica), Instituto colombiano de la Reforma Agraria.
- Guarín, H., & Carvajal, D. (2002). La perla de tierra *Eurhizococcus colombianus* Jakubski (Homoptera: Margarodidae) en los frutales de clima frío. Posibilidades para su manejo. En *Memorias del IV Seminario Nacional de Frutales de Clima Frío Moderado*. Medellín, Colombia: Centro de Desarrollo Tecnológico de Frutales.
- Guarín, H., & Vasco, J. E. (1998). *Ciclo de vida de Thrips palmi Karny (Thysanoptera: Thripidae) y evaluación de su susceptibilidad a seis aislamientos nativos del hongo Beauveria spp. (Deuteromycotina: Hyphomycetes)* (Tesis de pregrado). Universidad Nacional de Colombia, Medellín, Colombia.
- Henao, L., & Ramírez, F. (2014). *Diagnóstico e identificación de Prodiplosis en mora sin tuna (Rubus glaucus Benth.) en Risaralda* (Tesis de pregrado). Corporación Universitaria Santa Rosa de Cabal, Santa Rosa, Colombia.
- Howard, C. M., Overman, A. J., Price, J. F., & Albregts, E. (1985). *Diseases, nematodes, mites, and insects affecting strawberries in Florida* (Boletín No. 857). Florida, Estados Unidos: Agricultural Experimental Station, Institute of food and agricultural sciences, Universidad de Florida.
- Instituto Colombiano Agropecuario (ICA). (2003). *Resolución No. 03759*. Recuperado de <http://www.bvsde.paho.org/bvstox/tallerplagui/colombia3.pdf>
- Iwaki, M., Honda, Y., Hanada, K., Tochiara, H., Yonaha, T., Hokama, K., & Yokoyama, T. (1984). Silver mottle disease of watermelon caused by tomato spotted wilt virus. *Plant Disease*, 68, 1006-1008.
- Jesiotr, L. (1979). The influence of the host plants on the reproduction potential of the twospotted spider mite *Tetranychus urticae* Koch. (Acarina: Tetranychidae) II. Responses of the field population feeding on roses and beans. *Ekologia Polska*, 27, 351-355.
- Kameya-Iwaki, M., Hanada, K., Honda, Y., & Tochiara, H. (1988). A watermelon strain of tomato spotted wilt virus (TSWV-w) and some properties of its nucleocapsid. En *Abstracts of Papers from the 5th International Congress of Plant Pathology*. Kyoto, Japan: MAFTech.

- Kaplan, I., & Eubanks, M. (2002). Disruption of cotton aphid (Homoptera: Aphididae)-Natural enemy dynamics by red imported fire ants (Hymenoptera: Formicidae). *Environmental Entomology*, 31(6), 1175-1183.
- Kondo, D., & Gómez, C. (2008). La perla de tierra *Eurhizococcus colombianus* Jakubski, una nueva plaga de la vid, *Vitis labrusca* L. en el Valle del Cauca Colombia. *Novedades Técnicas*, 9(10), 34-40.
- Korytkowski, A. (1997). *Manual de identificación de moscas de la fruta (Parte II). Género Anastrepha Schiner, 1868*. Ciudad de Panamá, Panamá: Universidad de Panamá, Vicerectoría de Investigación y Postgrados, Programa de Maestría en Entomología.
- Lakshmi, K. V., Wightman, J. A., Reddy, D. V. R., Ranga, G. V., Buiel A. A. M., & Reddy D. D. R. (1995). Transmission of peanut bud necrosis virus by *Thrips palmi* in India. En B. Parker, M. Skinner, & T. Lewis (Eds.), *Thrips biology and management*. Burlington, Vermont, Estados Unidos: Springer Science+Business Media.
- Londoño, M. (2005). Insectos. En J. Bernal, & C. Díaz (Comps.), *Tecnología para el cultivo del brevo* (pp. 81-84). Medellín, Colombia: Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (Corpoica).
- Londoño, M. (2008). Insectos. En J. Bernal, & C. Díaz (Comps.), *Tecnología para el cultivo del aguacate* (pp. 119-154). Bogotá, Colombia: Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (Corpoica), Centro de Investigación La Selva.
- Londoño, M. (2012). *Informe técnico final proyecto “Desarrollo de estrategias para la prevención y manejo de Monalonion velezangeli Carvalho & Costa”* (1.^a ed.). Rionegro, Antioquia: Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (Corpoica).
- Londoño, M., & Vargas, H. (2010). *Monalonion velezangeli* Carvalho y Costa (Hemiptera: Miridae). Por qué es una plaga de importancia en cultivos de aguacate? En *Memorias del VII Seminario Internacional de Frutas Tropicales: Agroindustria e Innovación*. Medellín, Colombia: Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria (Corpoica), Universidad Pontificia Bolivariana, Centro de Desarrollo Tecnológico de Frutales.
- Lopera, G. (2001). *Evaluación de la patogenicidad de aislamientos nativos de Metarhizium anisopliae Mestch. (Sorokin), sobre Eurhizococcus colombianus Jakubski (Homoptera: Margarodidae) en mora* (Tesis de pregrado). Universidad Nacional de Colombia, Medellín, Colombia.

- Lublinkhof, J., & Foster, D. (1977). Development and reproductive capacity of *Frankliniella occidentalis* (Thysanoptera: Thripidae) reared at three temperatures. *Journal of the Kansas Entomological Society*, 50(3), 313-316.
- Mena, Y., Mesa, N., Estrada, E., & García, Y. (2014). Evaluación de la resistencia a *Prodiplaxis longifila* Gagné (Diptera: Cecidomyiidae) en genotipos de tomate cultivados y silvestres. *Acta Agronómica*, 63(2), 181-190.
- Meneses, E., Arango, G., Correa, G., Ruíz, O., Vargas, L. G., & Pérez, J. C. (2015). Detección de *Eurhizococcus colombianus* (Hemiptera: Margarodidae) en mora por espectroscopía del infrarrojo cercano. *Acta Agronómica*, 64(3), 280-288.
- Merchán, V., Rodríguez, J., & Pulgarín, L. (2002). *Las moscas de las frutas en Caldas* (1.ª ed.). Manizales, Caldas: Instituto Colombiano Agropecuario (ICA).
- Molina, J., & López, J. (2002). Desplazamiento y parasitismo de entomonemátodos hacia frutos infestados con la broca del café *Hypothenemus hampei* (Coleoptera: Scolytidae). *Revista Colombiana de Entomología*, 28(2), 145-151.
- Montoya, C., Hincapié, L., & Uribe, V. (1997). *Principales enfermedades y plagas en el cultivo de mora* (Boletín técnico). Caldas, Colombia: Instituto Colombiano Agropecuario (ICA).
- Mound, L. (2008). Identification and host associations of some *Thysanoptera Phlaeothripinae* described from Australia pre-1930. *Zootaxa*, 1714, 41-60.
- Nevo, E., & Coll, M. (2001). Effect of nitrogen fertilization on *Aphis gossypii* (Homoptera: Aphididae): Variation in size, color, and reproduction. *Journal of Economic Entomology*, 94(1), 27-32.
- Niño, J. C., Palacio, T., & Corredor, D. (1995). Muestreo secuencial para trips *Frankliniella occidentalis* (Pergande) (Thysanoptera: Thripidae), en un cultivo de mora *Rubus glaucus* Benth. bajo invernadero. *Agronomía Colombiana*, 12(2), 115-126.
- Olarte, W. (1972). *Control fitosanitario en plantaciones de guayaba con especial referencia al control de la mosca de las frutas*. Bucaramanga, Colombia: Fondo Colombiano de Investigaciones Científicas y Proyectos Especiales Francisco José de Caldas, Universidad Industrial de Santander (UIS).
- Osorio, J. (2005). *Distribución radical de perla de tierra Eurhizococcus colombianus y relación con factores ambientales en mora* (Tesis de pregrado). Universidad Nacional de Colombia, Medellín, Colombia.
- Peñaloza, M., & Díaz, G. (2004). *Así se maneja y controla el picudo de los cítricos (Compsus sp.)* (1.ª ed.). Bogotá, Colombia: Instituto Colombiano Agropecuario (ICA).

- Posada, L., & García, F. (1976). *Lista de predadores, parásitos y patógenos de insectos registrados en Colombia* (Boletín técnico N.º 41). Bogotá, Colombia: Instituto Colombiano Agropecuario (ICA).
- Quiñones, W., Vicente, B., Torres, F., Archbold, R., Murillo, W., Londoño, M., & Echeverri, F. (2008). Chemical composition of ground pearl *Eurhizococcus colombianus* cysts. *Molecules*, 13(1), 190-194.
- Ramírez-Cortés, J., Gil-Palcio, Z., Benavides-Machado, P., & Bustillo-Pardey, A. (2008). *Monalonion velezangeli*. La chinche de la chamusquina del café. *Avances Técnicos Cenicafé*, 367, 1-8.
- Roa, M., Sánchez, G., Montoya, C., Gómez, C., Vargas, J., Guerrero, C., & Zambrano, G. (2001). *Manejo del picudo de los cítricos Compsus sp* (Boletín de Sanidad Vegetal N.º 33). Bogotá, Colombia: Instituto Colombiano Agropecuario (ICA).
- Rodríguez, J. (1977). The biology and ecology of the tetranychid mite complex in cassava in perspective. En T. Brekelbau, A. Bellotti, & J. C. Lozano (Eds.) *Cassava Protection Workshop CIAT* (pp. 171-175). Cali Colombia: Centro Internacional de Agricultura Tropical.
- Sánchez, G. (2000). Manejo del picudo de los cítricos *Compsus* sp. (Coleoptera: Curculionidae). En *Memorias del Seminario Nacional Sobre el Picudo de los Cítricos Compsus sp. (Coleoptera: Curculionidae)*. Pereira, Colombia: Asociación Nacional de Productores de Cítricos, Federación Nacional de Cafeteros de Colombia, Sociedad Colombiana de Entomología, Instituto Colombiano Agropecuario (ICA).
- Schulz, S., Francke, W., König, W. A., Schurig, V., Mori, K., Kittmann, R., & Schneider, D. (1990). Male pheromone of swift moth, *Hepialus hecta* L. (Lepidoptera: Hepialidae). *Journal of Chemical Ecology*, 16(12), 3511-3521.
- Soria, S., & Gallotti, B. (1986). *O Margarodes da Videira Eurhizococcus brasiliensis (Homóptera: Margarodidae): biología, ecología e controle no soul do Brasil* (Circular técnica, 13). República Federativa de Brasil: Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (em br apa), Ministério da Agricultura, Centro Nacional de Pesquisa de Uva e Vinho (CNPUV), Bento Gonçalves, RS.
- Takematsu, A., Potenza, M., & Pereira, J. (1999). Efficiency of insecticides in the control of *Thrips palmi* in the cultivation on *Chrysanthemum* sp. *Revista de Agricultura Piracicaba*, 74(3), 373-378.
- Tavares, G. (2008). *Anastrepha fraterculus* (se publica sin modificación, de acuerdo con los términos de la licencia Attribution 2.0 Generic [CC BY 2.0]: <https://creativecommons.org/licenses/by/2.0/>). Recuperado de <https://nl.m.wikipedia.org/wiki/Bestand:Anastrepha-fraterculus.jpg>.

- Teixeira, I., Botton, M., & Loeck, A., (2002). Avaliação de Inseticidas Visando ao Controle de *Eurhizococcus brasiliensis* (Hempel) (Hemiptera: Margarodidae) em Novos Plantios de Videira. *Neotropical Entomology*, 31(3), 457-461.
- Torres, F. (2013). *Relación del comportamiento poblacional de Monalonion velezeangeli Carvalho & Costa con factores del clima y la fenología del aguacate* (Tesis de maestría). Universidad Nacional de Colombia, Medellín, Colombia.
- Urueta, E. (1980). Taxonomía, biología y ecología de ácaros. En *Memorias del Seminario Ácaros Fitófagos*. Palmira, Valle del Cauca, Colombia: Sociedad Colombiana de Entomología.
- Valarezo, O., Cañarte, E., Navarrete, B., & Arias, M. (2003). *Prodiplosis longifila* (Diptera: Cecidomyiidae) principal plaga del tomate en Ecuador. Ecuador: Instituto Nacional Autónomo de Investigaciones Agropecuarias. Estación Experimental Portoviejo, Proyecto IG CV 028.
- Van Driesche, R., & Bellows, T. (1996). Biology of arthropod parasitoids and predators. En *Biological Control*. Bostón, Estados Unidos: Springer.
- Vélez, R. (1985). *Plagas agrícolas de impacto económico en Colombia: bionomía y manejo integrado* (1.^a ed.). Medellín, Colombia: Universidad de Antioquia, Ciencia y Tecnología.
- Weems, H. V., Jr. (1980). *Anastrepha fraterculus* (Wiedemann) (Diptera: Tephritidae) Florida. *Department of Agriculture and Consumer Service. Entomology Circular*, 217, 1-4.
- Whitfield, A., Ullman, D., & German, T., (2005). Tospovirus-thrips interactions. *Annual Review of Phytopathology*, 43, 459-489.
- Wille, J. E. (1952). *Entomología agrícola del Perú: manual para entomólogos, ingenieros agrónomos, agricultores y estudiantes de agricultura*. Lima, Perú: Ministerio de Agricultura.
- Zapata, P. (2013). *Distribución espacial y manejo de la perla de tierra Eurhizococcus colombianus Jakubsky* (Hemiptera: Margarodidae) con hongos entomopatógenos en mora de Castilla *Rubus glaucus* Benth (Rosaceae) (Tesis de maestría). Universidad Nacional de Colombia, Palmira, Valle del Cauca, Colombia.
- Zenner de Polanía, I. (1974). Taxonomía, descripción y hábitos del barrenador del cuello y tallo de la mora de Castilla. En *Memorias del II Congreso de la Sociedad Colombiana de Entomología*. Cali, Colombia: Sociedad Colombiana de Entomología.

