



GESTIÓN INTEGRADA DE *DYSMICOCUS GRASSII* LEONARDI EN PLATANERA

Carina Ramos Cordero • Yisell Velázquez Hernández
Aurelio Carnero Hernández • Estrella Hernández Suárez



GESTIÓN INTEGRADA DE *DYSMICOCCLUS GRASSII* LEONARDI EN PLATANERA



Gobierno
de Canarias

Se autoriza la reproducción, sin fines comerciales, de este trabajo, citándolo como:

Ramos Cordero, C., Velázquez Hernández, Y., Carnero Hernández, A. y Hernández Suárez, E. 2018. Gestión Integrada de *Dysmicoccus grassii* Leonardi en platanera. Manual Técnico N° X. Instituto Canario de Investigaciones Agrarias. XX p.

El trabajo incluido en esta obra ha sido financiado por el Proyecto MAC/1/C054 Biomusa, titulado “Transferencia de I+D+i para el desarrollo sostenible del cultivo del plátano en las RUPsMac”; por los Préstamos EBT20100052 con la empresa INCA Islas Canarias S.A., titulado “Diseño y puesta en marcha de una biofábrica para producción in situ de enemigos naturales para el control biológico de *Dysmicoccus grassii*” y por la subvención para la realización de Proyectos I+D+i de la ACIISI con la empresa INCA Islas Canarias S.A., titulado “Desarrollo y puesta en marcha de un programa de control biológico para *Dysmicoccus grassii*”.

Colección Manual Técnico N° 3

Autores: Carina Ramos Cordero, Yisell Velázquez Hernández, Aurelio Carnero Hernández y Estrella Hernández Suárez.

Departamento de Protección Vegetal del Instituto Canario de Investigaciones Agrarias.

Edita: Instituto Canario de Investigaciones Agrarias, ICIA

Maquetación y diseño: Fermín Correa Rodríguez (ICIA)

Impresión: Imprenta Bonnet S.L.

Depósito Legal: TF.262-2018

ISSN:2603-882X

Prólogo

La ausencia en nuestro país de estudios exhaustivos, continuados y específicos, sobre el grupo entomológico de las llamadas “cochinillas” es un hecho que requeriría una reflexión más allá de una simple explicación, especialmente cuando se trata de un grupo de una importancia clara y evidente como plaga de muchos cultivos, plantas ornamentales y de jardín, o zonas boscosas; con efectos tan dañinos que la hacen con frecuencia ser la plaga de más difícil combate desde cualquier punto de vista.

Es por lo que esta publicación que aquí reseñamos y comentamos tiene un gran valor técnico siguiendo las pautas del primer estudio casi pionero, por lo detallado de las aportaciones, de Mc Dougall que se publicó en 1926 y más tarde con el completo trabajo realizado por la Dra. Gemma Pérez Guerra en 1984, que ha servido de modelo como se destaca en el primer capítulo de este manual.

Por lo tanto, debemos alegrarnos de que de nuevo se aborde un estudio tan completo sobre esta cochinilla y que sirve para afianzar aún más la línea emprendida por la unidad de Entomología Aplicada que con tanta diligencia y dedicación dirige la Dra. Estrella Hernández Suárez en aquellos aspectos tan abandonados, como he reiterado, sobre el conocimiento del grupo de las cochinillas.

Entrando de lleno y concretando los detalles de esta publicación señalar el contenido bien organizado, y criterios claros y precisos alrededor del control biológico y los enemigos naturales nativos encontrados en Canarias, una línea firme y continuada que la Unidad de Entomología mantiene como filosofía básica y que le da una impronta única y singular dentro del panorama de la investigación agrícola en Canarias. También es verdad que no se deja de lado la capacidad de control por otros medios y enemigos naturales conocidos fuera de nuestras fronteras para reunir todos los detalles y explicaciones en una salida evidente sobre la realidad de que el control integrado es la vía más realista sobre la lucha contra *Dysmicoccus grassii* en platanera y Canarias.

Para terminar solo debemos al menos indicar, sin entrar en profundidades, lo que se van encontrar los futuros lectores de como se ha ordenado el texto y que confirme lo expuesto anteriormente. No se pretende un exceso de alabanza ni un intento de exaltar los valores evidentes que tiene la publicación, que en un buen sentido no es totalmente completo sino que deja abierto todas las puertas para futuras investigaciones en forma de artículos, trabajos de fin de carrera, diplomas masters y tesis doctorales.

De la introducción destacar el párrafo final donde se hace énfasis en que se agrupa toda la información procedente de diversas fuentes que son poco accesibles para la mayoría del sector platanero. Sólo por este hecho vale la pena prestar la debida atención al texto. La estructura dentro del mismo se hace con un criterio muy sensato desde unas indicaciones generales sobre la especie hasta finalizar con todos los experimentos realizados para el control biológico de la cochinilla algodonosa tanto en laboratorio como en campo.

Dr. Aurelio Carnero Hernández

ÍNDICE

Introducción	7
1. Gestión Integrada de Plagas (GIP)	9
2. <i>Dysmicoccus grassii</i> (Leonardi, 1913)	13
2.1 Encuadre taxonómico y sinonimias de la especie	13
2.2 Descripción y reconocimiento de la especie	13
2.3 Origen y distribución geográfica	21
2.4 Biología y ecología	22
2.5 Monitoreo y localización de <i>Dysmicoccus grassii</i> en platanera	24
2.6 Incidencia y daños en la platanera	26
2.7 Plantas hospedantes	28
2.8 Modo de dispersión	30
2.9 Asociación hormiga-cochinilla	31
2.10 Cría de <i>Dysmicoccus grassii</i>	32
3. Gestión Integrada de <i>Dysmicoccus grassii</i>	37
3.1 Identificación	39
3.1.1 ¿Cómo identificar a <i>Dysmicoccus grassii</i> ?	39
3.1.2 Identificación de sus enemigos naturales	41
3.2 Monitoreo	59
3.2.1 ¿Dónde podemos encontrar a <i>Dysmicoccus grassii</i> ?	59
3.2.2 ¿Cuándo realizar el monitoreo?	59

3.3 Toma de decisiones	59
3.4 Medidas de control	59
3.4.1 Medidas preventivas o culturales	60
3.4.2 Medidas físico-mecánicas	60
3.4.3 Control biológico	62
3.4.4 Control biotécnico	65
3.4.5 Control químico	66
4. Bibliografía	71

INTRODUCCIÓN

El plátano (*Musa acuminata* Colla) representa el principal cultivo del archipiélago canario, con el 30 % de la producción agrícola final. Este cultivo ocupó en 2017 una superficie de alrededor de 8742 hectáreas (el 21,22 % de la superficie total cultivada) (MAPAMA, 2018) y supuso una producción total de 437.782 toneladas (ASPROCAN, 2018) lo que representa el 71,33 % de la producción mundial de banano (FAOSTAT, 2017). La mayor producción es consumida por la Península Ibérica (87,32 %), mientras que sólo un pequeño porcentaje se exporta a Europa Occidental (0,27 %) y el resto se consume en el mercado local (8,64 %) (ASPROCAN, 2018). La isla de Tenerife (42,70 %) es el mayor productor de plátanos del archipiélago. También es esencial para la economía de La Palma (34,61 %) y tiene un peso importante en Gran Canaria (20,64 %); mientras que en La Gomera, El Hierro y Lanzarote la producción se reduce (2,04 %) (ASPROCAN, 2018).

Son varias las especies de artrópodos plaga que pueden afectar al cultivo del plátano en Canarias, entre las cuales destacan por su incidencia y daños que producen: las moscas blancas espirales *Aleurodicus dispersus* (Russell, 1965) y *Aleurodicus floccissimus* (Martin et al., 1997) (Hemiptera: Aleyrodidae), la cochinilla algodonosa *Dysmicoccus grassii* (Leonardi, 1913) (Hemiptera: Pseudococcidae), el picudo de la platanera *Cosmopolites sordidus* (Germar, 1984) (Coleoptera: Dryophthoridae), la lagarta o bicho camello *Chrysodeixis chalcites* (Esper, 1789) (Lepidoptera: Noctuidae) y la araña roja *Tetranychus urticae* (Koch, 1836) (Prostigmata: Tetranychidae) (Perera y Molina, 2002 y 2007).

En la actualidad, la cochinilla algodonosa o “mangla”, sigue representando uno de los principales problemas fitosanitarios del plátano en Canarias. La primera cita de esta plaga en las Islas

corresponde a McDougall (1926), y ya en esta época, se señala como uno de los problemas más importantes del cultivo en el archipiélago.

Dysmicoccus grassii (*D. grassii* a partir de ahora) provoca daños directos debidos a la succión de savia e indirectos por una abundante producción de melaza que favorece el desarrollo de negrilla. Esta plaga ocasiona numerosas pérdidas económicas al refugiarse entre los dedos del racimo, siendo necesario someterlo a un lavado intenso antes de proceder a su empaquetado para la comercialización (Pérez-Guerra et al., 1984).

Para combatir esta plaga se utiliza la aplicación de productos fitosanitarios, siendo los principales problemas de la lucha química la aparición de resistencia, fenómenos de fitotoxicidad y problemas ambientales, sin embargo, dado que cada vez más las exigencias del mercado se fundamentan en la preservación de la seguridad alimentaria de los productos agrícolas que se comercializan, el futuro del plátano canario pasa por tener más en cuenta los manejos ecológico e integrado, cuya finalidad no es otra que obtener un producto competitivo en el mercado europeo con capacidad de hacer frente a las nuevas exigencias legislativas y de los consumidores, además de presentar una acción más respetuosa con la salud humana y con el medio ambiente.

El objetivo de este manual es agrupar toda la información existente sobre la gestión integrada de *D. grassii* en el cultivo de la platanera en Canarias. Esta información proviene principalmente de trabajos de fin de carrera, trabajos de fin de grado y diploma de estudios avanzados realizados en el Departamento de Protección Vegetal del ICIA, además de trabajos realizados principalmente en la ULL y en el Cabildo Insular de Tenerife, que en su mayor parte se encontraban poco accesibles para la mayoría del sector platanero. Así, este manual pone a disposición de técnicos, asesores, agricultores y público en general, el conocimiento generado hasta la fecha en cuanto al control biológico de esta importante plaga en el cultivo de platanera.

Gestión Integrada de Plagas (GIP)



■ 1. Gestión Integrada de Plagas (GIP)

Desde 2014 se encuentra en vigor el R.D. 1311/2012, una normativa de obligado cumplimiento que establece el marco de actuación para conseguir un uso sostenible de los productos fitosanitarios y reducir así los riesgos y efectos de la utilización de los plaguicidas en la salud humana y el medio ambiente. Esta normativa promueve la implantación en los cultivos de la gestión integrada de plagas (GIP).

La GIP consiste en el examen cuidadoso de todos los métodos de protección vegetal disponibles y posterior integración de medidas adecuadas para evitar el desarrollo de poblaciones de organismos nocivos y mantener el uso de productos fitosanitarios y otras formas de intervención en niveles que estén económica y ecológicamente justificados y que reduzcan o minimicen los riesgos para la salud humana y el medio ambiente. Este enfoque pone énfasis en conseguir el desarrollo de cultivos sanos con la mínima alteración posible de los agroecosistemas y en la promoción de los mecanismos naturales de control de plagas.

Los componentes de un programa de GIP son:

- a) **IDENTIFICACIÓN** de los organismos nocivos y sus enemigos naturales en los cultivos.
- b) **MONITOREO**. Los organismos nocivos deben ser objeto de seguimiento mediante instrumentos adecuados, cuando se disponga de ellos.
- c) **TOMA DE DECISIONES**. Sobre la base de los resultados de la vigilancia, los usuarios profesionales deberán decidir si aplican medidas fitosanitarias y en qué momento. Un elemento esencial para tomar una decisión es disponer de valores umbrales seguros y científicamente sólidos.
- d) **TÁCTICAS DE MANEJO**. La prevención de los organismos nocivos debe propiciarse, especialmente mediante:

- rotación de los cultivos y utilización de técnicas de cultivo adecuadas;
- variedades resistentes o tolerantes así como de semillas y material de multiplicación normalizados o certificados,
- prácticas de fertilización, enmienda de suelos, riego y drenaje equilibradas,
- medidas profilácticas (limpieza de maquinaria y los equipos),
- protección y mejora de los organismos beneficiosos importantes, con medidas fitosanitarias adecuadas o utilizando zonas reservorio.



Figura 1.
Herramientas de intervención y orden de prioridad en su elección para el control de plagas.

e) **EVALUACIÓN DE LOS RESULTADOS.** Los usuarios profesionales deberán comprobar la eficacia de las medidas fitosanitarias aplicadas sobre la base de los datos registrados sobre la utilización de productos fitosanitarios y del seguimiento de los organismos nocivos.

Dysmicoccus
grassii
(Leonardi, 1913)



■ 2. *Dysmicoccus grassii* (Leonardi, 1913)

2.1 Encuadre taxonómico y sinonimias de la especie

La cochinilla algodonosa, *Dysmicoccus grassii* Leonardi, pertenece a la superfamilia Coccoidea, dentro del suborden Sternorrhyncha del orden Hemiptera (tabla 1).

Tabla 1.
Encuadre taxonómico de *Dysmicoccus grassii* Leonardi.

Rango	Nombre
Reino	Animalia
Filo	Arthropoda
Clase	Insecta
Orden	Hemiptera
Suborden	Sternorrhyncha
Superfamilia	Coccoidea
Familia	Pseudococcidae
Género	<i>Dysmicoccus</i>
Especie	<i>Dysmicoccus grassii</i> (Leonardi, 1913)

Las sinonimias de la especie son *Pseudococcus grassii* Leonardi (1913) y *Dysmicoccus alazon* Williams (1960).

2.2 Descripción y reconocimiento de la especie

Pérez-Guerra et al. (1984) realizan una descripción detallada de todos los estadios de las hembras y los machos de esta especie.

Puesta y huevos

Los huevos que ponen las hembras de *D. grassii* van envueltos en cera algodonosa de color blanco, formando un saco ovígero, más largo y tan ancho como ella. Presentan forma ovalada y tamaño de 290 a 300 μ de longitud, por 180 a 200 μ de ancho (fig. 2a).

En condiciones de laboratorio y dependiendo de su edad, cada hembra pone diariamente del orden de 1 a 10 huevos, pudiéndose contar en un ovisaco, por lo general, de 200 a 350

huevos. Son de color amarillo pálido pero a medida que pasan los días, van adquiriendo un color más oscuro y cuando la larva está a punto de eclosionar se pueden observar los ojos de la misma a través de la membrana del huevo (Pérez-Guerra et al., 1984).

Dentro de un ovisaco nos podemos encontrar con huevos recién puestos, otros a punto de eclosionar o madurando y larvas en primer estadio que nacen y permanecen allí hasta un par de días, para luego salir con una cierta cantidad de cera protectora (Pérez-Guerra et al., 1984).

Estadios ninfales de la hembra

Primer estadio ninfal (fig. 2b): El color del cuerpo es amarillo-rosado. La longitud es de 532,5 μ y el ancho de 262 μ , el contorno es elíptico siendo más ancho en la parte anterior. El borde anterior es redondeado y el posterior bilobulado. La anchura máxima se halla entre las inserciones del primer y segundo par de patas.

Las antenas presentan seis artejos de inserción fronto-ventral, y su longitud total en este estadio es de 166,5 μ .

Los ojos de color negro están muy próximos a las antenas, son hemisféricos y convexos. Patas de conformación normal, de 204,5 μ de longitud, con el fémur grueso y el tarso de mayor longitud que la tibia e igual o algo más corto que el fémur; está provisto de una uña fina pequeña, de ápice encorvado, de 11,6 μ de longitud, con digitulas bien visibles, que sobrepasan a la uña en su longitud (Pérez-Guerra et al., 1984).

Segundo estadio ninfal (fig. 2c): Longitud del cuerpo de 835 μ y 371 μ de ancho, las antenas tienen seis artejos y 238 μ de longitud; su forma es básicamente la del primer estadio pero más desarrollada. Las patas tienen una longitud de 316,5 μ y la uña en este estadio es de 18,5 μ . El anillo anal también está más desarrollado que en el estadio precedente y las longitudes de sus pelos son: dos de 75,5 μ , dos de 69 μ y dos de 63 μ .

En el tegumento los poros triloculares son más numerosos, pero su diámetro es el mismo que en el estadio anterior. Los

cerarios, en número de diecisiete, se hallan mejor conformados y presentan una o dos espinas gruesas y cónicas, pelos auxiliares y un grupo de cuatro o cinco poros triloculares (Pérez-Guerra et al., 1984).

Tercer estadio ninfal (fig. 2d): La longitud del cuerpo es de 1428 μ y el ancho 905 μ . Las antenas presentan siete artejos y son de 309,5 μ de longitud. Todos ellos llevan pelos, más abundantes en el séptimo, sobre todo en su ápice.

Patas de conformación normal y de 461 μ de longitud; la uña fina, pequeña y de 23,2 μ de longitud. Lóbulos anales bien marcados, con pelos largos.

Tegumento con numerosos poros triloculares de diámetro constante. Los cerarios en número de diecisiete ya están bien conformados y presentan dos o tres espinas gruesas, tres o cuatro pelos auxiliares y de diez a doce poros triloculares. Los espiráculos se hallan situados igual que en el estadio anterior (Pérez-Guerra et al., 1984).

Hembra adulta

Presenta un cuerpo de contorno elíptico, ligeramente convexo, de 2397 μ de longitud por 1612 μ de ancho. El cuerpo de aspecto neoténico está cubierto de polvo céreo blanco y presenta a cada lado diecisiete filamentos de cera más o menos gruesos. Presenta un par de ojos simples de color negro. Antenas de ocho artejos, de 847 μ de longitud.

Patas robustas, bastante largas y finas, de 928 μ de longitud. El fémur y la tibia del tercer par de patas presentan numerosos poros traslúcidos. Las uñas miden unas 30,2 μ y llevan dos digítulas que las sobrepasan (Pérez-Guerra et al., 1984).

Cerarios marginales bien conformados, en número de diecisiete a cada lado, formados por una cantidad variable de poros triloculares (fig. 2e).



Figura 2.
a) Ovisaco abierto mostrando los huevos,
b-d) ninfas de primer a tercer estadio y **e)**
 hembra adulta de *D. grassii* (Ramos-Cordero, C).

Estadios ninfales del macho

Primer y segundo estadio ninfal (fig. 2b y 2c): Estos dos estadios no están aún diferenciados para ambos sexos por lo que sus descripciones coinciden con las de los correspondientes estadios de la hembra (Pérez-Guerra et al., 1984).

Tercer estadio ninfal (fig. 3a): A diferencia de la hembra, el cuerpo del macho en este estadio es más alargado, de color gris oscuro y apenas recubierto de cera, con unos pocos filamentos laterales al final del abdomen. Es a partir de este momento cuando ambos sexos se pueden diferenciar, incluso a simple vista.

Al cabo de unos dos días de mudar, la N_3 busca un lugar seguro y protegido y empieza a formar el pupario a base de cera algodonosa, hasta quedar totalmente cubierto, tardando en construirlo unos dos días. Este tiene forma alargada y a la lupa binocular se puede ver la larva en su interior (fig. 3b). La duración total del tercer estadio es de unos 7 días, al cabo de los cuales la N_3 muda a pupa, quedando la exuvia en el exterior del pupario (Pérez-Guerra et al., 1984).

Cuarto estadio o pupa (fig. 3c): Durante su desarrollo, la pupa del macho sufre una serie de transformaciones que dan lugar al macho adulto. Su característica más llamativa es la de presentar los primordios alares encerrados en unas especies de bolsas laterales.

Al cabo de unos 17 días ha completado su desarrollo y ya como adulto rompe el pupario por uno de sus extremos, saliendo al exterior (Pérez-Guerra et al., 1984).

Macho adulto

Presenta el cuerpo diferenciado en cabeza, tórax y abdomen, con contorno estilizado, patas robustas y alas bien desarrolladas. Longitud total del cuerpo 1107,5 μ con valores que oscilan entre 761,6 μ y 1416,1 μ .

La anchura máxima del cuerpo se alcanza en el tórax, con 285,8 oscilando entre 169,2 μ y 380 μ . La longitud del cuerpo no incluye a los pelos anales, los cuales en número de cuatro se sitúan a los lados de la genitalia y se dirigen hacia atrás, confiriéndole al insecto un aspecto alargado y rematado por estos cuatro largos pelos, generalmente distinguibles en dos grupos de dos y de longitud algo inferior a la mitad de la longitud total del cuerpo.

El cuerpo se haya totalmente recubierto de cera, aunque no en tanta cantidad como en la hembra, por lo que se puede distinguir a través de ésta, su color gris-amarillento (fig. 3d).

La cabeza es más ancha que larga. Carece de aparato bucal y posee tres pares de ojos simples, dos dorsales, dos ventrales y otros dos ventro-laterales.



Figura 3.

a) Ninfa de tercer estadio formando el pupario **b)** puparios de macho, **c)** pupa y **d)** macho de *D. grassii* (Ramos-Cordero, C.).

Antenas de diez artejos, de 567,4 μ de longitud total. Entre la cabeza y el tórax se observa una porción más estrecha que éste y de escasa consistencia, a continuación de la cual comienza el tórax con partes esclerificadas.

Los tres pares de patas son robustas, de tamaño aproximadamente igual entre sí, más largas que la mitad de la longitud del cuerpo. El tarso está rematado por una uña fuerte y afilada (Pérez-Guerra et al., 1984).

Alas de 951,1 μ de largo y la anchura de las mismas es de 406,4 μ . Abdomen alargado y progresivamente afilado hacia atrás, casi tan ancho como el tórax aunque tiende a arrugarse y contraerse, debido a su escasa consistencia.

La pilosidad, excepto en las antenas y patas es escasa. En la cabeza posee una banda mediana longitudinal que va de un extremo a otro de la misma, con los pelos dirigidos hacia atrás.

Las antenas poseen numerosos pelos largos en todos los artejos, dirigidos hacia un extremo distal y más numerosos y largos en el primero, segundo y último artejos. Las patas poseen una pilosidad abundante, repartida por toda su superficie. En el extremo distal de las tibias y en su cara interna presentan de 3 a 4 pelos más gruesos con forma de espina. En el resto del cuerpo posee escasos pelos, repartidos en el tórax y abdomen siendo en el primero en donde con menor frecuencia se encuentran (Pérez-Guerra et al., 1984).

2.3 Origen y distribución geográfica

Williams (1960) sostiene que *D. grassii* es de origen americano y de aquí se repartió por el comercio al resto del mundo (Williams y Granara de Willink, 1992). La introducción en Canarias de esta plaga fue temprana pues se conocen datos desde principios del siglo pasado (Marchal, 1906), por lo cual se podría sugerir que pudo ser introducida conjuntamente con la platanera desde el continente asiático (Pérez-Guerra, 1983).

En la actualidad, *D. grassii* es una especie cosmopolita presente en 22 países: Bahamas, Belize, Brasil, Colombia, Costa Rica, Cuba, República Dominicana, Ecuador, Francia, Haití, Honduras, Italia, Islas Canarias, Malasia, México, Nigeria, Panamá, Perú, Puerto Rico, Sicilia, Trinidad y Florida (García-Morales et al., 2016) (fig. 4).



Figura 4. Distribución geográfica mundial de *D. grassii* (Ramos-Cordero, C.).

En Canarias está distribuida en todas las islas en las que se cultiva platanera según recoge De la Paz (2005) (fig. 5).



Figura 5.
Distribución de *D. grassii* en Canarias (De la Paz, 2005).

2.4 Biología y ecología

En 1984, Pérez-Guerra et al. realizan por primera vez algunas experiencias sencillas para conocer el ciclo biológico de la especie. Se observó que la duración del ciclo biológico era de 44 días (con oscilaciones entre 42 y 46 días) bajo unas condiciones de temperatura de 26 °C y humedad del 60 %. De esto deducen que pueden llegar hasta las 8 generaciones anuales, si bien, durante el verano la velocidad de crecimiento es mayor, y por tanto, menor la duración del ciclo. A partir del huevo se suceden 3 períodos ninfales en las hembras y 4 en el macho (fig. 6).

Según Pérez-Guerra et al. 1984, los diferentes estadios de las hembras en las condiciones descritas, duraron:

H-L1 (7 días)	L1-L2 (14 días)	L2-L3 (12 días)	L3-Adulto (11 días)
Hembras: 44 días de huevo a adulto			

Para los machos la duración fue la siguiente:

H-L1 (7 días)	L1-L2 (14 días)	L2-L3 (2 días)	L3-Pupa (11 días)	Pupa-Adulto (19 días)
Machos: 49 días de huevo a adulto				

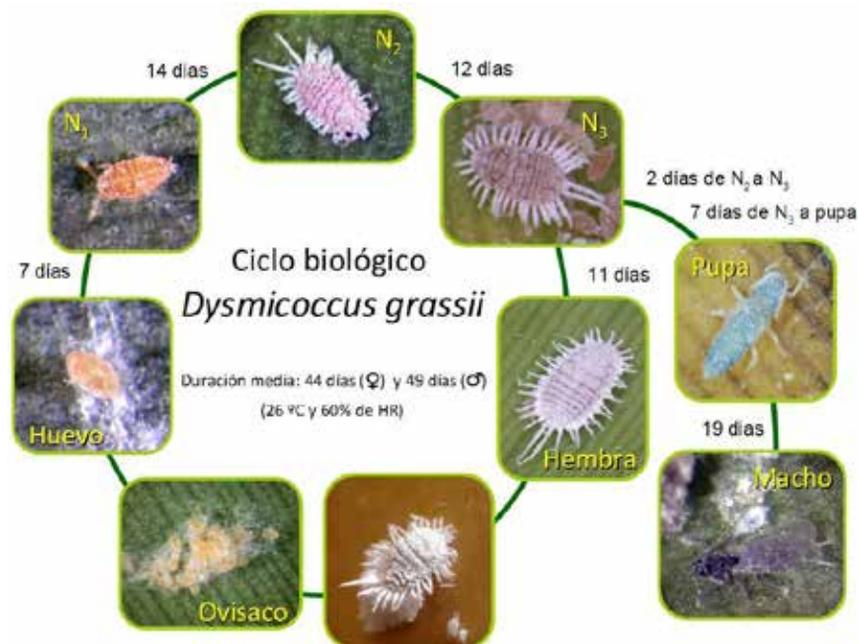


Figura 6. Ciclo biológico de *D. grassii* (modificado de Pérez-Guerra, 1983).

De la Paz (2005) hizo un estudio del ciclo biológico de *D. grassii* a 20 °C y a 25 °C, observándose diferencias significativas en la proporción de sexos, en la duración de los distintos estadios ninfales del desarrollo post-embrionario de machos y hembras a las diferentes temperaturas; y una mayor longevidad y mortandad a 25 °C. En su trabajo también investigó el número de huevos depositados por la hembra a 25 °C, obteniendo un resultado de 100-150 huevos a lo largo de la vida y consiguiendo una aproximación al ciclo biológico de *D. grassii* en invernadero que resultó ser de una duración de 49 días.

Estos estudios, realizados en el Dpto. de Protección Vegetal del ICIA, sobre el ciclo biológico de *D. grassii* a 25 °C y 60 ± 10 % de HR revelan que de 100 individuos ensayados, sólo 44 completaron el ciclo, resultando 24 hembras y 20 machos, suponiendo un sex-ratio de 1:0,83. El tiempo de desarrollo medio desde huevo hasta adulto fue de 28,08 ± 1,05 días para las hembras y de 32,60 ± 0,97 días para los machos (tabla 2). La longevidad media de las hembras fue de 57,04 ± 7,42 días y de 1,90 ± 0,07 para los machos.

Tabla 2.

Duración del ciclo biológico de *D. grassii* en platanera (25 °C, 60 ± 10 % HR).

Estadio	N	Duración en días (Media ± Error estándar)			Rango
		Total	Hembra	Macho	
Huevo	44	2,52 ± 0,13	2,79 ± 0,21	2,2 ± 0,09	[2 - 6]
N ₁	44	5,68 ± 0,39	5,79 ± 0,66	5,55 ± 0,34	[3 - 18]
N ₂	44	12,5 ± 0,7	12,5 ± 1,13	12,5 ± 0,76	[4 - 27]
N ₃	24	--	6 ± 0,54	--	[3 - 13]
Pupa	20	--	--	11,35 ± 0,48	[9 - 16]
Huevo-Adulto	44	30,14 ± 0,79	28,08 ± 1,05	32,6 ± 0,97	[18 - 46]

2.5 Monitoreo y localización de *Dysmicoccus grassii* en la platanera

Durante muchos años el monitoreo de *D. grassii* en platanera se ha llevado a cabo siguiendo la metodología propuesta por Lorenzo-Fernández et al. (2001), según la cual debía realizarse inspecciones visuales en 30 plantas fijas de una parcela, con una periodicidad semanal. Para detectar los focos los órganos más representativos a muestrear eran el pseudotallo tras bajar la última garepa, los peciolos y el lateral del racimo que forma un plano con el observador. Recomendaban realizar un tratamiento cuando hubiese presencia de seis o más hembras adultas en la última garepa del pseudotallo.

Actualmente, se siguen las recomendaciones recogidas en la Guía de Gestión Integrada de Plagas para platanera del MAPAMA (MAPAMA, 2016). El seguimiento de la cochinilla debe llevarse a cabo con una periodicidad semanal, realizando inspecciones visuales en el 1 % del total de plantas de la parcela, no siendo este número inferior a 10. Para detectar los posibles focos se recomienda la inspección visual observando la presencia en el envés de las hojas del hijo, el racimo, los peciolos y en el pseudotallo tras bajar la última garepa. Las plantas a muestrear se elegirán a lo largo de toda la superficie y cubriendo todas las direcciones, con especial atención a los bordes de la parcela. Se recomienda tomar medidas de control desde que se detecte su presencia en más del 15 % de las plantas o en alguna de las piñas de las plantas de seguimiento.

La cochinilla algodonosa puede penetrar en la planta por dos vías: mediante el transporte de las hormigas o bien por el ascenso de ellos mismos desde el suelo. Una vez la cochinilla alcanza la planta suelen refugiarse en sitios seguros y oscuros, que suelen coincidir con los de gran humedad, favoreciendo así su desarrollo, aparte de superar mejor las dificultades climáticas.

Su posición en la platanera, como ya nos indicó MacDougall (1926), suele ser en las vainas de las hojas (fig. 7a), ocultas en los racimos de frutas y raquis de los mismos (fig. 7b), en el nervio central de las hojas (con más abundancia en el envés) (fig. 7c), en las hojas jóvenes y en el pseudotallo, tanto en las estrías del mismo como debajo de éstos cuando están secos (fig. 7d) y en la hijería (fig. 7e).

A partir de la puesta de huevos, las larvas de primer estadio van a ir infestando las otras partes de la planta (hojas nuevas y ápices de las hojas donde se halla su madre). A medida que van mudando y pasando de un estado larvario a otro, se van fijando con preferencia en el nervio de la hoja central ya madura. Así, según este proceso, la población va invadiendo toda la planta.

Los puparios machos de *D. grassii* se disponen en la planta en el envés de las hojas, alrededor del nervio central y muy rara vez en el haz de las mismas.



Figura 7. Ataque de *D. grassii* en: a) peciolo de la hoja, b) en el fruto, c) en el nervio central de la hoja, d) en la garepa, e) en la hijería y f) entre los dedos de las piñas de platanera (Ramos-Cordero C. y Hdez-Suárez, E.).

2.6 Incidencia y daños en la platanera

Los primeros individuos aparecen en primavera, comenzando en este momento el ciclo reproductivo que se prolonga hasta finales de verano y principios de otoño (Perera y Molina, 2002).

El primer síntoma de ataque es la presencia de manchas amarillas en las hojas maduras, aunque parece ser que la absorción de savia por medio de su estilete bucal, aparentemente, no causa un daño importante en la planta.

Sin embargo, este ataque directo, según Vilardebo (1962), si puede causar daños graves en el fruto. Se ha comprobado que los frutos infestados por *D. grassii*, presentan manchas amarillentas retrasándose su llenado. Por este motivo, no alcanzan el peso necesario para su comercialización en la época adecuada, produciéndose una depreciación comercial del producto, tan importante como haya sido el ataque de la cochinilla (Perera y Molina, 2002).

Uno de los daños indirectos más importantes es el producido por la secreción de melaza, que sirve de sustrato para el desarrollo de hongos como la “negrilla” o “fumagina” (fig. 8), la aparición de este hongo sobre las hojas y racimos reducen la capacidad fotosintética provocando la depreciación de la fruta que no sirve para exportación. Además cabe destacar que el fruto se desprecia tanto por la presencia de los hongos como por la presencia y acción de la propia cochinilla, ocasionando numerosas pérdidas económicas por los gastos de limpieza de las piñas (Perera y Molina, 2002).



Figura 8.
Daños producidos por *D. grassii*: **a)** melaza y **b)** negrilla (Ramos-Cordero, C.).

Déniz-Segura (2008) realizó un estudio para determinar la influencia de diferentes cultivares de platanera, tanto locales como comerciales, en la infestación por *D. grassii*. Los cultivares evaluados fueron: Pequeña enana (Ricasa, Brier, Gruesa, Palmerita y Laja) y Gran enana. No se observaron diferencias significativas en la

incidencia de la plaga entre los distintos cultivares de platanera ensayados, aunque si una mayor tendencia a infestar el cultivar Gran Enana (fig. 9).

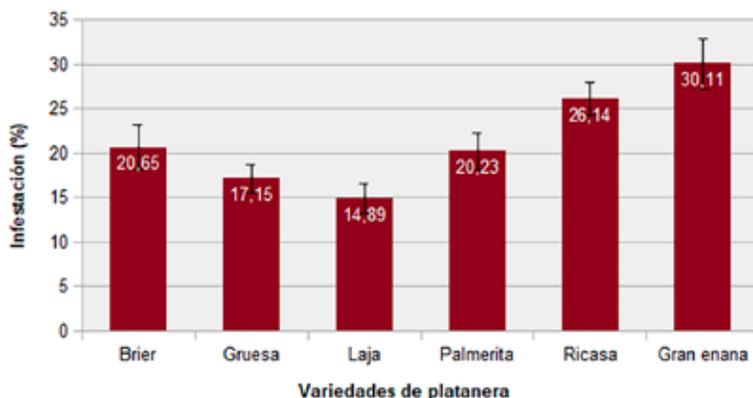


Figura 9. Infestación (Media \pm E.S.) de *D. grassii* sobre los diferentes cultivares de platanera ensayados.

2.7 Plantas hospedantes

Dysmicoccus grassii ataca a un gran número de especies botánicas pertenecientes a 23 familias, tal y como se recoge en la tabla 3.

Tabla 3. Plantas hospedantes de *Dysmicoccus grassii* (García-Morales et al., 2016).

Familia	Género	Especie	Referencia
Anacardiaceae	<i>Mangifera</i>	<i>indica</i>	(Carnero y Pérez-Guerra, 1986), (Ben-Dov, 1994)
Annonaceae	<i>Annona</i>	<i>squamosa</i>	(Williams y Granara de Willink, 1992), (Ben-Dov, 1994)
Asparagaceae	<i>Asparagus</i>		(Williams y Granara de Willink, 1992), (Ben-Dov, 1994)
	<i>Dasyllirion</i>	<i>longissimum</i>	(Williams y Granara de Willink, 1992), (Ben-Dov, 1994)
Asteraceae	<i>Ageratina</i>	<i>altissima</i>	(Williams y Granara de Willink, 1992), (Ben-Dov, 1994)
Bignoniaceae	<i>Crescentia</i>	<i>cujete</i>	(Williams y Granara de Willink, 1992), (Ben-Dov, 1994)

Bromeliaceae	<i>Ananas</i>	<i>comosus</i>	(Williams y Granara de Willink, 1992), (Ben-Dov, 1994)
Caricaceae	<i>Carica</i>	<i>papaya</i>	(Culik et al., 2006)
Combretaceae	<i>Terminalia</i>	<i>catappa</i>	(Williams y Granara de Willink, 1992), (Ben-Dov, 1994)
Cucurbitaceae	<i>Sechium</i>	<i>edule</i>	(Williams y Granara de Willink, 1992), (Ben-Dov, 1994)
Euphorbiaceae	<i>Codiaeum</i>		(Williams y Granara de Willink, 1992), (Ben-Dov, 1994)
Fabaceae	<i>Acacia</i>		(Williams y Granara de Willink, 1992), (Ben-Dov, 1994)
	<i>Andira</i>	<i>inermis</i>	(Williams y Granara de Willink, 1992), (Ben-Dov, 1994)
	<i>Lysiloma</i>	<i>latisiliquum</i>	(Miller y Miller, 2002)
Lamiaceae	<i>Tectona</i>	<i>grandis</i>	(Williams y Granara de Willink, 1992), (Ben-Dov, 1994)
Lauraceae	<i>Persea</i>		(Williams y Granara de Willink, 1992), (Ben-Dov, 1994)
Lythraceae	<i>Punica</i>	<i>granatum</i>	(Williams y Granara de Willink, 1992), (Ben-Dov, 1994)
Malvaceae	<i>Theobroma</i>	<i>cacao</i>	(Williams y Granara de Willink, 1992), (Ben-Dov, 1994)
Melastomataceae	<i>Melastoma</i>		(Williams, 2004)
Moraceae	<i>Artocarpus</i>		(Williams y Granara de Willink, 1992), (Ben-Dov, 1994)
	<i>Ficus</i>		(Miller y Miller, 2002)
	<i>Ficus</i>	<i>benjamina</i>	(Gill, 1993)
Musaceae	<i>Musa</i>		(Matile-Ferrero y Williams, 1996)
	<i>Musa</i>	<i>acuminata</i>	(Carnero y Pérez-Guerra, 1986), (Ben-Dov, 1994)
	<i>Musa</i>	<i>sapientum</i>	(Marotta, 1987), (Ben-Dov, 1994)
Myrtaceae	<i>Callistemon</i>	<i>citrinus</i>	(Miller y Miller, 2002)
Passifloraceae	<i>Passiflora</i>	<i>edulis</i>	(Carnero y Pérez-Guerra, 1986), (Williams y Granara de Willink, 1992), (Ben-Dov, 1994)
Polygonaceae	<i>Coccoloba</i>		(Miller y Miller, 2002)
	<i>Coccoloba</i>	<i>uvifera</i>	(Williams y Granara de Willink, 1992), (Ben-Dov, 1994)
Rhizophoraceae	<i>Rhizophora</i>		(Miller y Miller, 2002)
	<i>Rhizophora</i>	<i>mangle</i>	(Miller y Miller, 2002)
Rubiaceae	<i>Coffea</i>	<i>arabica</i>	(Williams y Granara de Willink, 1992), (Ben-Dov, 1994)

En Canarias se cita para las especies que figuran en la tabla 4.

Tabla 4.
Plantas hospedantes de *D. grassii* en Canarias (Pérez y Carnero, 1987).

Familia	Nombre científico
Musaceae	<i>Musa acuminata</i> Colla
Euphorbiaceae	<i>Ricinus communis</i> L.
Cactaceae	<i>Opuntia ficus-indica</i> Millar
Moraceae	<i>Ficus carica</i> L.
Malvaceae	<i>Hibiscus rosa-sinensis</i> L.
Apocinaceae	<i>Nerium oleander</i> L.
Passifloraceae	<i>Passiflora edulis</i> Sims
Anacardiaceae	<i>Mangifera indica</i> L.
Lauraceae	<i>Persea americana</i> Mill

2.8 Modo de dispersión

Según Tanwar et al. (2010) las formas de dispersión de esta cochinilla son:

- Las plantas sanas pueden ser infestadas a través de los primeros estadios ninfales de cochinilla procedentes de plantas infestadas.

- Las pequeñas ninfas de primer estadio pueden conseguir fácilmente ser dispersadas por el viento, la lluvia, el agua de riego, las aves, las hormigas, la ropa, vehículos, etc.

- La cera presente en cada ovisaco, también facilita una dispersión pasiva por la maquinaria, los animales o los seres humanos.

- La hembra de cochinilla no puede volar y son los operarios los que facilitan en gran medida el transporte de las mismas.

- Los transportes de frutas infestadas dentro de una plantación facilitan la dispersión desde un extremo de la finca al otro, o incluso entre fincas.

- Las hormigas, atraídas por la melaza, transportan a las cochinillas de una planta a la otra.

2.9 Asociación hormiga-cochinilla

El mutualismo de la cochinilla y la hormiga tiene un papel importante y complejo en el control de esta plaga. Las hormigas se alimentan de la melaza y a cambio proporcionan protección contra depredadores y parasitoides, transportándolos a nuevas áreas y limpiando el exceso de melaza, que puede matar a las ninfas de la cochinilla (McKenzie, 1967; Franco et al., 2004) (fig. 10). Varios estudios han demostrado que el control de las hormigas o su exclusión por barreras físicas aumenta la acción de los enemigos naturales y mejora el control biológico (Nechols y Seibert, 1985; Mgocheki y Addison, 2010).



Figura 10.
Presencia de hormigas atendiendo colonia de *D. grassii* (Ramos-Cordero, C.).

Velázquez-Hernández et al. (2015) realizaron una prospección en 19 parcelas comerciales de platanera ubicadas en las islas de La Palma, Tenerife y Gran Canaria, identificando seis especies diferentes de hormigas asociadas a *D. grassii*: en Tenerife (*Paratrechina jaegerskioeldi* Mayr y *Pheidole megacephala* Fabricius), en Gran Canaria (*Paratrechina jaegerskioeldi* Mayr, *Paratrechina longicornis* Latreille, *Pheidole megacephala* Fabricius, *Camponotus feai* Emery y *Messor hesperius* Santschi) y en La Palma (*Paratrechina longicornis* Latreille y *Linepithema humile* Mayr).

Una de las especies identificadas en este estudio fue la hormiga argentina (*Linepithema humile* Mayr) aunque no fue la

especie más abundante en la prospección. La especie de hormiga que se recolectó en mayor número en esta prospección fue *Pheidole megacephala* F. (tabla 5), considerada como extremadamente invasora.

Tabla 5.

Abundancia relativa y frecuencia de las especies de hormigas identificadas.

Especie	M	N	Isla
<i>Camponotus feai</i> (Emery, 1882)	1	2	1
<i>Linepithema humile</i> (Mayr, 1868)	1	2	1
<i>Messor hesperius</i> (Santschi, 1927)	1	4	1
<i>Paratrechina jaegerskioeldi</i> (Mays, 1904)	8	16	2
<i>Paratrechina longicornis</i> (Latreille, 1802)	2	7	2
<i>Pheidole megacephala</i> (Fabricius, 1793)	10	53	2
Total:	23	84	3

M: número de muestras en las que aparece la especie.

N: número de individuos identificados.

Isla: número de islas en las que se ha recolectado la especie

2.10 Cría de *Dysmicoccus grassii*

El método de cría descrito en este apartado se corresponde al llevado a cabo en los insectarios de Silla y Almazora, pertenecientes a la Conselleria de Agricultura de la Generalitat Valenciana, adaptado para *D. grassii* en base a las experiencias realizadas en el Dpto. de Protección Vegetal del ICIA.

Para iniciar una cría pura de *D. grassii* debemos confirmar que se trata de esta especie y no otra, evitando así contaminaciones.

La cría de *D. grassii* se lleva a cabo sobre un sustrato alternativo, recomendando el empleo de calabaza de la variedad cacahuete, las cuales se caracterizan por presentar forma de botella, cubierta lisa y tamaño adecuado para su uso en insectarios.

Las calabazas deben cosecharse en estado maduro evitando crear heridas en la piel, de esta forma dará la postcosecha más larga. El almacenamiento puede realizarse en un sitio fresco

y ventilado (fig. 11a), aunque se corre peligro por ataque de roedores. Lo más conveniente es almacenar las calabazas en cámaras de conservación, evitando el contacto entre calabazas lo que fomentaría las pudriciones (fig. 11b); de esta forma pueden conservarse hasta 6 meses debido a su bajo contenido en agua.



Figura 11.

Área de almacenaje de las calabazas: **a)** en sitio fresco y ventilado y **b)** en cámara de conservación (Hdez-Suárez, E.).

Una vez fuera de la cámara de conservación el primer paso es dejar atemperar las calabazas antes de su uso. Seguidamente se debe realizar: a) un cepillado usando un cepillo de cerdas suaves para intentar eliminar la suciedad y posibles insectos adheridos a la superficie, b) aplicar un lavado con agua y lejía al 5 % y c) el secado al aire de las calabazas.

Las salas de cría deben estar climatizadas y revestidas de un material de fácil limpieza. La cría de *D. grassii* se llevará a cabo a 22 ± 2 °C y bajo total oscuridad. En la sala se colocarán estanterías de material inoxidable cuyos estantes sean de mallazo (fig. 12a) para permitir la aireación y evitar las pudriciones de las calabazas; así como para facilitar el “goteo” de las ninfas de primer estadio (crawler) hacia la parte baja de la estantería, buscando la oscuridad. Debemos generar un área de total oscuridad bajo el último estante de la estantería usando, por ejemplo, un plástico negro de cierto espesor (fig. 12c). Debemos colocar además, una plataforma que

sobresalga del ancho de la estantería a modo de colector de ninfas de primer estadio que lleguen hasta allí por “goteo” desde la parte alta de la estantería (fig. 12d).

La infestación de las calabazas se realizará con ninfas de primer estadio de *D. grassii*, y para ello se pueden usar varios métodos de recolección: caja de recolección, barrido de las salas de cría y barrido de calabazas infestadas, siendo éste último una forma cómoda de recolectar ninfas en cantidad elevada.

Se realiza un barrido con brocha de pintor del total de cochinilla presente en una calabaza. Este contenido se recolecta en un recipiente y se hace pasar por una batería de tamices que permita filtrar los diferentes estadios de cochinilla. En el tamiz más fino se recolectan las ninfas de primer estadio en cantidad suficiente para infestar nuevas calabazas.

La cantidad de ninfas de primer estadio de *D. grassii* que ocupa el volumen de 1 ml (volumen de un eppendorf) será la empleada para infestar una calabaza. Para ello, primero pulverizamos ligeramente la calabaza con agua destilada y depositamos suavemente el contenido del eppendorf sobre la parte alta de la calabaza, como si estuviésemos realizando el salado de la misma (fig. 12b).

Las calabazas una vez infestadas se codifican y colocan en la sala de cría de forma individual y bajo total oscuridad sobre un soporte que permita su manipulación (fig. 12a).

Transcurridos 28 días tras la infestación de las calabazas, las hembras de cochinilla habrán alcanzado su madurez y después de ser fecundadas por los machos comenzarán con la puesta de huevos, momento en el que se podrían utilizar como sustrato para cría de depredadores o parasitoides (fig. e y f).



Figura 12.

a) Estanterías con estantes de mallazo y soportes de madera para las calabazas, **b)** salado de las calabazas con ninfas de primer estadio de *D. grassii*, **c)** oscurecimiento de la parte baja de la estantería mediante un plástico negro para recolectar ninfas de primer estadio de *D. grassii*, **d)** migración de las ninfas de primer estadio hacia la parte baja de la estantería en busca de la oscuridad, **e)** jaulas para la reproducción de coccinélidos y **f)** evolucionarios para la reproducción de parasitoides.

Gestión integrada de *Dysmicoccus* *grassii*



■ 3. Gestión integrada de *Dysmicoccus grassii*

Se han realizado numerosos trabajos para implementar la gestión integrada de *D. grassii* en platanera, abarcando cada uno de los componentes de la GIP, y probando diferentes medidas de control.

3.1 Identificación

3.1.1 ¿Cómo identificar a *Dysmicoccus grassii*?

Dysmicoccus Ferris está representado actualmente por 124 especies, distribuidas en todas las áreas zoogeográficas (Ben-Dov et al., 2005). En Canarias hay dos especies de *Dysmicoccus*: *D. grassii* y *D. brevipes*. *D. brevipes* (Cockerell) es conocida como “cochinilla del ananá”, es muy polífaga y cosmopolita, y afecta además de a la piña tropical, el café y la caña de azúcar y es transmisora de virosis al ananá y al cacao (Nickel et al., 2000).

A nivel microscópico *D. grassii* (fig. 13b) se puede separar de *D. brevipes* (fig. 13d) al presentar conductos tubulares en el margen del torax, mientras que *D. brevipes* no los tiene (Granara de Willink, 2009).

Dysmicoccus grassii (fig. 13b) posee 17 pares de cerarios formados en su mayoría por dos setas cónicas, excepto algunos del tórax y cabeza con tres. Dos pares de ostíolos. Anillo anal con poros y tres pares de setas. Poros triloculares y setas cortas de aproximadamente similar longitud. Antenas con ocho segmentos. Patas largas y delgadas con poros translúcidos en fémur y tibia. Poros triloculares presentes, los multiloculares se encuentran en la zona media del abdomen, en ambos márgenes de los segmentos hasta el V y en el margen posterior hasta el III. Conductos tubulares con collar oral de dos tamaños: los menores en la zona media del abdomen y escasos en el tórax, los de mayor tamaño en el margen del abdomen y del tórax, con un grupo numeroso próximo al cerario 6 y en la zona frontal. Círculo con línea intersegmental entre los segmentos III y IV. Ojos con poros translúcidos (Williams y Granara de Willink, 1992).

Dysmicoccus brevipes (fig. 13d) posee 17 pares de cerarios, el anal con dos setas cónicas y setas auxiliares, los restantes con dos a cuatro setas cónicas. Antenas con ocho segmentos. Ostíolos, dos pares. Poros triloculares dispersos; los discoidales granulados, con mayor diámetro que los triloculares, dispersos y en grupos en la zona media de los últimos segmentos abdominales; setas dorsales normalmente flageladas fuertes, las de mayor longitud, en la zona media de los segmentos VII y VIII. Anillo anal con seis setas y dos vueltas de poros. Superficie ventral con poros triloculares y discoidales granulados, dispersos y los discoidales, próximos a los ojos. Patas con poros translúcidos en fémur y tibia posteriores. Conductos tubulares de un solo tamaño, se distribuyen en el abdomen desde el segmento IV hasta el último segmento abdominal y en la zona frontal entre las antenas; poros multiloculares alrededor de la vulva y hasta el segmento VI. Círculo subcuadrado con línea intersegmental entre los segmentos III y IV (Williams y Granara de Willink, 1992).

A nivel macroscópico, *D. grassii* (fig. 13a) posee filamentos anales cortos, no presenta líneas dorsales claras, el ovisaco se sitúa bajo el cuerpo y hay presencia de machos en las poblaciones. Ambas especies poseen 17 pares de cerarios laterales pero en el caso de *D. grassii* los filamentos anales son más largos que en *D. brevipes* (fig. 13c), midiendo $1/8$ parte de la longitud total del cuerpo.

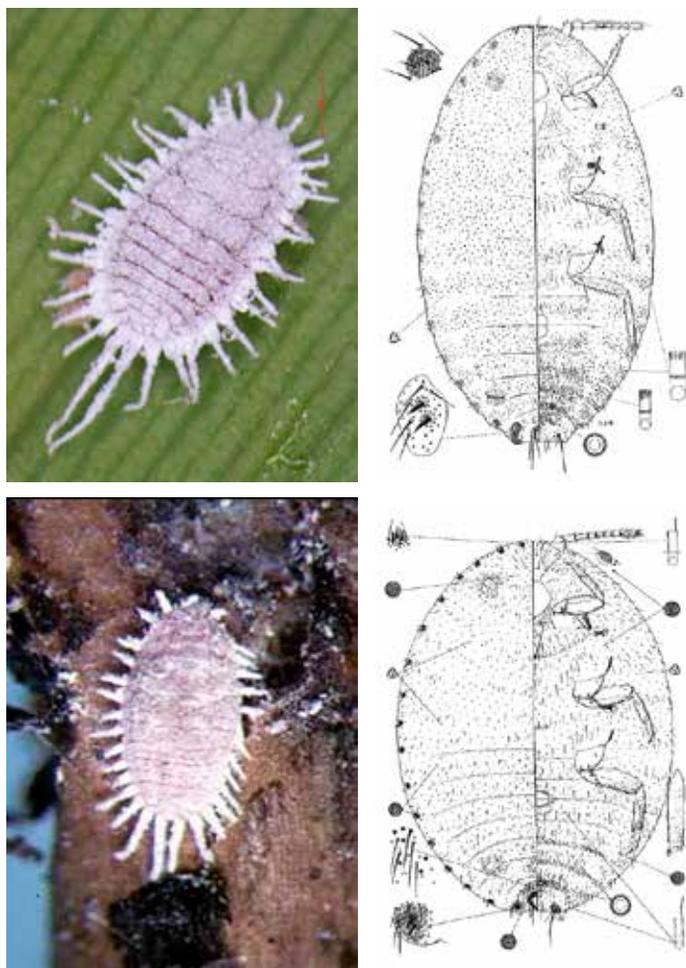


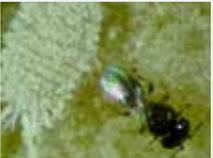
Figura 13.
 Hembra de **a y b)** *D. grassii* (imagen C. Ramos; dibujo tomado de Williams) y **c y d)** *D. brevipes* (imagen tomada de Gill, R.J.; dibujo tomado de McKenzie)

3.1.2 Identificación de sus enemigos naturales

Es necesaria la identificación de los enemigos naturales de la plaga que se encuentran presentes en el cultivo. Se han encontrado numerosos enemigos naturales de *D. grassii* en los diferentes muestreos realizados en los cultivos de platanera de las islas (tabla 6).

Tabla 6.

Organismos de control biológico de *D. grassii* sobre platanera citados en Canarias

Acción	Organismo de control biológico		
	(Orden: Familia)	Tipo*	
Depredador	<i>Cryptolaemus montrouzieri</i> (Mulsant, 1853) (Coleoptera: Coccinellidae)	IS	
	<i>Nephus peyerimhoffi</i> (Sicard, 1923) (Coleoptera: Coccinellidae)	N	
	<i>Dicrodiplosis guatemalensis</i> (Felt, 1938) (Diptera: Cecidomyiidae)	IP	
	<i>Cryptamorpha desjardinsi</i> (Guérin-Méneville, 1844) (Coleoptera: Silvanidae)	IS	
Parasitoide	<i>Allotropa musae</i> (Bull, 1860) (Hymenoptera: Platygasteridae)	IP	
	<i>Acerophagus angustifrons</i> (Gahan, 1946) (Hymenoptera: Encyrtidae)	N	
	<i>Acerophagus artelles</i> (Guerrieri y Noyes, 2011) (Hymenoptera: Encyrtidae)	N	

* IS: Introducido seguro, IP: Introducido probable y N: Nativo (Arechavaleta et al., 2010).

Cryptolaemus montrouzieri (Mulsant, 1853)

Taxonomía	Clase: Insecta Orden: Coleoptera Familia: Coccinellidae Latreille, 1807 Subfamilia: Scymninae Mulsant, 1846 Género: <i>Cryptolaemus</i> Mulsant, 1853 Especie: <i>C. montrouzieri</i> Mulsant, 1853
Acción	Depredador
Presas	<i>Aleurodicus dispersus</i> , <i>Aleurothrixus floccosus</i> , <i>Aonidiella aurantii</i> , <i>Dysmicoccus brevipes</i> , <i>Dysmicoccus neobrevipes</i> , <i>Icerya purchasi</i> , <i>Maconelliococcus hirsutus</i> , <i>Nipaecoccus nipae</i> , <i>Planococcus citri</i> , <i>Pseudococcus longispinus</i> y <i>Saissetia oleae</i> , entre otros (CABI, 2018).
Estadios que depreda	Todas las etapas biológicas de la presa.
Situación ecológica	Introducido seguro (Arechavaleta et al., 2010).
Disponibilidad comercial	Si

Distribución geográfica

A nivel mundial se considera presente en: Asia (Azerbaijón, China, Beijing, Guizhou, Hong Kong, Sichuan, República de Georgia, India, Andhara Pradesh, Karnataka, Kerala, Indonesia, Java, Sulawesi, Iran, Israel, Malasia, Filipinas, Arabia Saudí, Taiwan, Turquía), África (Algeria, Cabo Verde, Egipto, Kenia, Mauritania, Santa Elena, Seychelles, Somalia, Sudáfrica, Tanzania y Túnez), América del Norte (Bermudas, USA, California, Florida, Hawaii, Texas), América Central y Caribe (Antigua y Barbuda, Bahamas, Barbados, Belize, Costa Rica, Cuba, Dominica, Grenada, Jamaica, Montserrat, Puerto Rico, San Kitts y Nevis, Santa Lucía, San Vicente y Granadinas, Trinidad y Tobago, Islas Vírgenes de Estados Unidos), América del Sur (Brasil, Chile, Guyana, Perú, Suriname, Venezuela), Europa (Chipre, Finlandia, Francia, Grecia, Creta, Italia, Sardina, Sicilia, Países Bajos, Polonia, Portugal, Rusia, España) y Oceanía (Australia, Nueva Gales del Sur, Queensland, Islas Cook, Fiji, Guam, Nueva Caledonia, Nueva Zelanda, Papua Nueva Guinea) (CABI, 2018).

Descripción

Los huevos al principio son brillantes y adquieren un aspecto cereo al madurar. Son depositados separadamente en las bolsas de huevos de la cochinilla “ovisacos” (fig. 23a). Las larvas pueden alcanzar hasta 13-14 mm de longitud. Su cuerpo está cubierto de proyecciones cereas que las hacen parecidas a sus presas (fig. 23h). La pupa de *C. montrouzieri* presenta un color amarillo brillante cuando está desnuda. La pupación tiene lugar dentro de las lanosidades que cubren la larva (fig. 23f) (Yudelevich, 1950). El adulto es un escarabajo de unos 4 mm de longitud, forma hemiesférica, con la cabeza amarillenta, élitros negro brillante, pronoto y el borde posterior de los élitros de color anaranjado oscuro (fig. 23g). Machos y hembras pueden distinguirse por la curvatura de la parte terminal del abdomen y por la coloración del primer par de patas. En la hembra, la parte media de las patas es de color gris oscuro a negro, mientras que en el macho es amarilla.

Biología y ecología

El ciclo de vida de *C. montrouzieri* depende mucho de la temperatura, así cuando más alta es la temperatura más corto es éste. Las condiciones óptimas para este coccinélido se dan a 22-25 °C y una HR del 70-80 %, siendo la duración media del desarrollo desde huevo a adulto cuando se alimenta de cochinillas de 28,36 días. El comportamiento de búsqueda cesa a temperaturas superiores a 33 °C, y están relativamente inactivos por debajo de 9 °C (Malais y Ravensberg et al., 1991).

Depredación

Diversos autores han estudiado la capacidad y eficiencia depredadora de *C. montrouzieri* bajo condiciones de laboratorio (tabla 7). Todos los estadios de *C. montrouzieri* son depredadores de cochinillas. Los adultos y las larvas jóvenes prefieren los huevos, mientras que las larvas de los últimos estadios no son tan selectivas.

Tabla 7.

Revisión bibliográfica de la capacidad de depredación de *C. montrouzieri* según el estadio de la presa consumida.

Referencia	Presa	Depredación	
		Depredador (estadio)	Presa (N° y estadio)
Öncüer y Bayhan (1982)	<i>P. citri</i>	L1- L4	3330,6 huevos
Malais y Ravensberg (1991)	<i>P. citri</i>	L1- L4	250 ninfas de segundo o tercer estadio
Mani y Thontadarya (1987)	<i>M. hirsutus</i>	L1- L4	900-1500 huevos, 259 ninfas y 27,55 hembras adultas
Meyerdirk et al. (2005)	<i>M. hirsutus</i>	adulto	3000-5000 individuos de diferente estadio
Harmeet Kaur y Virk (2011)	<i>P. solenopsis</i>	L1- L4	574,48 ninfas y 25,35 hembras adultas
		adulto	1613,81 ninfas de primer estadio; 787,95 ninfas de segundo estadio; 114,66 ninfas de tercer estadio y 73,40 hembras adultas
Mani y Krishnamoorthy (1990)	<i>C. psidii</i>	L1- L4	33,40; 273,20; 798,40 y 2361 huevos durante su desarrollo, respectivamente.

Localización de la presa

Heidari y Copland (1993) afirman que el adulto es capaz de seleccionar los lugares de puesta, de forma que en presencia de melaza el adulto pasa más tiempo buscando presa en la colonia de cochinilla, mientras que en las plantas limpias el adulto tiende a dispersarse a nuevas colonias de cochinilla. Los adultos de *C. montrouzieri* localizan sus presas mediante la vista y estímulos químicos, mientras que, las larvas perciben la presa por contacto físico (Heidari y Copland, 1992). Las secreciones cereas y la melaza estimulan la oviposición de *C. montrouzieri* (Merlin et al., 1996). El número de huevos puestos depende directamente del consumo de presa. El adulto cambia de lugar de oviposición evitando la sobreexplotación y la competencia (Merlin et al., 1996).



Figura 14.

Cryptolaemus montrouzieri: **a)** huevo, **b-e)** larvas de primer a cuarto estadio, **f)** pupa, **g)** adulto y **h)** depredación de hembra de cochinilla por una larva de *C. montrouzieri* (Ramos-Cordero, C.)

Nephus peyerimhoffi (Sicard, 1923)

Taxonomía	Clase: Insecta Orden: Coleoptera Familia: Coccinellidae Latreille, 1807 Subfamilia: Scymninae Mulsant, 1846 Género: <i>Nephus</i> Sicard, 1923 Especie: <i>N. peyerimhoffi</i> Sicard, 1923
Acción	Depredador
Presas	El género <i>Nephus</i> se asocia con 23 especies de cochinillas: <i>Antonina graminis</i> , <i>Aonidiella aurantii</i> , <i>Aspidiotus nerii</i> , <i>Aspidiotus rigidus</i> , <i>Ceroputo pilosellae</i> , <i>Chorizococcus viticola</i> , <i>Coccidohystrix insolita</i> , <i>Erimococcus kimmericus</i> , <i>Ferrisia virgata</i> , <i>Formicococcus njalensis</i> , <i>Maconellicoccus hirsutus</i> , <i>Nipaecoccus viridis</i> , <i>Parlatoria blanchardi</i> , <i>Phenacoccus madeirensis</i> , <i>Phenacoccus manihoti</i> , <i>Phenacoccus solenopsis</i> , <i>Planococcus citri</i> , <i>Planococcus ficus</i> , <i>Planococcus vovae</i> , <i>Porphyrophora hamelii</i> , <i>Pseudaulacaspis pentagona</i> , <i>Pseudococcus calceolariae</i> y <i>Pseudococcus viburni</i> (García-Morales et al., 2016). Para la especie <i>N. peyerimhoffi</i> sólo se conoce que depreda a <i>D. grassii</i> .
Estadios que depreda	Todas las etapas biológicas de la presa.
Situación ecológica	Nativo (Arechavaleta et al., 2010).
Disponibilidad comercial	No.

Distribución geográfica

Este coccinélido está presente en Cerdeña, Argelia, Túnez, Norte de África, Islas Canarias, Península Ibérica y Portugal (www.faunaeur.org). *N. peyerimhoffi* es una especie posiblemente nativa de las Islas Canarias que se encuentra de manera natural presente en La Palma, Gran Canaria, Tenerife y la Gomera (Arechavaleta et al., 2010).

Descripción

El adulto de *N. peyerimhoffi* es un escarabajo que mide entre 1,4 y 2 mm de longitud, de forma ovalada y ligeramente convexo dorsalmente, presentando una densa pilosidad integrada por

pelos largos y de color amarillento. Hembras y machos adultos se diferencian en la coloración de la frente. La cabeza de los machos es rojiza mientras que en las hembras se presenta de color oscuro en la base y pardo-rojiza en la parte anterior. Las antenas amarillentas, poseen diez artejos. El tórax presenta en la parte dorsal o pronoto los márgenes laterales externos amarillentos y el centro con una mácula pardo-oscuro que puede verse dilatada, ocupando casi toda la superficie dorsal del segmento o bien puede aparecer reducida, con lo que también el borde anterior del mismo aparece amarillento (Capenari, 2009). Los élitros son de color pardo oscuros con una gran mancha amarillenta en la mitad de cada uno de éstos, con el borde de las mencionadas máculas sinuoso y poco definido. El abdomen tiene los bordes laterales y el extremo apical amarillentos, el resto pardo oscuro. Líneas femorales incompletas y sin tocar el borde lateral externo del primer esternito abdominal. Las patas son de color amarillentas, excepto las bases de las coxas y de los fémures que se presentan más oscuras.

Biología y ecología

El ciclo de vida de *N. peyerimhoffi* depende mucho de la temperatura, así cuando más alta es la temperatura más corto es éste. La duración de desarrollo de *N. peyerimhoffi* al consumir exclusivamente *D. grassii* a las temperaturas constantes de 20, 25 y 30 °C osciló entre 41,0; 34,9 y 22,2 días, respectivamente, observándose diferencias significativas entre temperaturas. A 15 °C no se ha podido completar el desarrollo de la especie en condiciones de laboratorio. No se han observado diferencias significativas en la duración media del desarrollo de machos y hembras a ninguna de las temperaturas ensayadas.

Durante su desarrollo, *N. peyerimhoffi* pasa por cuatro estadios larvarios. A 25 °C es el segundo estadio el que muestra menor duración (3,2 días) y el cuarto estadio el que muestra mayor duración (4,8 días). El estadio de huevo presenta una duración media de 8,0 días y el estadio de pupa de 9,6 días. El sex-ratio observado ha sido 0,5:1 a 20 °C y de 0,6:1 a 30 °C.

Depredación

Todos los estadios de *N. peyerimhoffi* son depredadores de cochinillas. Los estadios larvarios del coccinélido consumen huevos y larvas de *D. grassii*, aumentando este consumo conforme aumenta el estadio de desarrollo del coccinélido. La tasa de depredación de huevos de *D. grassii* decrece conforme desciende la temperatura, registrando consumos de 14,4 huevos de *D. grassii* al día a 18 °C, frente a los 22,1 y 23,9 huevos de *D. grassii* al día registrados a 20 y 25 °C, respectivamente. El punto de saturación de presa consumida registrada para hembras de *N. peyerimhoffi* está en 40 huevos (36,0 huevos/día) y 60 huevos para los machos (48,0 huevos/día).



Figura 15. *Nephus peyerimhoffi*: **a)** huevo, **b-e)** larvas de primer a cuarto estadio, **f)** pupa, **g)** adulto hembra y **h)** adulto macho (Ramos-Cordero, C.).

■ *Dicrodiplosis guatemalensis* (Felt, 1938)

Taxonomía	Clase: Insecta Orden: Diptera Familia: Cecidomyiidae Subfamilia: Cecidomyiinae Género: <i>Dicrodiplosis</i> Especie: <i>D. guatemalensis</i> Felt
Acción	Depredador
Presas	<i>Dysmicoccus brevipes</i> Cockerell y <i>Dysmicoccus grassii</i> Leonardi
Estadios que depreda	Estadios ninfales y hembra adulta
Situación ecológica	Introducida probable (Arechavaleta et al., 2010)
Disponibilidad comercial	No

Distribución geográfica

Dicrodiplosis guatemalensis está presente en Guatemala, Florida, Hawaii y Tenerife (Gagné y Jaschhof, 2017).

Descripción

Las especies de *Dicrodiplosis* son más grandes que otros miembros de la tribu Lestodiplosini, con una longitud del ala de 2-3 mm. Los bucles circunfilares de los machos son cortos. Las patas y las antenas pueden estar visiblemente bandeadas. Las garras del tarso están dentadas en todas las patas y están fuertemente curvadas justo antes de la mitad de la longitud, al igual que las de la especie *Feltiella*; el empodio alcanza la curva en las garras. Los cercos femeninos tienen un gran campo de setas cortas y romas ventralmente. La genitalia del macho es muy grande con respecto al resto del abdomen; los gonocoxitos tienen lóbulos mesobasales prominentes, esclerotizados, agudos, setosos. Las larvas tienen antenas alargadas y estrechas, pseudópodos, un ano dorsoventral y ocho papilas terminales (cuatro largas, cuatro cortas).

Biología y ecología

No disponemos de datos sobre *D. guatemalensis*. La especie más conocida es *D. pseudococci*, la cual según Bodenheimer y Gutfeld

(1929) y Bodenheimer (1951) completa su desarrollo en 40 días a 15,9 °C y 10 días a 27,3 °C, lo que le da un potencial de 16-17 generaciones al año, dos veces el número de generaciones de cochinilla.

Gheibi et al. (2015) realizaron el estudio de la biología de *D. manihoti* y sus interacciones con la cochinilla *Nipaecoccus viridis* N. (Hem: Pseudococcidae). El tiempo de desarrollo medio desde huevo hasta adulto a los 15, 20, 27 y 30 °C fueron de 23,78; 14,5; 13,14 y 12,71 días, respectivamente. A 26 ± 1 °C la longevidad de la hembra desde su aparición hasta la muerte fue de aproximadamente 56 días. Cada hembra produjo 21,76 descendientes durante toda la vida.

Depredación

Según Gheibi et al. (2015), *D. manihoti* es capaz de controlar a *N. viridis* a 37 °C, con consumos larvales de $4,5 \pm 1,49$ presas por día.

Al-Sahammari y Al-Zubaidi (2017) estudiaron la eficacia de depredación y la capacidad de búsqueda de *D. manihoti* sobre algunos estadios de *P. citri*. Los estadios larvales de *D. manihoti* consumieron 4,37; 32,88 y 79,66 huevos de *P. citri*, respectivamente; mientras que el consumo de *crawlers* fue de 3,33; 17,66 y 69,33, respectivamente. Los estadios ninfales de *D. manihoti* consumieron 1,5; 2,6 y 3,83 hembras de cochinilla, respectivamente. Los resultados mostraron una disminución significativa en la eficacia de depredación debido al canibalismo que se produce cuando aumentan las densidades del depredador.



Figura 16.

Dicrodiplosis guatemalensis: **a)** larva joven, **b)** larva madura, **c)** larva madura sobre colonia de *D. grassii*, **d)** pupa, **e)** exuvia de pupa y **f)** adulto (Déniz-Segura, J.M. y Ramos-Cordero, C.).

Allotropia musae (Bull, 1860)

Taxonomía	Clase: Insecta Orden: Hymenoptera Familia: Platygasteridae Subfamilia: Sceliotrachelinae Brues, 1908 Género: <i>Allotropia</i> Förster, 1856 Especie: <i>Allotropia musae</i> Buhl, 2005
Acción	Parasitoide
Huéspedes	Familia Pseudococcidae
Estadios que parasita	Ninfas jóvenes de <i>D. grassii</i>
Situación ecológica	Introducido probable (Arechavaleta et al., 2010).
Disponibilidad comercial	No.

Distribución geográfica

No se conoce.

Descripción

El macho se caracteriza por presentar una longitud del cuerpo de 0,6 – 0,9 mm, de color negruzco, con antenas, patas, propodeum y la zona media del primer terguito del metasoma T₁ marrones, con el fémur ligeramente más oscuro que el resto de las patas (Buhl, 2005). El carácter más importante para separarlo de la especie relacionada es la pilosidad inusualmente larga de las antenas masculinas. La hembra se caracteriza por presentar una medida del cuerpo de 0,7 mm. Las antenas son diferentes a las del macho, el resto de caracteres como en el macho (Buhl, 2005).

Biología y ecología

Déniz-Segura (2008) realizó un estudio de la biología de *A. musae* a 25 °C, 60-70 % de HR y fotoperiodo de 16L:8O. La duración del ciclo biológico fue de 21,56 ± 3,33 días para hembras y de 21,72 ± 2,85 días para el macho, no observándose diferencias significativas en la duración del ciclo entre sexos. El sex ratio registrado fue de 1:1. Los machos de *A. musae* son más longevos que las hembras, siendo la longevidad media de 13,1 días y 10,4 días, respectivamente, no existiendo diferencias significativas entre machos y hembras. *A. musae* presenta una partenogénesis arrenotoca, con una descendencia de hembras vírgenes del 100 % de machos.

Parasitación

El parasitismo medio diario de hembras apareadas de *A. musae* fue de 52,6 %, manteniéndose constante a lo largo de toda la vida de las hembras, alcanzando el máximo de parasitación a los cuatro días de vida de las mismas (Déniz-Segura, 2008). Las hembras de *A. musae* parasitaron a lo largo de toda su vida una media de 42,2 ninfas N_1 - N_2 de *D. grassii*, con un máximo de 46 y un mínimo de 36 ninfas parasitadas. Tanto las hembras vírgenes como las apareadas de *A. musae* fueron capaces de parasitar desde el día de su emergencia, lo que apunta a que las hembras de *A. musae* son preovigénicas (Déniz-Segura, 2008).

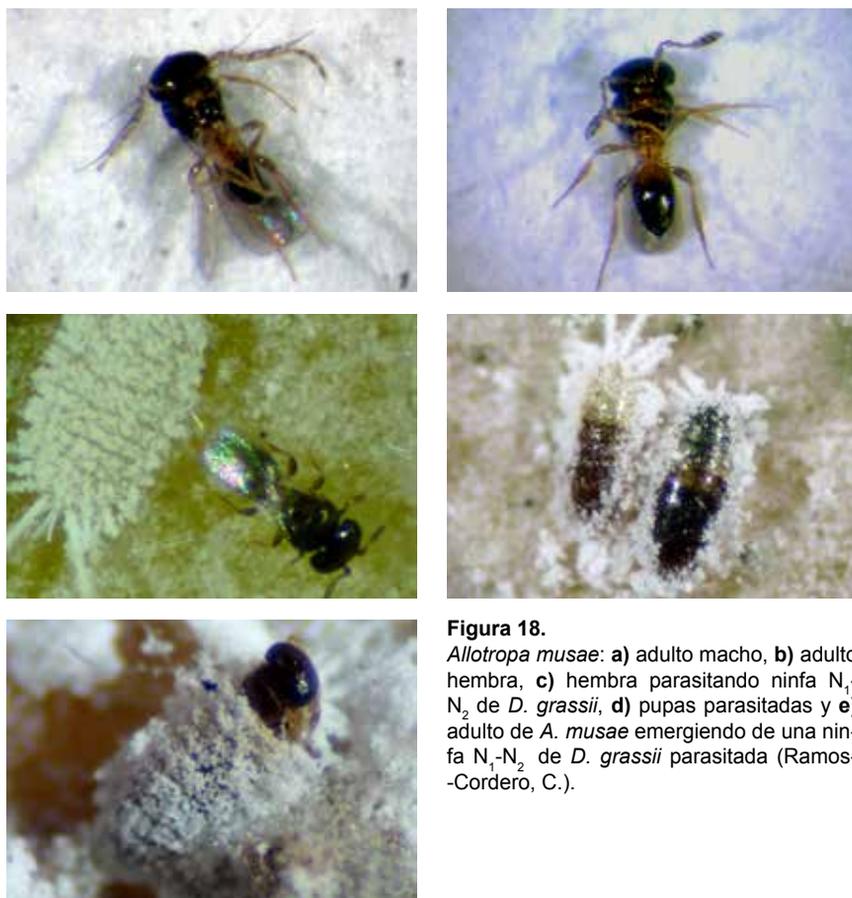


Figura 18. *Allotropa musae*: a) adulto macho, b) adulto hembra, c) hembra parasitando ninfa N_1 - N_2 de *D. grassii*, d) pupas parasitadas y e) adulto de *A. musae* emergiendo de una ninfa N_1 - N_2 de *D. grassii* parasitada (Ramos-Cordero, C.).

Acerophagus angustifrons (Gahan, 1946)

Taxonomía	Clase: Insecta Orden: Hymenoptera Familia: Encyrtidae Subfamilia: Encyrtinae Género: <i>Acerophagus</i> Especie: <i>Acerophagus angustifrons</i> Gahan
Acción	Parasitoide
Huéspedes	<i>Dysmicoccus brevipes</i> Cockerell <i>Dysmicoccus grassii</i> Leonardi
Estadios que parasita	Ninfas maduras y hembras de <i>D. grassii</i>
Situación ecológica	Nativo (Arechavaleta et al., 2010)
Disponibilidad comercial	No

Distribución geográfica

Acerophagus angustifrons está citado únicamente para Cuba (De Santis, 1979; Gahan, 1946; Herting, 1972; López Pérez, 2003; Noyes y Hayat, 1994; Trjapitzin et al., 2004).

Descripción

El género *Acerophagus* se caracteriza por poseer un cuerpo de 0,6–2,0 mm de longitud. Los machos son semejantes a las hembras, aunque normalmente algo más oscuros, con un frontovertecer más ancho y una clava más sólida. La cabeza de color claro desde amarillo a naranja, aunque puede presentar algunas áreas un poco más oscuras. Nunca con brillos metalizados. Las alas son frecuentemente hialinas, la vena marginal suele ser puntiforme, la vena posmarginal suele estar ausente. La vena marginal junto con la postmarginal con 2 – 4 setas-erectas marginales. Presenta línea calva, aunque interrumpida y formando una celda. En las antenas, donde se encuentran caracteres de gran importancia taxonómica, el funículo es de 5 segmentos, aunque algunas especies poseen un funículo de 6 segmentos. Las sensilas lineares están presentes solo en la clava o en los segmentos distales del funículo, que es normalmente trisegmentada, oblicua y con área sensorial desarrollada dando un aspecto truncado. Normalmente las especies de coloración oscura poseen una clava blanca que contrasta con un funículo marrón oscuro. El ovipositor tan largo

como la tibia de la pata media. El segundo valvifer sin pelos subapicales. Otra característica es que el espolón de la tibia de la pata media nunca aparece aserrado y varía en longitud desde casi la mitad a prácticamente la longitud del correspondiente basitarso.

Biología y ecología

Estudios realizados por Dorta-Delgado (2011) y González-Chinea (2012) muestran que *A. angustifrons* es capaz de completar el ciclo a 18, 20, 25, 28 y 30 °C, sin embargo, no logra completar el desarrollo a 15 °C. Este tiempo disminuye al aumentar la temperatura, variando de 41,73 días para 18 °C a 11,72 días para 30 °C. La temperatura influye en la tasa de emergencia (24,45 % a 25 °C), en proporción de hembras en la descendencia (73,22 % a los 28 °C), en la fertilidad (44,13 descendientes a 28 °C), en el periodo de pre-oviposición (0 días a 28 °C), y en el número de hembras en la descendencia (máximo a 28 °C). La producción de hembras y machos se concentra en los primeros cuatro días del periodo reproductivo.

A 28 °C la duración del periodo de oviposición, la fertilidad y el número de hembras en la descendencia es máximo, y a 20 °C la supervivencia de los adultos se alarga; luego una temperatura intermedia entre 25 y 28 °C podría ser la ideal para la cría del parasitoide y una temperatura de 20 °C o inferior, recomendable para el almacenamiento.

Parasitación

González-Chinea (2012) realizó un estudio de la tasa de parasitación de *A. angustifrons* a 25 °C, 60-70 % HR y fotoperiodo 16L:8O. Dicha tasa disminuye a medida que aumenta la cantidad de huésped ofrecido, registrándose la tasa de parasitación media más elevada (31,45 %) a 25 °C. *A. angustifrons* tiene tendencia a evitar el host feeding en los huéspedes en los que parasita, siendo mayor la tasa de ninfas de *D. grassii* parasitadas y menor el de ninfas muertas a densidades bajas del huésped. Cuando la cantidad de huésped ofrecido es elevada no aumenta el número de huéspedes parasitados sino que utiliza *D. grassii* como fuente de

alimento. Estos resultados parecen indicar que el comportamiento de *A. angustifrons* sería del tipo no concurrente, es decir, que no se utiliza el mismo individuo huésped para ovipositar y alimentarse, pero también destructivo, es decir, que el huésped muere como resultado de esa alimentación.

Acerophagus angustifrons parasita preferentemente el estadio N₃ y las hembras adultas de *D. grassii*, con importantes diferencias en el número de descendientes en función del estadio parasitado.



Figura 19. *Acerophagus angustifrons*: a) adulto hembra, b) detalle del oviscapto de una hembra, c) parasitación de hembra de *D. grassii*, d) múltiples agujeros de salida en hembra de *D. grassii* parasitada y e) hembra y macho de *A. angustifrons* (Ramos-Cordero, C.).

3.2 Monitoreo

3.2.1 ¿Dónde podemos encontrar a *Dysmicoccus grassii*?

La cochinilla algodonosa puede penetrar en la planta por dos vías: mediante el transporte de las hormigas o bien por el ascenso de ellos mismos desde el suelo. Una vez la cochinilla alcanza la planta suelen refugiarse en sitios seguros, oscuros y húmedos. El seguimiento de la cochinilla debe llevarse a cabo con una periodicidad semanal, realizando inspecciones visuales en el 1 % del total de plantas de la parcela, no siendo este número inferior a 10. Para detectar los posibles focos se recomienda la inspección visual observando la presencia en el envés de las hojas del hijo, el racimo, los peciolos y en el pseudotallo tras bajar la última garepa. Las plantas a muestrear se elegirán a lo largo de toda la superficie y cubriendo todas las direcciones, con especial atención a los bordes de la parcela.

3.2.2 ¿Cuándo realizar el monitoreo?

Los primeros individuos aparecen en primavera, comenzando en este momento el ciclo reproductivo de *D. grassii* que se prolonga hasta finales de verano y principios de otoño (Perera y Molina, 2002).

3.3 Toma de decisiones

Se recomienda tomar medidas de control desde que se detecte su presencia en más del 15 % de las plantas o en alguna de las piñas de las plantas de seguimiento.

3.4 Medidas de control

Tradicionalmente, en el cultivo de la platanera en Canarias la lucha contra plagas y enfermedades se ha basado en la aplicación de tratamientos químicos, según un calendario fijo y preestablecido en el que se prevén las plagas más frecuentes, utilizando productos fitosanitarios de amplia acción (Perera y Molina, 2002).

Con el fin de disminuir el consumo de plaguicidas surge el Real Decreto 1311/2012, de 14 de septiembre, marco legal en España que traspone a la normativa nacional la Directiva CE 2009/128 del Parlamento Europeo. Este RD tiene por objeto establecer el marco de acción para conseguir un uso sostenible de los productos fitosanitarios mediante la reducción de los riesgos y los efectos del uso de los productos fitosanitarios en la salud humana y el medio ambiente, y el fomento de la Gestión Integrada de Plagas (GIP) y de planteamientos o técnicas alternativas, tales como las medidas culturales, biológicas y biotecnológicas.

3.4.1 Preventivas o culturales

La eliminación de las hojas viejas (desgarepar) es una labor cultural que favorece el control de la cochinilla, especialmente si se efectúa antes de algún tratamiento, ya que deja la colonia de *D. grassii* expuesta y sin protección (López-Cepero et al., 2014).

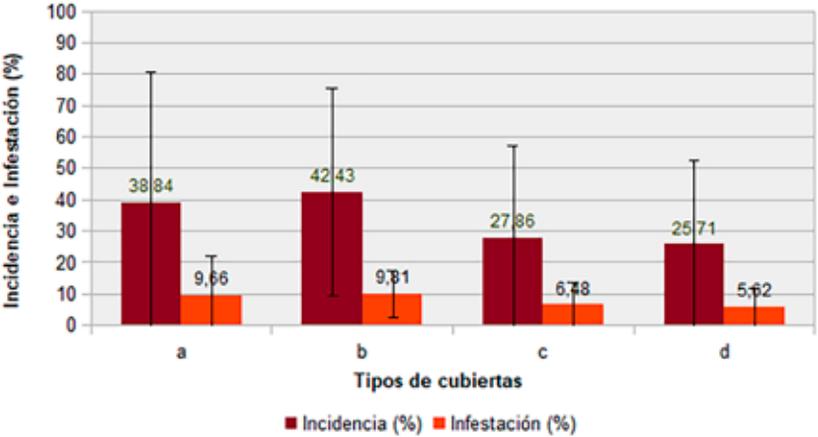
Además, evitar el exceso de fertilización nitrogenada favorece el control de la cochinilla.

Una forma de control indirecto de *D. grassii* es la lucha contra la hormiga argentina mediante cebos alimenticios. Como avanzaba McDougall (1926) se trata de métodos curativos y poco sofisticados que suponían un elevado coste de mano de obra, aunque sostenía que era más efectivo que cualquier tratamiento químico.

3.4.2 Físico-mecánicas

Dentro de las herramientas de tipo de control físico más utilizadas se encuentran las barreras físicas, ya sean de tipo anti-insectos o de exclusión, fotoselectivas o mallas tratadas con insecticidas. Déniz-Segura (2008) realizó un estudio sobre la influencia de diferentes cubiertas usadas bajo invernadero de platanera en la incidencia de la cochinilla algodonosa. Los materiales ensayados fueron: a) film de polietileno tricapa de 860 galgas (Celloclim), b) malla monofilamento de 20 x 10 hilos/cm, c) malla de rafia del 50 % (Polysak) y d) malla monofilamento de 16 x 10 hilos/cm. Los resultados obtenidos mostraron que la cubierta de malla monofilamento de 16 x 10 hilos/cm (opción d) es

la que registró la menor incidencia de plaga (25,71 %) y la malla monofilamento de 20 x 10 hilos/cm el material que registró la mayor incidencia de cochinilla algodonosa (42,43 %). En cuanto a la infestación registrada, los materiales malla de rafia del 50 % y malla monofilamento de 16 x 10 hilos /cm (opciones c y d) registraron las menores infestaciones (6,48 y 5,62 %, respectivamente), aunque sin detectar diferencias significativas entre ellas.



Nota: a (film de polietileno tricapa de 860 galgas (Celloclim), b (malla monofilamento de 20 x 10 hilos/cm), c (malla de rafia del 50 % (Polysak)) y d (malla monofilamento de 16 x 10 hilos/cm).

Figura 20. Incidencia e infestación (%) (Media ± Desv. Estándar) para las diferentes cubiertas ensayadas durante el ciclo de cultivo estudiado.

El embolsado o protección del racimo mediante una bolsa de polietileno actúa como barrera frente a *D. grassii*. Si se utiliza correctamente, impidiendo que la cochinilla alcance la piña y se desarrolle en su interior. Además se puede utilizar bolsas impregnadas con diferentes sustancias repelentes (extractos de ajo, de pimienta, aceites esenciales, ...) que pueden disminuir los ataques de la plaga, aunque para ello es imprescindible garantizar la ausencia de plaga en el racimo antes de la colocación de la bolsa (López-Cepero et al., 2014).

Los tratamientos con agua a presión (entre 5 y 8 atm) y alto caudal (de 5 a 10 l/min) han demostrado ser efectivos en el control de la cochinilla mediante el efecto de arrastre de la plaga (López-Cepero et al., 2014).



Figura 21.
a) Embolsado de racimo de plátanos y b) lavados de plantas con agua a presión (Hdez-Suárez, E. y Fuentes-Barrera, E.).

3.4.3 Biológicas

El control biológico de los cochinillas ha sido ampliamente estudiado desde principios del siglo XX, debido a la importancia económica y a los hábitos invasivos de esta familia (McKenzie, 1967). Poseen una gran variedad de depredadores, incluyendo: coleópteros (Coccinellidae), crisópidos (Chrysopidae, Coniopterygidae y Hemerobiidae), moscas (Cecidomyiidae, Chamaemyiidae), hemípteros (Anthocoridae), lepidópteros (Lycaenidae) y ácaros (Phytoseiidae) (Franco et al., 2000). Además, los encírtidos son los parasitoides más importantes de cochinilla y concretamente las especies pertenecientes a los géneros

Anagyrus Howard, *Leptomastix* Förster, *Leptomastidea* Mercet, *Gyranusoidea* Compere, *Coccidoxenoides* Girault o *Acerophagus* Smith se utilizan mundialmente en el control biológico (Moore et al., 1988) (tabla 8).

Tabla 8.

Ejemplos de control biológico clásico de diversas cochinillas mediante parasitoides encírtidos.

Especie de cochinilla Organismo de control biológico		Referencia
<i>Phenacoccus manihoti</i> Matile-Ferrero	<i>Epidinocarsis lopezi</i> De Santis	Neuenschwander (2001)
<i>Maconellicoccus hirsutus</i> Green	<i>Anagyrus kamali</i> Moursi	Kairo et al. (2000) Roltsch et al. (2006)
<i>Rastrococcus invadens</i> Williams	<i>Anagyrus mangicola</i> Noyes <i>Gyranusoidea tebygi</i> Noyes	Agricola et al. (1989) Neuenschwander et al. (1994)
<i>Paracoccus marginatus</i> Williams y Granara de Willink	<i>Anagyrus loecki</i> Noyes <i>Pseudleptomastix mexicana</i> Noyes y Schauff <i>Acerophagus papayae</i> Noyes y Schauff	Muniappan et al. (2006) Amarasekare et al. (2009)

En Canarias, MacDougall (1926) intentó la búsqueda de enemigos naturales, depredadores o parasitoides, pero fue inútil. En el Dpto. de Protección Vegetal del ICIA se ha realizado un gran esfuerzo en investigación sobre esta plaga y sus enemigos naturales. Los trabajos realizados se resumen en la tabla 9.

Tabla 9.
Trabajos realizados en Canarias sobre el control biológico de la cochinilla
algodonosa.

Enemigo natural		Trabajos realizados	Referencia
Antecedentes		Descripción detallada de todos los estadios de las hembras y los machos de <i>D. grassii</i> .	Pérez-Guerra et al. (1984).
		Estudio del ciclo biológico de <i>D. grassii</i> a 20 y 25 °C.	De la Paz (2005)
Depredador	<i>C. montrouzieri</i>	Caracterización morfológica y observaciones del ciclo biológico.	Déniz-Segura (2008).
		Estudio de <i>C. montrouzieri</i> como agente de control biológico de <i>D. grassii</i> .	Ramos-Cordero (2010).
		Evaluación de <i>C. montrouzieri</i> como agente de control biológico de <i>D. grassii</i> en la isla de El Hierro.	Gutiérrez-Ávila (2009).
		Liberación de <i>C. montrouzieri</i> para el control de <i>D. grassii</i> en parcelas demostrativas de control integrado de plagas en platanera.	Acuerdo de colaboración entre ICIA, INCA Islas Canarias S.A. y ASPROCAN (2009).
	<i>N. peyerimhoffi</i>	Biología de <i>N. peyerimhoffi</i> para el control de <i>D. grassii</i> en platanera	González-Felipe (2009).
		Determinación de los parámetros biológicos de <i>N. peyerimhoffi</i> con <i>D. grassii</i> como presa.	Hernández-Ledesma (2012).
	<i>D. guatemalensis</i>	Caracterización morfológica y observaciones del ciclo biológico.	Déniz-Segura (2008).
<i>C. desjardinsi</i>	Biología de <i>C. desjardinsi</i> para el control de <i>D. grassii</i> en platanera.	González-Felipe (2009).	
Parasitoide	<i>A. musae</i>	Caracterización morfológica y observaciones del ciclo biológico.	Déniz-Segura (2008).
	<i>A. angustifrons</i>	Estudio de la eficacia de <i>A. angustifrons</i> en el control de <i>D. grassii</i> .	Dorta-Delgado (2011).
		Influencia de la temperatura en la biología de <i>A. angustifrons</i> .	González-Chinea (2012).

3.4.4 Bio-racionales

El empleo de jabones potásicos contra *D. grassii* resulta efectivo ya que produce un efecto insecticida al disolver las ceras y grasas que recubren su epidermis. Los jabones fosfóricos y enzimáticos responden a otra reacción química y, normalmente incorporan fertilizantes y tienen efecto regulador del pH. Los aceites de parafina actúan asfixiando a las cochinillas al formar una capa que las recubre, bloqueando sus mecanismos de respiración (López-Cepero et al., 2014).

Experiencias desarrolladas a través de la colaboración de la empresa valenciana Ecología y Protección Agrícola S.L. (EPA), el Centro de Ecología Química (CEQA) del Instituto Agroforestal del Mediterráneo (Universitat Politècnica de Valencia) y el Dpto. de Protección Vegetal del ICIA, pusieron en evidencia la existencia de una feromona sexual de *D. grassii* (De Alfonso et al., 2012) que cuenta con potencial eficacia para el control de esta plaga. Desde entonces se ha venido trabajando con el objetivo de determinar la viabilidad del empleo de esta feromona para el monitoreo y/o control de esta plaga, lo que permitiría una lucha biorracional de la misma.

Linares-Quintero (2014) realizó ensayos preliminares para valorar la viabilidad de la confusión sexual como técnica de control de *D. grassii* en platanera. El seguimiento de la población de *D. grassii* mostró diferencias significativas entre la parcela con empleo de confusión sexual y la parcela control. González-Benitez (2016) realizó otro estudio similar. En este caso, la aplicación de la técnica de confusión sexual redujo el porcentaje de plantas afectadas por *D. grassii* en las tres parcelas en las que se realizó la experiencia, si bien no se detectaron diferencias significativas en el nivel de ataque evaluado en plantas fijas entre la parcela control y tratamiento. Con respecto al daño por *D. grassii* en racimo, se constató que fue menor en el tratamiento con confusión sexual cuando no se llevó a cabo el embolsado de la fruta. En base a estos resultados preliminares actualmente siguen en marcha los trabajos relacionados con el desarrollo de esta técnica de control de la cochinilla algodonosa.

Realizar infusiones de ramas de canela ejerce un efecto repelente sobre las hormigas al aplicarlo vía riego y pulverización durante primavera-verano (López-Cepero et al., 2014).

3.4.5 Control químico

En relación con el control químico, durante los últimos años desde el Dpto. de Protección Vegetal del ICIA se han realizado diversos ensayos para conocer la eficacia de diferentes insecticidas y, en base a ello, realizar recomendaciones adecuadas a los agricultores.

Tena (2007) realizó un estudio de la eficacia en el control de *D. grassii* de distintas materias activas autorizadas por las Normas Técnicas Específicas de Producción Integrada para el plátano en Canarias. Destacaron las eficacias registradas por Keythion (Malation 50 % (EC) P/V) (97,87 %), Sumithion-50 (Fenitotrión 50 % (EC) P/V) (97,87 %), Dursban-48 (Clorpirifos 48 % (EC) P/V) (97,87 %), Oleo-Sumithion (Aceite de verano 66% + Fenitotrión 4 % (EC) P/V) (91,30 %) y Applaud (Buprofezin 25 % (WP)) (78,72 %).

Perera-González et al. (2008) realizaron un ensayo de eficacia de productos fitosanitarios para el control de *D. grassii* en el cultivo de la platanera obteniendo las mayores eficacias a los 29 días de aplicación de los productos, destacando: Dursban-48 (Clorpirifos 48 % (EC) P/V) (96,48 %), Juvinal 10 EC (Piriproxifen 10 % (EC)) (76,54 %), Lufox (Fenoxicarb 7,5 % + Lufenuron 3 % (EC)) (72,91 %) y Applaud (Buprofezin 25 % (WP)) (66,71 %).

Hernández-Suárez et al. (2012) evaluaron la eficacia del Gazel (Acetamiprid 20 % SP) sobre *D. grassii* en condiciones de laboratorio. Los resultados obtenidos indican que esta materia activa actúa principalmente sobre estados ninfales de este insecto, con porcentajes medios de mortalidad acumulados a los 10 ddt para la dosis de 25 y 33 gr/hl de Gazel del 95,00 % y 97,08 %, respectivamente.

En relación al control químico se recomienda la utilización responsable de las materias activas autorizadas por el Ministerio de Agricultura y Pesca, Alimentación y Medio Ambiente (tabla 10);

así como la aplicación de tratamientos alternativos como lavados únicamente con agua o jabones potásicos localizados a los focos y la piña (Hernández-Suárez et al., 2011).

Tabla 10.

Materias activas autorizadas en platanera para el control de *D. grassii*
(Fuente: MAPAMA, actualizado a 18/11/2018).

Sustancia activa	Nombre comercial	P.S.*
Aceite de parafina (CAS 8042-47-5) 79 % (EC) p/v	Laincoil, Estiuoil, Insectoil Key.	NP
Aceite de parafina 83 % (EC) p/v	Volck miscible, Oviphyt, Agroaceite, Agroil.	NP
Acetamiprid 20 % (SG) p/p	Gazel plus SG.	21
Azadiractin 3,2 % [EC] p/v	Azatin, Align, Fortune Aza, Oikos, Zenith, Zar, Azar, Zafiro y Azafit.	NP
Piriproxifen 10 % [EC] p/v	Junival, Atominal 10 EC, Admiral 10 EC, Promex, Dedever.	NP
Spirotetramat 10 % [SC] p/v	Movento Gold.	14

(*) Plazo de seguridad

El control químico de la hormiga argentina se puede ejercer mediante cebos líquidos, siendo estos una alternativa a los insecticidas de amplio espectro usados convencionalmente para controlar las hormigas argentinas (Cooper et al., 2008).

Los cebos líquidos aprovechan las necesidades de azúcares en la alimentación de las hormigas y su estructura social para administrar pequeñas dosis de tóxico en toda la colonia. La implementación de un programa de control de la hormiga argentina usando cebos líquidos, permite a los agricultores combatir las plagas de forma más selectiva y reducir el impacto sobre el medio ambiente (Cooper et al., 2008) (tabla 11).

Tabla 11.

Referencias bibliográficas de diferentes composiciones de cebos líquidos para el control de *L. humile*.

Autor/es	Composición del cebo líquido	Cultivo
Klotz et al. (1998)	25 % solución agua/sacarosa + ácido bórico al 0,5 %	Ambientes urbanos
Klotz et al. (2003; 2004)	25 % solución agua/sacarosa + 0,0001% de fipronil o tiame-toxam	Cítricos
Daane et al. (2006)	25 % solución agua/sacarosa + ácido bórico al 0,5 %	Viña
Greenberg et al. (2006)	Cebo líquido + octaborato disódico tetrahidratado (al 1 % y 0,5 %)	Cítricos
Cooper et al. (2008)	Cebo líquido + ácido bórico (0,5 %); Cebo líquido + imidacloprid (0,0001 %); Cebo líquido + fipronil (0,0001 %); Cebo líquido + tiame-toxam (0,0001 %)	Viña
Daane et al. (2008)	Cebo líquido + imidacloprid (0,005 %); Gránulo sólido + spinosad (0,015 %); Cebo líquido + spinosad (0,015 %)	Viña

En California hay disponibles varios cebos líquidos de uso en viñedos para el control de la hormiga argentina. Entre los productos registrados se encuentran: Vitis (imidacloprid, Bayer CropScience), Gourmet Liquid Ant Bait (borato, Innovative Pest Control Products) y Tango (methoprene, Wellmark International).

La concentración del ingrediente activo de los cebos líquidos debe ser lo suficientemente alta como para causar la mortalidad de las hormigas, pero lo suficientemente baja para ser de acción lenta (matar las hormigas en 1 a 4 días), permitiendo que el cebo se disemine por toda la colonia y que mantenga la atractividad (Rust et al., 2004). A su vez, el dispensador debe proteger al cebo de la degradación, ser transportable, duradero, económico y con capacidad suficiente para albergar cebo para toda la temporada, siempre que el cebo esté formulado con conservante para evitar el deterioro (Cooper et al., 2008).

En parcelas de cítricos en Argentina se ha utilizado con éxito el dispensador KM AntPro. Dicho dispensador consiste en un depósito central que libera el cebo lentamente a medida que se alimentan las hormigas (Greenberg et al., 2006) (fig. 9a). La Universidad de California ideó otro dispositivo consistente en una carcasa protectora de PVC, en cuyo interior se coloca el cebo en una botella desechable. Este dispensador se usa en viñedos comerciales a gran escala (fig. 9b).



Figura 22.

a) Dispensador KM AntPro y **b)** dispensador con carcasa de PVC y depósito de cebo (www.kmantpro.com).

En Canarias, Perera-González et al. (2010) probaron diferentes productos para el control de las hormigas en platanera: **a)** cebo insecticida granulado RIMI® (Aragonesas Agro, S.A.), cuya materia activa es el Clorpirifos en una concentración del 1 %, **b)** el formulado PELITRE HORT®(Químicas Massó) compuesto por un 4 % p/v de piretrinas naturales (extracto de flores de *Chrysanthemum cinerariaefolium*) y un 16 % p/v de butóxido de piperonilo en forma de concentrado emulsionable, **c)** rollos de trampa adhesiva RollerTraps® (Koppert Biological Systems) (fig. 10b), las cuales se colocan en el pseudotallo y en el pedúnculo de la piña, **d)** dispensadores de ácido bórico (Koppert Biological Systems), **e)** goma arborícola Rampastop®(Avant Agro) que se aplica sobre el tronco para crear una barrera física que evite el ascenso de las hormigas desde la parte baja de la platanera (fig. 10a) y **f)** otros métodos como Torta de Neem y Azufre. En este trabajo solo se detectaron diferencias significativas en el tránsito de las hormigas por el pseudotallo (número de hormigas/min en el pseudotallo de la platanera) en las plantas tratadas con los rollos adhesivos y aquellas tratadas con cebo químico.



Figura 23.

Aplicación de **a)** pegamento arborícola (Rampastop®) y **b)** rollo de trampa adhesiva (Rollertraps®) en el pseudotallo de la platanera para el control de la hormiga (Hdez-Suárez, E.).

■ 4. Bibliografía

- Agricola, U., Agouké, D., Fischer, H.U., Moore, D. 1989.** The control of *Rastrococcus invadens* Williams (Hemiptera: Pseudococcidae) in Togo by the introduction of *Gyranusoidea tebygi* Noyes (Hymenoptera: Encyrtidae). Bulletin of Entomological Research 79: 671-678.
- Al-Zubaidy y Al-Shammari. 2017.** Numerical response and efficiency of conversion of ingested food of predator *Dicrodiplosis manihoti* Harris (Diptera: Cecidomyiidae) for eggs densities of mealybug *Planococcus citri* Risso (Hemiptera: Pseudococcidae). The Iraqi Journal of Agricultural Sciences (48)2: 496-500.
- Amarasekare, K., Mannion, C., Epsky, N. 2009.** Efficiency and establishment of three introduced parasitoids of the mealybug *Paracoccus marginatus* (Hemiptera: Pseudococcidae). Biological Control 51:91-95.
- Arechavaleta, M., Rodríguez, S., Zurita, N. y García, A. (coord.) 2010.** Lista de especies silvestres de Canarias. Hongos, plantas y animales terrestres. 2009. Gobierno de Canarias. 579 pp.
- ASPROCAN. 2018.** Estadísticas de producción y comercialización de Plátano de Canarias. Año 2017. Disponible en: <<https://platanodecanarias.es/wp-content/uploads/2016/10/dossier-estadisticas-2018.pdf>>.
- Barbosa, P. 1998.** Conservation Biological Control. Academic Press, New York.
- Bodenheimer, F.S. 1951.** Citrus Entomology in the Middle East with special References to Egypt, Iran, Iraq, Palestine, Syria, Turkey. Citrus Entomology in the Middle East with special References to Egypt, Iran, Iraq, Palestine, Syria, Turkey.
- Bodenheimer, F.S. y Gutfeld, M. 1929.** Über die Möglichkeiten einer biologischen Bekämpfung von *Pseudococcus citri* Risso (Rhy. Cocc.) in Palästina: Eine epidemiologische Studie. Zeitschrift für angewandte Entomologie, 15(1), 67-136.
- Brown, S.D.J., Marris, J.W.M. y Leschen, R.A.B. 2012.** Review of New Zealand *Cryptamorpha* (Coleoptera: Silvanidae), with a description of a new species from the Three Kings Islands. New Zealand Entomologist, 35(1), 29-38.

- Buhl, P.N. 2005.** A new species of *Allotropa musae*, a parasitoid of Pseudococcidae (Hemiptera) in banana on the Canary Islands (Hymenoptera, Platygasteridae). *Ent. Meddr.* 73: 67–69.
- CABI. 2018.** *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant (mealybug destroyer). Disponible en: <<https://www.cabi.org/isc/datasheet/16393>>.
- Campos, L. y Peña, L.E. 1973.** Los insectos de Isla de Pascua. *Revista Chilena de Entomología*, 7, 217-229.
- Canepari, C. 2009.** New data on some Coccinellidae (Coleoptera) from the Mediterranean Region. *Zootaxa*, 2318(1), 394-399.
- Chong, J.H., Oetting, R.D. 2006.** Influence of temperature, nourishment, and storage period on the longevity and fecundity of the mealybug parasitoid, *Anagyrus* sp. nov. nr. *sinope* Noyes and Menezes (Hymenoptera: Encyrtidae). *Environmental Entomology* 35:1198-1207.
- Cooper, M., Daane, K., Nelson, E., Varela, L., Battany, M., Tsutsui, N. y Rust, M. 2008.** Liquid baits control Argentine ants sustainably in coastal vineyards. *California agriculture*, 62(4), 177-183.
- Daane, K.M., Cooper, M.L., Sime, K.R., Nelson, E.H., Battany, M.C., y Rust, M.K. 2008.** Testing baits to control Argentine ants (Hymenoptera: Formicidae) in vineyards. *Journal of economic entomology*, 101(3), 699-709.
- Daane, K.M., Sime, KR., Hogg, B.N., Bianchi, M.L., Cooper, M.L., Rust, M.K., y Klotz, J.H. 2006.** Effects of liquid insecticide baits on Argentine ants in California's coastal vineyards. *Crop Protection*, 25(6), 592-603.
- Davies, A.P, Ceballo, F.A., Walter, G.H. 2004.** Is the potential of *Coccidoxenoides perminutus*, a mealybug parasitoid, limited by climatic or nutritional factors? *Biological Control* 31:181-188.
- De Alfonso, I., Hernandez, E., Velazquez, Y., Navarro, I., y Primo, J. 2012.** Identification of the sex pheromone of the mealybug *Dysmicoccus grassii* Leonardi. *Journal of agricultural and food chemistry*, 60(48), 11959-11964.
- De la Paz, M.I. 2005.** Enemigos naturales de *Dysmicoccus grassii* (Leonardi, 1913) (Homoptera; Pseudococcidae) cochinilla de la platanera en Canarias. Proyecto de Ingeniería Técnica Agrícola.

Escuela Superior de Ingeniería Agraria. Universidad de La Laguna. 3-45 p.

- De Santis, L. 1979.** Catálogo de los himenópteros calcidoideos de América al sur de los Estados Unidos. La Plata (Argentina). 488 pp.
- Déniz Segura, J.M. 2008.** Estudio de la incidencia de la cochinilla algodonosa *Dysmicoccus grassii* Leonardi, en cultivo de platanera: posibilidades de lucha biológica. Trabajo Fin de Carrera. Director/es: Carnero, A. y E. Hernández. Escuela Técnica Superior de Ingeniería Agraria. Universidad de La Laguna.
- Dorta Delgado, M.C. 2011.** Estudio de la eficacia del parasitoide *Acerophagus angustifrons* (Gahan, 194. 6) en el control de la cochinilla algodonosa de la platanera, *Dysmicoccus grassii* (Leonardi). Trabajo Final de Carrera. Universidad Politécnica de Cataluña.
- FAOSTAT. 2017.** Banana statistical compendium. Disponible en: http://www.fao.org/fileadmin/templates/est/COMM_MARKETS_MONITORING/Bananas/Documents/web_Banana_statistical_review_2017.pdf
- Franco, J. C., Zada, A., y Mendel, Z. 2009.** Novel approaches for the management of mealybug pests. In Biorational control of arthropod pests (pp. 233-278). Springer, Dordrecht.
- Franco, J.C., Suma, P., Da Silva, E.B., Blumberg, D. y Mendel, Z. 2004.** Management strategies of mealybug pests of citrus in Mediterranean countries. *Phytoparasitica*, 32(5), 507-522.
- Gagné, R.J. y Jaschhof, M. 2017.** A Catalog of the Cecidomyiidae (Diptera) of the World, Fourth Edition. Agricultural Research Service, US Department of Agriculture. Retrieved 2018-05-05.
- Gahan, A.B. 1946.** Eight new species of chalcid-flies of the genus *Pseudaphycus* Clausen, with a key to the species. Proceedings of the United States National Museum 96 (3200): 311-327.
- García Morales M., Denno, B.D., Miller, D.R., Miller, G.L., Ben-Dov, Y. y Hardy, N.B. 2016.** ScaleNet: A literature-based model of scale insect biology and systematics. Database. doi: 10.1093/database/bav118. <http://scalenet.info>.

- Gheibi, M., Farahi, S. y Hesami, S. 2015.** The biology of *Dicrodiplosis manihoti* Harris (Dip.: Cecidomyiidae) and its interactions with *Nipaecoccus viridis* (Newstead) (Hem.: Pseudococcidae). Conference: XVII International Congress of Plant Protection, At Berlin, Germany.
- González Benítez, A. 2016.** Viabilidad de la confusión sexual como técnica de control de *Dysmicoccus grassii* Leonardi (Hemiptera: Pseudococcidae) en platanera. Trabajo Fin de Carrera. Ingeniero Agrónomo. Universidad de La Laguna. 146 pp.
- González China, D. 2012.** Influencia de la temperatura en la biología de *Acerophagus angustifrons* (Gahan, 1946) (Hymenoptera: Encyrtidae), parasitoide de la cochinilla algodonosa de la platanera, *Dysmicoccus grassii* Leonardi. Trabajo final de carrera, Universidad de La Laguna.
- González Felipe, J. 2009.** Biología de *Nephus peyerimhoffi* Sicard y *Cryptamorpha desjardinsi* UER para el control de *Dysmicoccus grassii* (Leonardi) en cultivo de platanera. Trabajo final de carrera, Universidad de La Laguna.
- González Felipe, J. 2009.** Biología de *Nephus peyerimhoffi* Sicard y *Cryptamorpha desjardinsi* UER para el control de *Dysmicoccus grassii* (Leonardi) en cultivo de platanera. Trabajo final de carrera, Universidad de La Laguna.
- González-Hernández, H., Johnson, M.W., Reimer, N.J. 1999.** Impact of *Pheidole megacephala* (F.) (Hymenoptera: Formicidae) on the biological control of *Dysmicoccus brevipes* (Cockerell) (Homoptera: Pseudococcidae). *Biological Control* 15:145-152.
- Greenberg, L., Klotz, J.H., y Rust, M.K. 2006.** Liquid borate bait for control of the Argentine ant, *Linepithema humile*, in organic citrus (Hymenoptera: Formicidae). *Florida Entomologist*, 89(4), 469-474.
- Gutiérrez Ávila, M.S. 2009.** Evaluación del coccinélido *Cryptolaemus montrouzieri* para el control biológico de *Dysmicoccus grassii* en la isla de El Hierro. Trabajo final de carrera, Universidad de La Laguna.
- Halstead, D.G.H. 1993.** Keys for the identification of beetles associated with stored products—II. Laemophloeidae, Passandridae and Silvanidae. *Journal of Stored Products Research*, 29(2), 99-197.

- Heidari, M. y Copland, M.J.W. 1993.** Honeydew: a food resource or arrestant for the mealybug predator *Cryptolaemus montrouzieri*. *Entomophaga*, 38(1): 63-68.
- Heidari, M., y Copland, M.J.W. 1992.** Host finding by *Cryptolaemus montrouzieri* (Col., Coccinellidae) a predator of mealybugs (Hom., Pseudococcidae). *Entomophaga*, 37(4), 621-625.
- Heimpel, G.E., Jervis, M.A., 2005.** Does floral nectar improve biological control by parasitoids? In: Plant-provided food for carnivorous insects: a protective mutualism and its applications, Wäckers, F.L., van Rijn, P.C.J., Bruin, J. (eds.). Cambridge University Press, Cambridge.
- Hernández Ledesma, B. 2012.** Determinación de los parámetros biológicos de *Nephus peyerimhoffi* con *Dysmicoccus grassii* como presa en el cultivo de la platanera en canarias. Trabajo Fin de Carrera. Director/es: Hernández, E. Escuela Técnica Superior de Ingeniería Agraria. Universidad de La Laguna.
- Hernández Suárez, E., Carnero Hernández, A., Velázquez Hernández, Y., Ramos Cordero, C. y Perera González, S. 2011.** La cochinilla de la platanera. Información técnica. Servicio Técnico de Agricultura y Desarrollo Rural. Cabildo de Tenerife. 10 p.
- Hernández Suárez, E., Cartaya Delgado, N. y Perera González, S. 2012.** Evaluación de la eficacia del Gazel (Acetamiprid 20 % SP) sobre la cochinilla de la platanera (*Dysmicoccus grassii* Leonardi) en condiciones de laboratorio. Información técnica. Servicio Técnico de Agricultura y Desarrollo Rural. Cabildo de Tenerife. 9 p.
- Israelson, G., Machado, A., Oromí, P., y Palm, T. 1982.** Novedades para la fauna coleopterológica de las Islas Canarias. *Vieraea*, 11(1-2), 109-134.
- Jacas, J.A., Urbaneja, A., Viñuela, E. 2006.** History and future of introduction of exotic arthropod biological control agents in Spain: A dilemma? *BioControl* 51:1-30.
- Kairo, M.T., Pollard, G.V., Peterkin, D.D., y Lopez, V.F. 2000.** Biological control of the hibiscus mealybug, *Maconellicoccus hirsutus* Green (Hemiptera: Pseudococcidae) in the Caribbean. *Integrated Pest Management Reviews*, 5(4), 241-254.

- Klotz, J., Greenberg, L. y Venn, E.C. 1998.** Liquid boric acid bait for control of the Argentine ant (Hymenoptera: Formicidae). *Journal of Economic Entomology*, 91(4), 910-914.
- Klotz, J.H., Rust, M.K., Gonzalez, D., Greenberg, L., Costa, H., Phillips, P., y Kido, K. 2003.** Directed sprays and liquid baits to manage ants in vineyards and citrus groves. *J. Agric. Urban Entomol*, 20(1), 31-40.
- Landis, D.A., Wratten, S.D., Gurr, G.M. 2000.** Habitat management to conserve natural enemies of arthropod pests in agriculture. *Annual Review of Entomology* 45:175-201.
- Linares Quintero, M.A. 2014.** Viabilidad de la confusión sexual como técnica de control de *Dysmicoccus grassii* Leonardi (Hemiptera: Pseudococcidae) en platanera. Trabajo Fin de Grado. Universidad de León. 188 pp.
- López-Cepero, J., Puerta, M. y Piedra-Buena, A. 2014.** Guía para la Gestión Integrada de Plagas en Platanera. Cuadernos Divulgativos COPLACA, 2. 44 pp.
- Lorenzo-Fernández, J.M., Prendes-Ayala, C. y Lorenzo-Bethencourt, C.D. 2001.** Seguimiento de la dinámica poblacional de *Dysmicoccus grassii* (Leonardi) (Homoptera: Pseudococcidae) en *Musa acuminata*. *Bol. San. Veg. Plagas*, 27: 85-101 pp.
- MacDougall, R.S. 1926.** *Pseudococcus comstocki*, Kuw., as an enemy of the Banana (*Musa cavendishii*). *Bulletin of Entomological Research*, 17(1), 85-90.
- Malais, M. y Ravensberg, W. 1991.** La biología de las plagas de invernadero y sus enemigos naturales: conocer y reconocer. Rotterdam, Koppert Biological Systems. 109p.
- MAPAMA. 2016.** Guía de Gestión Integrada de Plagas: Platanera. Ministerio de Agricultura y Pesca, Alimentación y Medio Ambiente. Disponible en: <https://www.mapa.gob.es/es/agricultura/temas/sanidad-vegetal/guiagiplatanera_tcm30-57944.pdf>
- MAPAMA. 2018.** Superficies y producciones anuales de cultivos. Datos avances de frutales no cítricos y frutales secos año 2017. Disponible en: <<https://www.mapa.gob.es/es/estadistica/temas/>>

estadisticas-agrarias/agricultura/superficies-producciones-
anuales-cultivos/>

- Marchal, P. 1906.** Recherches sur la biologie et le development des Hymenopteres parasites. Les Platygasters. Arch. Zool. Exp. Gen. 4, Ser. 4. 485Ð 640, pl. 17Ð24.
- McKenzie, H.L. 1967.** Mealybugs of California: With Taxonomy, Biology, and Control of North American Species (Homoptera, Coccoidea, Pseudococcidae). Univ of California Press.
- Merlin, J., Lemaitre, O. y Grégoire, J.C. 1996.** Chemical cues produced by conspecific larvae deter oviposition by the coccidophagous ladybird beetle, *Cryptolaemus montrouzieri*. Entomologia Experimentalis et Applicata, 79(2), 147-151.
- Mgocheki, N., y Addison, P. 2010.** Spatial distribution of ants (Hymenoptera: Formicidae), vine mealybugs and mealybug parasitoids in vineyards. *Journal of applied entomology*, 134(4), 285-295.
- Moore, D. 1988.** Agents used for biological control of mealybugs (Pseudococcidae). *Biocontrol News and Information*, 9(4), 209-225.
- Muniappan, R., Meyerdirk, D.E., Sengebau, F.M., Berringer, D.D., Reddy, G.V.P. 2006.** Classical biological control of the papaya mealybug, *Paracoccus marginatus* (Hemiptera: Pseudococcidae) in the Republic of Palau. *The Florida Entomologist* 89:212-217.
- Nechols, J.R., y Seibert, T.F. 1985.** Biological control of the spherical mealybug, *Nipaecoccus vastator* (Homoptera: Pseudococcidae): assessment by ant exclusion. *Environmental entomology*, 14(1), 45-47.
- Neuenschwander, P. 2001.** Biological control of the cassava mealybug in Africa: A review. *Biological Control* 21:214-229.
- Neuenschwander, P., Boavida, C., Bokononganta, A., Gado, A., Herren, H. 1994.** Establishment and spread of *Gyranousoidea tebygi* Noyes and *Anagyrus mangicola* Noyes (Hymenoptera: Encyrtidae), two biological control agents released against the mango mealybug *Rastrococcus invades* Williams (Homoptera: Pseudococcidae) in Africa. *Biocontrol Science and Technology* 4:61-69.

- Noyes, J.S. y Hayat, M. 1994.** Oriental mealybug parasitoids of the Anagyrini Hymenoptera: Encyrtidae) with a world review of Encyrtidae used in classical biological control and an index of encyrtids parasitoids of mealybugs (Homoptera: Pseudococcidae). Wallingford, England, CAB International. viii + 554 pp.
- Noyes, J.S. y Hayat, M. 1984.** A review of the genera of Indo-Pacific Encyrtidae (Hymenoptera: Chalcidoidea). Bulletin of the British Museum (Natural History) (Entomology) 48: 131–395.
- Perera González, S., Rodríguez Serrano, M., Hernández Suárez, E., Ramos Cordero, C. y Rizza Hernández, R. 2008.** Ensayo de eficacia de productos fitosanitarios en el control de la cochinilla algodonosa (*Dysmicoccus grassi* Leonardi) en el cultivo de la platanera. Información técnica. Servicio Técnico de Agricultura y Desarrollo Rural. Cabildo de Tenerife. 12 p.
- Perera, S., y Molina, M.J. 2002.** Plagas y enfermedades de la platanera en Canarias y su control integrado. COPLACA. Canarias, España: 63 pp.
- Perera, S., y Molina, M.J. 2007.** Plagas y enfermedades en el cultivo ecológico de la platanera. El cultivo ecológico de la platanera en Canarias. Gabinete de Proyectos Agroecológicos SL, Santa Cruz de Tenerife, 70-118.
- Pérez Guerra, G. 1983.** La familia Pseudococcidae (Homoptera) en Canarias: *Dysmicoccus alazon* Williams (1960), plaga de la platanera. Tesina. Facultad de Biología, Universidad de La Laguna.
- Pérez Guerra, G. y Carnero Hernández, A. 1987 (1986).** Coccids of horticultural crops in the Canary Islands. Bollettino del Laboratorio di Entomologia Agraria ,Filippo Silvestri' 43 (Suppl.): 127-130.
- Pérez Guerra, G., Carnero, A. y Barquín, J. 1984.** *Dysmicoccus alazon* (Homóptera: Coccoidea). Plaga de la Platanera: I. Estudio Taxonómico. Anales del I.N.I.A. 26: 93-112.
- Ramos Cordero C. 2018.** Desarrollo de un sistema para la detección y el seguimiento de poblaciones de *Dysmicoccus grassii* Leonardi. Asistencia técnica dentro del Proyecto CAIA2018-0001 "Estrategias para el control de *Dysmicoccus grassii* en

platanera mediante feromonas y la pudrición de corona de plátano (crown root)". Informe técnico. 19 pp.

Ramos Cordero C. 2018. Nueva revisión del complejo feromonal de *Dysmicoccus grassii* Leonardi. Asistencia técnica dentro del Proyecto CAIA2018-0001 "Estrategias para el control de *Dysmicoccus grassii* en platanera mediante feromonas y la pudrición de corona de plátano (crown root)". Informe técnico. 17 pp.

Ramos Cordero, C. 2010. *Cryptolaemus montrouzieri* (Mulsant) como agente de control biológico de la cochinilla algodonosa *Dysmicoccus grassii* (Leonardi). Diploma de Estudios Avanzados. Director/es: Hernández Suárez, E. Departamento de Biología Vegetal. Facultad de Biología. Universidad de La Laguna.

RD 1311/2012, de 14 de septiembre, por el que se establece el marco de actuación para conseguir un uso sostenible de los productos fitosanitarios. BOE N° 223, de 15 de septiembre de 2012.

Roltsch, W., Meyerdirk, D., Warkentin, R., Andress, E., Carrera, K. 2006. Classical biological control of the pink hibiscus mealybug, *Maconellicoccus hirsutus* (Green), in southern California. *Biological Control* 37:155-166.

Rust, M.K., Reiersen, D.A. y Klotz, J.H. 2004. Delayed toxicity as a critical factor in the efficacy of aqueous baits for controlling Argentine ants (Hymenoptera: Formicidae). *Journal of Economic Entomology*, 97(3), 1017-1024.

Sagarra, L.A., Vincent, C., Stewart, R.K. 2000. Fecundity and survival of *Anagyrus kamali* (Hymenoptera: Encyrtidae) under different feeding and storage temperature conditions. *European Journal of Entomology* 97:177-181.

Sandanayaka, W.R.M., Charles, J.G., Allan, D.J. 2009. Aspects of the reproductive biology of *Pseudaphycus maculipennis* (Hym: Encyrtidae), a parasitoid of obscure mealybug, *Pseudococcus viburni* (Hem: Pseudococcidae). *Biological control* 48:30-35.

Tanwar, R.K., Jeyakumar, P. y Vennila, S. 2010. Papaya mealybug and its management strategies. Technical Bulletin 22. National Centre for Integrated Pest Management, New Delhi.

- Tena, N. 2007.** Estudio de la Eficacia en el control de *Dysmicoccus grassii* de las distintas materias activas autorizadas por las Normas Técnicas Específicas de Producción Integrada para el plátano en Canarias. Proyecto de Ingeniería Técnica Agrícola. Escuela Técnica Superior de Ingeniería Agraria. Universidad de La Laguna. 3-64 p.
- Thomas, M.C. y Nearn, E.H. 2008.** A new genus of telephanine Silvanidae (Coleoptera: Cucujoidea), with a diagnosis of the tribe and key to genera. *Insecta Mundi*, 576.
- Trjapitzin, V.A., Bennett, F.D., Ruíz-Cancino, E. y Coronado-Blanco, J.M. 2004.** Annotated check-list of encyrtids (Hymenoptera: Chalcidoidea: Encyrtidae) of Central America, the West Indies and Bermuda. Universidad Autónoma de Tamaulipas, Cd. Victoria, México. 205 pp.
- Velázquez Hernández, Y., García Luque, M., Pérez González, M.A., Cartaya Delgado, N., Perera González, S., Ramos Cordero, C. y Hernández Suárez, E. 2015.** Especies de hormigas presentes en el cultivo de la platanera en Canarias. Información técnica. Servicio Técnico de Agricultura y Desarrollo Rural. Cabildo de Tenerife. 10 p.
- Vilardebo, A. 1962.** Le bananier aux îles Canaries. V. Les insectes et acariens parasites. El banano en las islas Canarias. V. Los insectos y ácaros parásitos. *Fruits*, 17 (8): 357-370.
- Williams, D.J. 1960.** A new species of *Dysmicoccus* Ferris (Pseudococcidae, Homoptera) on banana. *Bulletin of Entomological Research*, 51(2), 239-241.
- Williams, D.J. y Granara de Willink, M.C. 1992.** Mealybugs of Central and South America. CAB International, London, England. 635 pp.

