



**AVANCES EN EL CONTROL BIOLÓGICO
DE LA COCHINILLA ALGODONOSA
DE LA PLATANERA. I: *CRYPTOLAEMUS
MONTROUZIERI* M.**

**Carina Ramos Cordero
Aurelio Carnero Hernández
Estrella Hernández Suárez**



**AVANCES EN EL CONTROL BIOLÓGICO
DE LA COCHINILLA ALGODONOSA
DE LA PLATANERA. I: *CRYPTOLAEMUS
MONTROUZIERI* M.**



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

Ramos Cordero, C., Carnero Hernández, A. y Hernández Suárez, E. 2018. Avances en el control biológico de la cochinilla algodonosa de la platanera. I: *Cryptolaemus montrouzieri* M. Manual Técnico N° 4. Instituto Canario de Investigaciones Agrarias. 146 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° 4

Autores: Carina Ramos Cordero, 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: Fermin Correa Rodríguez (ICIA)

Impresión: Imprenta Bonnet S.L.

Depósito Legal: TF 262-2018

ISSN: 2603-8447

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, zonas boscosas, tanto al aire libre como en invernadero; 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. PhD 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 dar una idea 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 másters 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 platenero. 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	
1. La cochinilla algodonosa de la platanera (<i>Dysmicoccus grassii</i> Leonardi)	
2. <i>Cryptolaemus montrouzieri</i> (Mulsant, 1853)	
2.1 Encuadre taxonómico y sinonimias de la especie	
2.2 Descripción morfológica de la especie	
2.3 Origen y distribución geográfica	
2.4 Biología	
2.4.1 Duración del ciclo biológico	
2.4.2 Longevidad	
2.4.3 Reproducción	
2.4.4 Oviposición	
2.4.5 Temperaturas óptimas de desarrollo	
2.4.6 Mecanismos de localización de la presa	
2.4.7 Depredación	
2.5 Liberaciones en campo	
2.5.1 Muestreo	
2.5.2 Condiciones óptimas para la liberación	
2.5.3 Dosis de liberación	
2.5.4 Interacción entre especies de enemigos naturales	
2.6 Efectos secundarios de insecticidas sobre <i>Cryptolaemus montrouzieri</i>	
2.7 Ventajas y desventajas del uso de <i>Cryptolaemus montrouzieri</i> como agente de control biológico	
2.8 Cría, control de calidad y almacenaje de <i>Cryptolaemus montrouzieri</i>	

- 2.8.1 Cría.
- 2.8.2 Indicadores a tener en cuenta en el control de calidad del depredador.
- 2.8.3 Almacenaje.

3. Experiencias realizadas en Canarias con *Cryptolaemus montrouzieri*

3.1 Experiencias realizadas en Canarias a nivel de laboratorio con *Cryptolaemus montrouzieri*

- 3.1.1 Biología reproductiva y duración del desarrollo de *Cryptolaemus montrouzieri* a 25 °C sobre *Dysmicoccus grassii*.
- 3.1.2 Tasa de depredación de los diferentes estadios de *Cryptolaemus montrouzieri* sobre *Dysmicoccus grassii*
- 3.1.3 Tasa de depredación de *Cryptolaemus montrouzieri* sobre *Dysmicoccus grassii* en función de la densidad de presa
- 3.1.4 Tasa de depredación de *Cryptolaemus montrouzieri* sobre *Dysmicoccus grassii* en función del origen de la población
- 3.1.5 Tasa de oviposición media diaria de *Cryptolaemus montrouzieri* sobre *Dysmicoccus grassii* en función del origen de la población.

3.2 Experiencias realizadas en Canarias a nivel de campo con *Cryptolaemus montrouzieri*

- 3.2.1 Eficacia de *Cryptolaemus montrouzieri* en el control de *Dysmicoccus grassii* en condiciones de campo
- 3.2.2 Ensayo para determinar la dosis de suelta en campo de *Cryptolaemus montrouzieri*
- 3.2.3 Establecimiento de *Cryptolaemus montrouzieri* en parcelas comerciales de platanera

4. Bibliografía

**La cochinilla
algodonosa
de la platanera
(*Dysmicoccus
grassii* Leonardi)**



■ 1. La cochinilla algodonosa de la platanera (*Dysmicoccus grassii* Leonardi)

La cochinilla algodonosa, *Dysmicoccus grassii* Leonardi (1913) (*D. grassii* a partir de ahora), pertenece a la superfamilia Coccoidea, dentro del suborden Sternorrhyncha del orden Hemiptera.

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). Actualmente está distribuida en todas las islas en las que se cultiva platanera según recoge De la Paz (2005).

La hembra de *D. grassii* pasa por tres estadios ninfales (fig. 1b-d). La hembra adulta puede llegar a medir 4-5 mm, no poseen alas, cuerpo de contorno elíptico con la cabeza y el abdomen fusionados, cubierto de un polvillo céreo blanquecino, presentando a cada lado diecisiete filamentos de cera más o menos gruesos (fig. 1e). Los huevos que ponen las hembras de *D. grassii* son de color amarillo pálido y van envueltos en cera algodonosa de color blanco, formando un saco ovígero (fig. 1a).

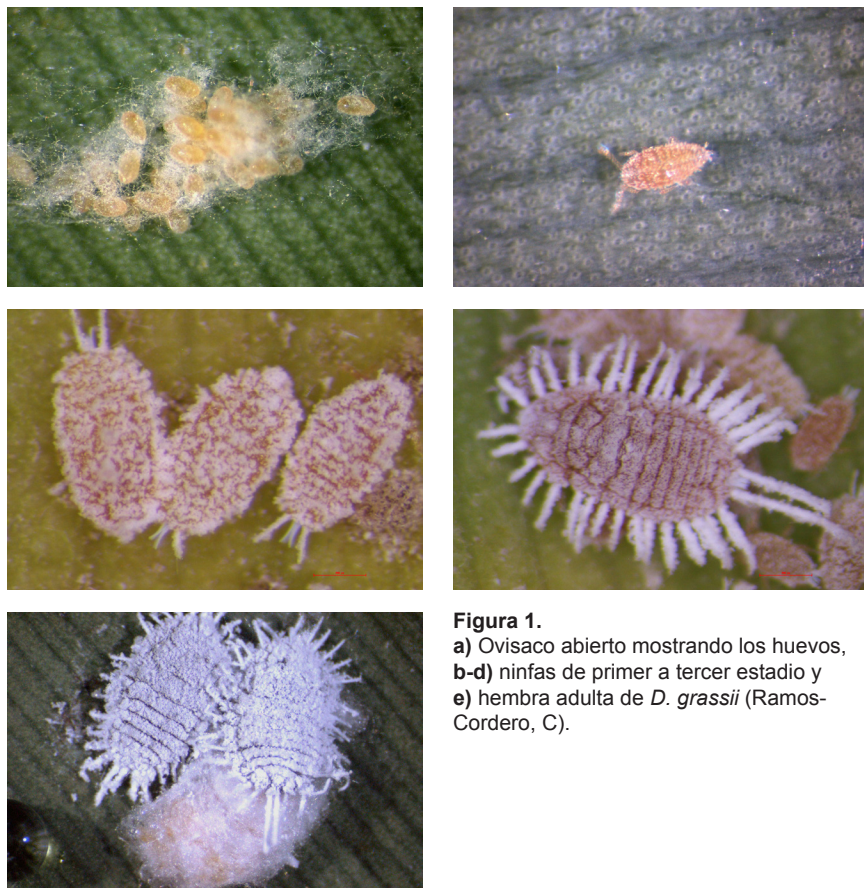


Figura 1.
a) Ovisaco abierto mostrando los huevos,
b-d) ninfas de primer a tercer estadio y
e) hembra adulta de *D. grassii* (Ramos-Cordero, C).

En el caso del macho, los primeros dos estadios ninfales no están aún diferenciados para ambos sexos por lo que sus descripciones coinciden con las descritas para las hembras. El tercer estadio ninfal (fig, 2a) es 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. El macho adulto presenta el cuerpo diferenciado en cabeza, tórax y abdomen, con contorno estilizado, patas robustas y alas bien desarrolladas (fig. 2d).

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. Según estas experiencias, en el macho la duración del ciclo biológico fue de 49 días. A partir del huevo se suceden 3 períodos ninfales en las hembras y 4 en el macho (fig. 3). 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.



Figura 2.

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

La cochinilla algodonosa puede penetrar en la planta por dos vías: mediante el transporte de las hormigas o bien por el ascenso de ellas mismas desde el suelo. Una vez la cochinilla alcanza la planta suelen refugiarse en sitios oscuros, que suelen coincidir con los de gran humedad. Su posición en la platanera como nos indica MacDougall (1926), suele ser en las vainas de las hojas (fig.

4a), ocultas en los racimos de frutas y raquis de los mismos (fig. 4b), en el nervio central de las hojas (con más abundancia en el envés) (fig. 4c), en las hojas jóvenes y en el pseudotallo, tanto en las estrías del mismo como debajo de éstos cuando están secos (fig. 4d) y en la hierba (fig. 4e).

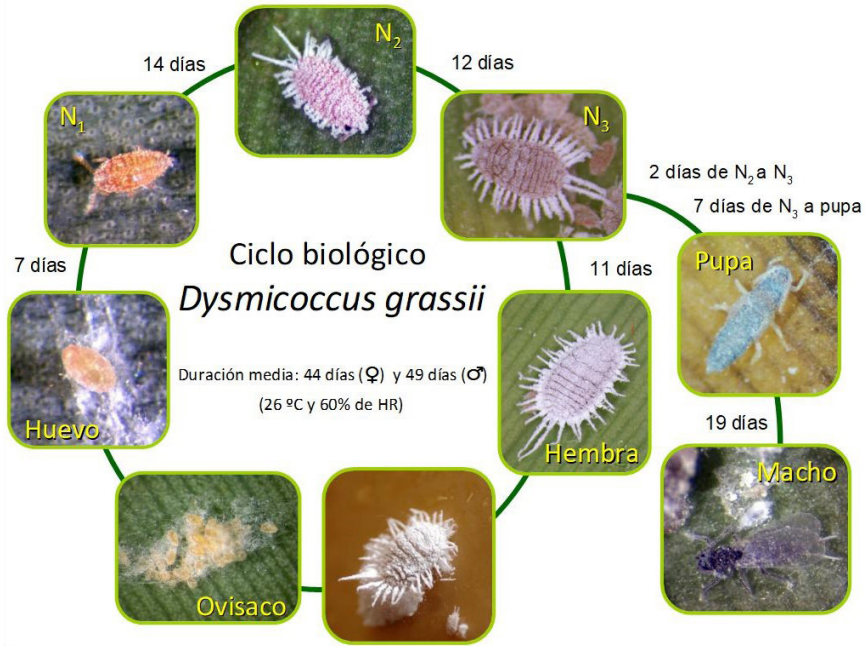


Figura 3. Ciclo biológico de *D. grassii* (modificado de Pérez-Guerra, 1983).



Figura 4.

Ataque de *D. grassii* en: **a)** pecíolo 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.).

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

Se han encontrado numerosos enemigos naturales de *D. grassii* en los diferentes muestreos realizados en los cultivos de platanera de las islas (tabla 1). De ellos, el más estudiado ha sido *Cryptolaemus montrouzieri* M., que se desarrollará en profundidad en este manual técnico.

Tabla 1.

Organismos de control biológico de *Dysmicoccus 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>Cryptomorpha desjardinsi</i> (Guérin-Ménéville, 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)



■ 2. *Cryptolaemus montrouzieri* (Mulsant, 1853)

2.1. Encuadre taxonómico y sinonimias de la especie

Cryptolaemus montrouzieri Mulsant (1853) (*C. montrouzieri* a partir de ahora) es un coccinéido perteneciente a la familia Coccinellidae, y concretamente a la subfamilia Scymninae:

Tabla 2.

Clasificación taxonómica de *Cryptolaemus montrouzieri*, según ITIS (2009).

Rango	Nombre
Reino	Animalia
Subreino	Eumetazoa
Filo	Arthropoda
Subfilo	Hexapoda
Clase	Insecta
Orden	Coleoptera
Suborden	Polyphaga
Superfamilia	Cucuoidea
Familia	Coccinellidae Latreille, 1807
Subfamilia	Scymninae Mulsant, 1846
Género	Cryptolaemus Mulsant, 1853
Especie	<i>C. montrouzieri</i> Mulsant, 1853

El género *Cryptolaemus* está constituido por 7 especies distribuidas en dos grupos de especies (Booth y Pope, 1986):

- *grupo montrouzieri*

- *C. montrouzieri* Mulsant
- *C. affinis* Crotch
- *C. wallacei* Crotch
- *C. crotchi* Booth y Pope
- *C. sinestria* Booth y Pope

- *grupo subviolaceus*

- *C. subviolaceus* Crotch
- *C. concinnus* Weise

La única especie presente en el hemisferio occidental es *C. montrouzieri*, introducida como agente de control biológico (Clausen, 1978).

La sinonimias registradas de la especie según Gordon (1985) son: *Cryptolaemus montrousieri* (Mulsant, 1852), correspondiendo a un error de escritura; *Cryptolaemus montrouzieri* (Crotch, 1874) y *Cryptolaemus montrouzieri* (Gordon, 1985).

2.2 Descripción morfológica de la especie

Cryptolaemus Mulsant es un género fácilmente distinguible de otros géneros de la familia por la presencia de un proesternón redondeado y elongado anteriormente que permite cubrir la boca si la cabeza está retraída (fig. 6a), antenas de 10 segmentos (fig. 6d), tarsos de tres segmentos con dimorfismo sexual, abdomen con 6 segmentos visibles (fig. 6c) y líneas postcoxales semicirculares (CSIRO, 2007) (fig. 6b).

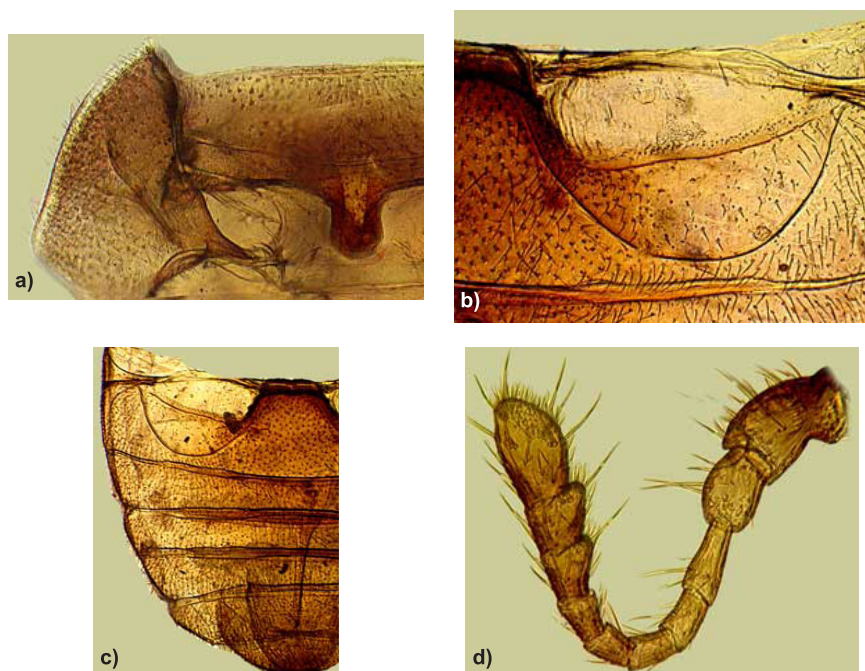


Figura 6. a) proesternón extendido, b) líneas postcoxales semicirculares, c) detalle de los segmentos del abdomen y d) antenas de 10 segmentos de *C. montrouzieri* (CSIRO, 2007).

El ciclo de vida de *C. montrouzieri* pasa por los estados de huevo, cuatro estadios larvarios, pupa, y adulto. Los huevos al principio son brillantes y adquieren un aspecto céreo al madurar. Son depositados separadamente en las bolsas de huevos de la cochinilla denominados “ovisacos” (Sadof, 1995) (fig. 7a).

Las larvas van aumentando su tamaño conforme cambian de un estadio al siguiente, pudiendo alcanzar hasta 13-14 mm de longitud. Son muy características, ya que su cuerpo está cubierto de proyecciones céreas de color blanco (especialmente en las larvas jóvenes) que las hacen parecidas a sus presas, aunque los filamentos céreos son más largos en el depredador (Pang y Gordon, 1986) (fig. 7b-e).

La pupa de *C. montrouzieri* presenta un color amarillo brillante cuando está desnuda. Generalmente se oculta por restos de filamentos algodonosos del último estadio larvario, debido a que la pupación tiene lugar dentro de las lanosidades que cubren la larva. Algunas de estas lanosidades se desprenden para dejar descubierta la parte posterior (Yudelevich, 1950) (fig. 7f).

El adulto es un escarabajo de unos 3,3 - 4,5 mm de longitud, forma hemisférica, con la cabeza amarillenta, élitros negro brillante, pronoto y el borde posterior de los élitros de color anaranjado oscuro (fig. 7g).



Figura 7.
Cryptolaemus montrouzieri: **a)** huevos en ovisaco, **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*.

Machos y hembras son muy similares no siendo diferenciables a simple vista (Llorens, 1990 y Yudelevich, 1950). El hecho de que *C. montrouzieri* no presente dimorfismo sexual aparente, hace que para estudiar la proporción de sexos sea necesario diseccionar a los individuos para determinar su genitalia, siendo el macho fácilmente reconocible por la presencia del edeago (Valdebenito, 1985).

Por otro lado, Llorens (1990) indica que con observaciones más agudas, machos y hembras pueden diferenciarse por la curvatura de la parte terminal del abdomen (fig. 8a) y por la coloración de la parte terminal del primer par de patas (fig. 8b); la diferencia radica en que las patas del protórax son de color marrón claro-amarillento para los machos y negras para las hembras (Kaufmann, 1996; Pang y Gordon, 1986).

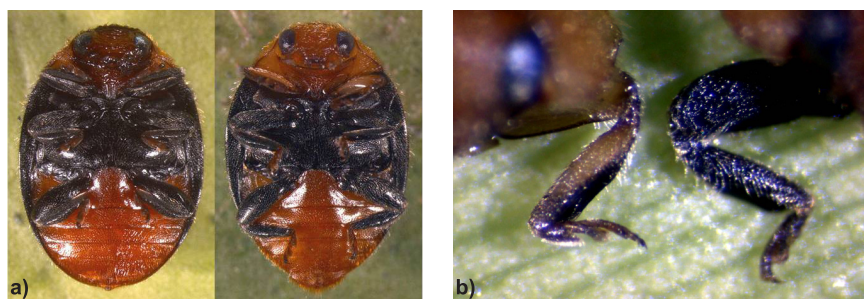


Figura 8. Dimorfismo sexual entre hembras y machos de *Cryptolaemus montrouzieri*: **a)** curvatura de la parte terminal del abdomen de una hembra (izq.) y macho (dcha.) (NBAll) y **b)** coloración del primer par de patas de macho (izq.) y hembra (dcha.) de *C. montrouzieri* (Ramos-Cordero, C.).

2.3 Origen y distribución geográfica

Cryptolaemus montrouzieri es una especie originaria de Australia oriental, aunque su presencia también ha sido reportada en las islas Fiji, Ceilán y el sur de China (Clausen, 1978).

Cryptolaemus montrouzieri fue importado en los Estados Unidos en 1891 por Albert Koebele, pionero en control biológico, para controlar poblaciones de cochinillas. Se introdujo desde Sydney a California en 1891 y posteriormente en Hawai en 1893

(Clausen, 1978). Desde aquí, posteriormente, se ha reintroducido en más de 40 países para el control de diversas especies de cochinillas (Booth y Pope, 1986). Este coccinélido ha sido empleado con éxito en el control de plagas como *Maconellicoccus hirsutus* Green (1908) en el Caribe (Kairo et al., 2000), *Planococcus citri* Risso (1913) en California y Europa (Booth y Pope, 1986). *C. montrouzieri* muestra un excelente control sobre todas las especies del género *Pseudococcus*, salvo el caso de *P. longispinus* en cuyo control no se produce el resultado esperado por ser esta especie vivípara y carecer de masas de huevos, lo que limita la oviposición del depredador (Yudelevich, 1950; Ebeling, 1959) (fig. 9).



Figura 9.

a) *Pseudococcus longispinus* (Targioni) o “cotonet longispino” plaga en subtropicales y ornamentales **b)** *Maconellicoccus hirsutus* Green o “cochinilla rosada del hibisco”, plaga en ornamentales (www.sel.barc.usda.gov) **c)** *Planococcus citri* (Risso) o “cotonet” plaga de cítricos (<http://mrec.ifas.ufl.edu/Iso/mealybugs.htm>).

Actualmente, además de en las Islas Canarias, está distribuido en los siguientes países europeos: Francia, Italia, Cerdeña, Sicilia y las islas Italianas (Lipari, Ustica, Egadi, Pantelleria, Pelagie) y España (Fauna Europaea, 2004).

A nivel mundial se considera presente en: Asia (Azerbaiján, 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).

2.4 Biología

2.4.1 Duración del ciclo biológico

Cryptolaemus montrouzieri es un coccinélido que ha sido ampliamente estudiado. Babu y Azam (1987), Balakrishnan *et al.* (1987), Bhat *et al.* (1983), Chako *et al.* (1978), Charansri y Nishida (1975), Fand *et al.* (2010), Fisher (1963), Gautam (1996), Ghorbanian *et al.* (2011), Solangi *et al.* (2012), Hanchinal (2010), Harmeet *et al.* (2010), Kaufmann (1996), Malais y Ravensberg (1991), Mali y Kurtadikar (2008), Mani (1988), Mani y Thontadaraya (1987), Mineo (1967), Murthy (1982), Persad y Khan (2002), Torres y Marcano (2007), Satyanarayanamurthy y Lakshmi Narayana (1986) han estudiado, entre otros, la duración de su ciclo biológico y su biología reproductiva.

La temperatura es uno de los factores más importantes que afectan a la biología de *C. montrouzieri*, debido a que condiciona su tasa de desarrollo, fecundidad y longevidad, entre otros factores biológicos (Yudelevich, 1950). El óptimo de temperatura para el desarrollo de *C. montrouzieri* está en torno a 20-25 °C según Cooper (1985) y de 30 °C y 70 % de humedad relativa según Ghafoor (2011).

En la tabla 3 se recogen los datos bibliográficos sobre la influencia de la temperatura en la duración del desarrollo de los estados inmaduros, así como el sex ratio de los adultos de *C. montrouzieri*, según la presa consumida.

Como se muestra en la tabla 3, la duración del desarrollo embrionario oscila entre 3 y 9 días dependiendo de la temperatura y la presa consumida.

El desarrollo larvario de *C. montrouzieri* está formado por cuatro estadios (L₁-L₄). Según Torres y Marcano (2007) la duración del estadio de larva a 25 °C es de 3,95 para L₁, 4,13 para L₂, 4,01 para L₃ y 6,87 para L₄, respectivamente.

El estadio de pupa oscila entre 5,29 y 20 días dependiendo de la temperatura y la presa consumida. A la temperatura óptima de 25 °C tiene una duración media que oscila entre 6 y 10,7 días (Babu y Azam, 1987; Torres y Marcano, 2007; Mali y Kurtadikar, 2008).

La duración del desarrollo desde huevo a adulto de *C. montrouzieri* varía entre 23,21 y 65,1 días dependiendo de la temperatura y presa consumida (Babu y Azam, 1987; Torres y Marcano, 2007). Según Malais et al. (1991), el ciclo completo de huevo a huevo puede variar entre 72 días a 18 °C, 35 días a 25 °C y 25 días a 30 °C.

Tabla 3.
Revisión bibliográfica de la duración del desarrollo y sex ratio de *C. montrouzieri* según la temperatura y la presa consumida.

T (°C)	Duración del desarrollo (días)							Sex ratio (♂: ♀)	Presa	Referencia
	Huevo	Estadios larvarios				Pupa	Total			
		L ₁	L ₂	L ₃	L ₄					
17-27	4,36	2,78	4,64	6,13	3,79	8,69	32,75	1:1,36	<i>P. solenopsis</i>	(8)
20	6,2	6,4	7	13,5	17,7	14,3	65,1	1:1,13	<i>M. hirsutus</i>	(1)
20	8,35	6,34	5,0	6,0	12,67	11,94	50,3	1,19:1	<i>M. hirsutus</i>	(5)
21	8-9	4-8	4-6	4-6	5-6	14-20	43-47	1:1	<i>P. citri</i>	(3)
25	6,1	4,9	5,5	8,4	11,1	10,7	46,7	1:0,88	<i>M. hirsutus</i>	(1)
25	4,43	3,95	4,13	4,01	6,87	6,58	29,97	1,19:1	<i>M. hirsutus</i>	(5)
25-31	3-7	4-7	3-5	5-10	7-11	6-10	28-50	1:1	<i>M. hirsutus</i>	(4)
27	5-6	3-4	2-3	3-4	4-6	7-10	28-29	1:1	<i>P. citri</i>	(3)
27	5,5	4,4	3,0	3,2	4,2	10,8	31,1	--	<i>P. solenopsis</i>	(2)
27	3,94	3,04	2,39	2,86	4,68	10,22	27,16	--	<i>P. citri</i>	(6)
28	3,0	3,0	3,7	4,8	7,0	6,2	27,9	--	<i>M. hirsutus</i>	(1)
28	5,3	5,9	5,0	7,0	8,3	11,4	42,9	1:1	<i>P. solenopsis</i>	(7)
30	3	2,7	3,5	4,1	5,5	6,2	25,2	1:0,77	<i>M. hirsutus</i>	(1)
30	3,90	3,02	2,49	3,02	6,03	5,96	24,42	1:1	<i>M. hirsutus</i>	(5)
35	4,20	2,80	2,40	2,71	5,81	5,29	23,21	1,23:1	<i>M. hirsutus</i>	(5)
--	5-6	3-4	4	4-5	7-8	7-8	33-39	1:1	<i>P. citri</i>	(9)
25	3,33	2,86	2,45	3,58	4,24	9,24	24,71	--	<i>P. solenopsis</i>	(10)

Referencias bibliográficas:

- (1) Babu y Azam (1987) (6) Ghorbanian *et al.* (2011)
 (2) Fand *et al.* (2010) (7) Ghulam-Sarwar *et al.* (2012)
 (3) Fisher (1963) (8) Harmeet *et al.* (2010)
 (4) Mali y Kurtadikar (2008) (9) Bhat *et al.* (1983)
 (5) Torres y Marcano (2007) (10) Hanchinal (2010)

Presas:

- P. citri* -- *Planococcus citri* Risso
M. hirsutus -- *Maconellicoccus hirsutus* Green
P. solenopsis -- *Phenacoccus solenopsis* Tinsley

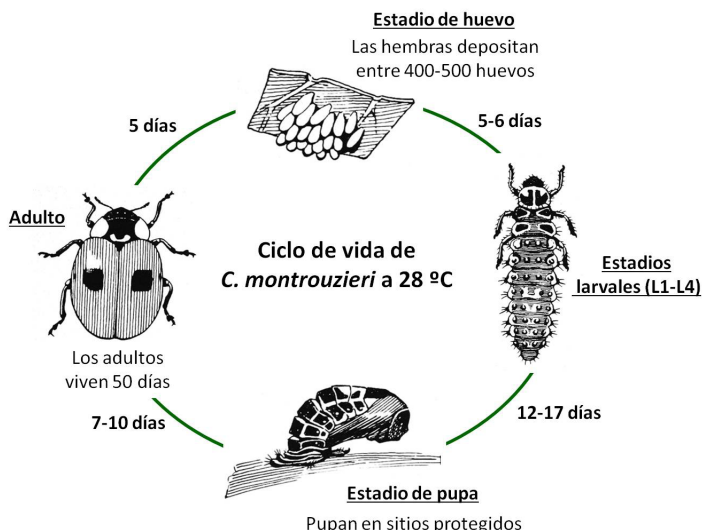


Figura 10.
Ciclo de vida de *C. montrouzieri* a 28 °C (Applied Bio Pest).

La calidad de la presa influye en el desarrollo del depredador, ya que los estados de huevo, larva y pupa fueron más prolongados cuando *C. montrouzieri* se desarrolló sobre *Dactylopius tomentosus* Lamarck (Hemiptera: Dactylopiidae), en comparación con los individuos desarrollados sobre *P. citri* y *M. hirsutus* (Murali *et al.*, 1999, 2002).

La proporción de sexos de *C. montrouzieri* corresponde a una relación 1:1 (Malais y Ravensberg, 1991; Charansri y Nishida, 1975; Torres y Marcano, 2007; Ghulam-Sarwar *et al.*, 2012; Fisher, 1963; Mali y Kurtadikar, 2008) (tabla 3). Otros autores como Valdebenito (1985) registraron una proporción de sexos para machos y hembras de 51,5 % y 48,5 %, respectivamente, correspondiendo a una relación 1:0,94.

Torres y Marcano (2007) señalan que *C. montrouzieri* una vez que se transforma en adulto, pasa 1 ó 2 días en proceso de melanización dentro de la cámara puparia. En esta fase, el adulto presenta los élitros y las patas de color amarillo claro y no se

alimenta. Paulatinamente va endureciéndose o esclerotizándose y se va tornado más oscuro, hasta adquirir el color negro de los élitros. Una vez melanizado con los élitros completamente negros, el adulto sale de la cámara puparia para alimentarse y posteriormente copular antes de los cinco días (Torres y Marcano, 2007; Barttlet, 1978; Malais y Ravensberg, 1991). Kaufmann (1996) señala que los adultos, tanto hembras como machos, son inmaduros sexualmente cuando emergen.

Torres y Marcano (2007) observaron mayor tamaño en la hembra que en el macho, presentando rangos entre 4,35 - 4,16 mm de largo y 3,15 - 2,93 mm de ancho, para la hembra; y el macho por su parte, con rangos entre 4,14 - 3,93 mm de largo y 2,93 - 2,87 mm de ancho. Alemán *et al.* (2005), señalan un rango (sin referir sexo) entre 4,09-4,33 mm de largo y 2,92-3,02 mm de ancho. Otros autores han observado medidas que van desde 3 a 6 mm de longitud (Bolaños, 2001; Malais y Ravensberg, 1991; Valdebenito, 1985; Yudelevich, 1950).

2.4.2 Longevidad

En la tabla 4 se muestra la longevidad promedio de hembras de *C. montrouzieri* en función de la temperatura. Se observa que la longevidad oscila entre 2,2 y 231,05 días a 40 y 20 °C, respectivamente (Babu y Azam, 1987; Torres y Marcano, 2007). En general, se observa una disminución de la longevidad con el incremento de la temperatura. A 25 °C, la longevidad media de las hembras de *C. montrouzieri* fue de 94,28 días (Applied Bio Pest, 1963; Fisher, 1963; Özgökçe *et al.*, 2006; Torres y Marcano, 2007).

2.4.3 Reproducción

La inseminación y transferencia de esperma son procesos importantes que permiten a los insectos machos fertilizar los huevos con sus espermatozoides (Parker, 1970). Este proceso y estructuras relacionadas ha sido estudiado con detalle para *C. montrouzieri* por Kaufmann (1996). Según este autor, el sistema de eyaculación en *Cryptolaemus* se compone de dos estructuras de quitina y un potente músculo, altamente especializado y eficiente

en comparación con otros escarabajos. Aunque los folículos testiculares de los machos producen espermatozoides en la primera semana tras eclosionar la pupa, no se aparean antes de las tres semanas de edad, momento en el cual el músculo está en pleno funcionamiento. Ya esta característica diferencia a *C. montrouzieri* de otras mariquitas de otras subfamilias.

Según Kaufmann (1996) durante el apareamiento el macho dobla el abdomen hacia adelante y hacia atrás para introducir el esperma procedente del espermatóforo en la vagina de la hembra. El esperma de los machos se mantiene en la espermateca. La transferencia de los espermatozoides tarda aproximadamente 30 minutos. Por lo general, el contenido de 3 espermatóforos (de 3 machos) se acumulan juntos en la espermateca (ocasionalmente pueden ser 4) y se mezclan rápidamente gracias a la acción de la bomba de aire, que asegura la circulación de los espermatozoides antes de la fertilización.



Figura 11. a) detalle del penis, b) tegmen, c) ovipositor y d) espermateca de *C. montrouzieri* (CSIRO, 2007).

Tabla 4.

Revisión bibliográfica de la longevidad y fecundidad de *C. montrouzieri* según la temperatura y la presa consumida.

T (°C)	Longevidad ♀ (días)	Fecundidad (huevos/♀)	Duración en días			Presa	Ref.
			Preoviposición	Oviposición	Postoviposición		
10	15,5	0	--	--	--	<i>M. hirsutus</i>	(2)
17-27	61,78	98,15	7,23	46,75	7,80	<i>P. solenopsis</i>	(11)
20	122,4	126,1	9,6	--	--	<i>M. hirsutus</i>	(2)
20	231,05	536,75	12,75	214,45	3,85	<i>M. hirsutus</i>	(5)
25	50,7	440	--	--	--	<i>P. citri</i>	(3)
25	120,8	805,3	5,1	109,3	5,4	<i>P. citri</i>	(4)
25	50	400-500	--	--	--	<i>P. citri</i>	(1)
25	155,35	461,26	6,36	141,84	7,15	<i>M. hirsutus</i>	(5)
25-28	99	237,1	2,4	--	--	<i>M. hirsutus</i>	(2)
25-31	74,7	476,2	--	[54-83]	--	<i>M. hirsutus</i>	(8)
27	97,80	510	6,80	62,20	28,80	<i>P. solenopsis</i>	(10)
27	79,04	433,07	5,60	70,37	2,87	<i>P. citri</i>	(6)
27	98,08	118,68	7	--	--	<i>M. hirsutus</i>	(7)
28	84,4	486,9	9,9	76,4	--	<i>P. solenopsis</i>	(9)
30	94,8	302,9	3,6	--	--	<i>M. hirsutus</i>	(2)
30	103,51	168,28	5,47	94,33	3,71	<i>M. hirsutus</i>	(5)
35	68,75	39,25	3,75	59,63	5,37	<i>M. hirsutus</i>	(5)
40	2,2	0	--	--	--	<i>M. hirsutus</i>	(2)
xx	77,8	229,2	14-15	45-68	--	<i>P. citri</i>	(12)
25	62,56	--	6,84	44,35	7,12	<i>P. solenopsis</i>	(13)

Referencias bibliográficas:

- (1) Applied Bio Pest (1963)
 (2) Babu y Azam (1987)
 (3) Fisher (1963)
 (4) Özgökçe *et al.* (2006)
 (5) Torres y Marcano (2007, 2011)
 (6) Ghorbanian *et al.* (2011)
 (7) Persad y Khan (2002)
 (8) Mali y Kurtadikar (2008)
 (9) Ghulam-Sarwar *et al.* (2012)
 (10) Fand *et al.* (2010)
 (11) Harmeet *et al.* (2010)
 (12) Bhat *et al.* (1983)
 (13) Hanchinal (2010)

Presas:

- P. citri* -- *Planococcus citri* Risso
M. hirsutus -- *Maconellicoccus hirsutus* Green
P. solenopsis -- *Phenacoccus solenopsis* Tinsley

Una hembra de *C. montrouzieri* puede depositar entre 39 y 805 huevos a lo largo de su vida, en función de la temperatura y la presa consumida, tal y como se observa en la tabla 4. Los valores medios de oviposición de huevos son de 400 a 500 huevos durante una longevidad promedio de 50 a 60 días (Sadof, 1995; Applied Bio Pest, 1963). El número total de huevos depositados depende en gran medida de la dieta de la hembra, reduciéndose la producción ante una escasez de alimento (Malais y Ravensberg, 1991).

El periodo de preoviposición de *C. montrouzieri* (tiempo transcurrido entre la eclosión del adulto y la oviposición del primer huevo) oscila entre 2,4 días a 25 °C (Babu y Azam, 1987) y 9,9 días a 28 °C (Ghulam-Sarwar *et al.*, 2012) (tabla 4).

El periodo de oviposición es la duración entre la primera y última puesta de huevos, y el periodo de postoviposición es la duración entre la puesta del último huevo y la muerte de la hembra. El periodo de oviposición de *C. montrouzieri* oscila entre 54 y 83 días a una temperatura de 25 a 31 °C (Mali y Kurtadikar, 2008) y el periodo de postoviposición oscila entre 2,87 días (Ghorbanian *et al.*, 2011) y 28,80 días (Fand *et al.*, 2010), ambos a 27 °C.

2.4.4 Oviposición

El proceso de oviposición de *C. montrouzieri* consta de dos pasos. El primero es la búsqueda de un lugar para ovipositar mediante la generación de estímulos químicos. Según Merlin *et al.* (1996a), los filamentos de cera generados por *P. citri* y los ovisacos de *Eupulvinaria hydrangeae* (Steinweden) (Hemiptera: Coccidae) estimulan la oviposición de las hembras de *C. montrouzieri*. El segundo paso es la detección de signos físicos por parte del ovipositor. Así, Merlin *et al.* (1996) estudió a nivel de laboratorio que el algodón, el cual se asemeja al ovisaco de la cochinilla, estimula el tigmotactismo positivo del ovipositor. Un comportamiento similar fue registrado por Torres y Marcano (2011), los cuales realizaron un estudio de la oviposición de *C. montrouzieri* utilizando como presa *M. hirsutus*, en condiciones de laboratorio, a cuatro temperaturas constantes de 20, 25, 30 y 35 °C. Observaron que los huevos de *C. montrouzieri* pueden ser colocados en forma individual y en grupo en los brotes de papa infestados por *M. hirsutus* y sobre el algodón,

registrando la mayor proporción de huevos de *C. montrouzieri* sobre estos últimos. Igualmente, Alemán *et al.* (2004) probaron a nivel de laboratorio diversas alternativas para la reproducción artificial de *C. montrouzieri*, las cuales consistieron en el empleo de huevos de *Galleria mellonella*, colonias de áfidos y plantas de plátano atacadas por *Dysmicoccus bispinosus* Bearsley. En cada repetición ensayada colocaron pequeñas porciones de algodón para estimular la oviposición, observando que *C. montrouzieri* fue capaz de alimentarse y completar su ciclo de vida sobre los tres sustratos evaluados, logrando ovipositar en las masas de algodón situadas en el fondo de la jaula.

Las hembras de *C. montrouzieri* son capaces de albergar los huevos durante un periodo estimado de por lo menos 24 a 48 horas si no encuentra el lugar adecuado de oviposición. Esto les permite ser exigentes en la búsqueda del lugar óptimo para ovipositar (Merlin *et al.*, 1996a). Si los oviductos de las hembras se llenan de huevos y ésta no ha encontrado el lugar adecuado para ovipositar, comienza a depredar los huevos recién puestos (Merlin, 1992).

Las hembras recién nacidas de *C. montrouzieri* producen óvulos maduros cuando son alimentadas con *E. hydrangeae* o con huevos de la polilla de la harina *Ephestia kuehniella* Zeller (Lepidoptera: Pyralidae), pero no son capaces de ovipositar por la falta de estímulos (Merlin *et al.*, 1996a).

Las larvas de *C. montrouzieri* dejan rastros cuando se mueven en busca de alimento que inducen una disminución significativa en la oviposición de otras hembras de depredador. La abundancia de filamentos de cera producidos por las larvas se asocia con una feromona que hace que las hembras cambien de lugar de oviposición. Este comportamiento puede ser explicado como un mecanismo de regulación de la población y de una clara competencia intraespecífica (Merlin *et al.*, 1996b).

2.4.5 Temperaturas óptimas de desarrollo

Panis y Brun (1971) y Codling (1977) observaron que *C. montrouzieri* necesita una temperatura mínima de 21 °C para alimentarse y poner huevos. Este depredador detiene su

crecimiento por debajo de 10 °C, siendo letales las temperaturas bajo cero. Las pupas, y ocasionalmente los adultos, son capaces de hibernar. Este coccinélido tolera bien los climas cálidos y secos, siendo perjudiciales los altos niveles de humedad. *C. montrouzieri* se adapta cuando la densidad de presa es alta, y bajo estas condiciones es capaz de proporcionar un control espectacular de la plaga. Sin embargo, su capacidad de búsqueda y dispersión natural es pobre, por lo que a menudo se extingue localmente cuando la presa empieza a escasear (Mineo 1967). Las larvas muestran un comportamiento similar a los adultos en cuanto a rangos de temperatura, mostrando su actividad máxima alrededor de los 28 °C (Hussey y Scopes, 1985).

Al aire libre *C. montrouzieri* pasa el invierno como adulto, en diapausa reproductiva, restableciendo la actividad en primavera. Los factores que influyen en su establecimiento son: factores climáticos (temperatura y humedad) y densidad de la presa (con una aparente ineficacia a baja densidad de presa).

2.4.6 Mecanismos de localización de la presa

Los mecanismos de localización de la presa han sido estudiados por Heidari y Copland (1992, 1993) y Merlin *et al* (1996a, b), entre otros. La tasa de consumo de presas por parte de larvas y adultos de *C. montrouzieri* ha sido estudiada por Babu y Azam (1988), Mani (1988) y Mani y Thontadarya (1987), entre otros.

Todos los estadios de *C. montrouzieri* son depredadores de cochinillas. Las mariquitas adultas y las larvas jóvenes prefieren los huevos, mientras que las larvas de los últimos estadios no son tan selectivas. Dada su capacidad de vuelo, los adultos pueden cubrir una extensa área en búsqueda de presas y una vez que capturan la presa, la devoran completamente.

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.

Merlin *et al.* (1996b) señalaron que la señal química percibida por las hembras con sus partes bucales cuando prueban los filamentos de cera, son signos que inducen la búsqueda de sitios para la oviposición. El segundo paso está bajo el control del ovipositor, con el cual la hembra localiza sitios confinados o protegidos para dejar los huevos. Todos los huevos fueron ovipositados en los ovisacos de *E. hydrangeae* llenos de huevos o en remanentes de los ovisacos vacíos y en todos los estados de *P. citri*. Cuando no hay ovisacos de *E. hydrangeae* y los oviductos están saturados de huevos, la hembra de *C. montrouzieri* los coloca en cualquier lugar e inmediatamente empieza a alimentarse de sus propios huevos.

Los adultos de *C. montrouzieri* detectan sus presas mediante estímulos visuales y olfatorios (Heidari y Copland, 1992). Las larvas de cuarto estadio sólo pueden detectar a sus presas por el contacto físico (Heidari y Copland, 1992).

El comportamiento de búsqueda cesa a temperaturas superiores a 33 °C, y están relativamente inactivos por debajo de 16 °C. Por debajo de 9 °C no muestran actividad en absoluto (Malais y Ravensberg, 1991; Schroth y Hancock, 1981).

Villegas-Mendoza *et al.* (2012) analizaron el comportamiento de *C. montrouzieri* durante el proceso de depredación de *M. hirsutus*; resultando que el depredador muestra tres conductas diferenciadas correspondientes a la actividad de búsqueda, manejo y copulación con tiempos definidos para cada evento. Estos eventos dependen de la densidad de la plaga y de la etapa de desarrollo de la misma, por lo que el conocimiento detallado de este proceso puede ser de utilidad para planear aplicaciones más eficientes de este depredador contra *M. hirsutus*.

2.4.7 Depredación

Diversos autores han estudiado la capacidad y eficiencia depredadora de *C. montrouzieri* bajo condiciones de laboratorio. Así, Öncüer y Bayhan (1982) registraron un consumo durante todo el estadio larval de una media de 3330,6 huevos de *P. citri*. Según estos

autores si la dieta de *C. montrouzieri* incluye todos los estadios de la presa, éste es capaz de desarrollarse satisfactoriamente en 27,7 días a 25 °C. Según Mani y Thontadarya (1987), este coccinélido es capaz de consumir un total de 900-1500 huevos, 259 ninfas o 27,55 hembras adultas de *M. hirsutus* por los estadios inmaduros de *C. montrouzieri* (desde el primer al cuarto estadio larval). Meyerdirk *et al.* (2005) sostienen que este coccinélido es un depredador voraz de *M. hirsutus*, pudiendo comer entre 3000 y 5000 cochinillas en diferentes estadios de desarrollo durante su periodo de vida. Esta característica lo hace propicio para el control rápido de grandes poblaciones de cochinillas obteniéndose resultados en un periodo de entre 6 y 8 semanas. Harmeet Kaur y Virk (2011) estudiaron el potencial de depredación de *C. montrouzieri* sobre *P. solenopsis*, obteniendo un consumo larval de 574,48 ninfas o 25,35 hembras adultas. El número de hembras adultas consumidas es menor que el de ninfas porque presentan un tamaño de cuerpo mayor. Según Malais *et al.* (1991) a 21 °C una larva de *C. montrouzieri* come más de 250 larvas de cochinillas de segundo o tercer estadio durante su desarrollo hasta el estado de adulto.

Mani y Krishnamoorthy (1990) estudiaron la eficiencia de *C. montrouzieri* en el control de *Chloropulvinaria psidii* Maskell en condiciones de laboratorio (25-27 °C y 50-60 % de humedad relativa) sobre guayaba. El primer, segundo, tercer y cuarto estadio larvario de *C. montrouzieri* consumieron 33,40, 273,20; 798,40 y 2361 huevos de *C. psidii* durante su desarrollo, respectivamente. El primer estadio larval de *C. montrouzieri* fue el que consumió el menor número de huevos de *C. psidii*, destacando el consumo del tercer y cuarto estadio larval del coccinélido. Resultados similares obtuvieron Rosas-García *et al.* (2009) al estudiar la capacidad y eficiencia depredadora de *C. montrouzieri* sobre *P. citri*; observando que el primer estadio larval del coccinélido depredó significativamente menos cochinilla comparado con otros estadios del depredador. Harmeet Kaur y Virk (2011) observaron igualmente que el primer estadio larval de *C. montrouzieri* consume el menor número de todos los estadios de cochinilla cuando se compara con otros estadios larvales del depredador. Estos resultados

también fueron obtenidos por Moreira y Villalba (2010) al estudiar la capacidad depredadora de *C. montrouzieri* sobre *Dysmicoccus brevipes* Cockerell. La razón de la baja capacidad de depredación del primer estadio larval de *C. montrouzieri*, puede deberse al pequeño tamaño de la larva en comparación con otros estadios larvales del coccinélido.

La actividad depredadora de *C. montrouzieri* aumenta conforme se incrementa el desarrollo del insecto, mostrando cada etapa de desarrollo una eficiencia de depredación diferente. El estadio con mejor eficiencia de depredación corresponde al estadio adulto (Rosas-García *et al.*, 2009). Resultados similares obtuvieron Harmeet Kaur y Virk (2011), donde el máximo consumo de ninfas y hembras adultas de *P. solenopsis* se registró con el estadio adulto de *C. montrouzieri*; siendo capaz de consumir 1613.81 ninfas de primer estadio, 787.95 ninfas de segundo estadio, 114.66 ninfas de tercer estadio y 73.40 hembras adultas de *P. solenopsis*. Esto es debido al hecho de que el estadio adulto del coccinélido muestra una mayor longevidad que el estadio larval.

Rivera-Galán *et al.* (2007) determinaron la capacidad depredadora de *C. montrouzieri* sobre diferentes especies, señalando que este coccinélido muestra mayor preferencia por los adultos de *Saissetia oleae* y *P. citri*, con tasas de depredación de 131 y 97 adultos, respectivamente. Estos autores destacan los bajos índices de depredación que obtuvieron al suministrar adultos y ninfas de áfidos, así como huevos y adultos de *Panonychus citri*.

Cryptolaemus montrouzieri es un depredador polígrafo que muestra preferencia por diversos pseudocóccidos (algunos ejemplos son *Planococcus citri* Risso, *Pseudococcus longispinus* Targioni-Tozzetti, *Pseudococcus calceolariae* Maskell, *Maconellicoccus hirsutus* Green, *Phenacoccus gossypii* Townsend y Cockerell, *Phenacoccus solenopsis* Tinsley y *Paracoccus marginatus* Williams and Granara de Willink) y coccidos (como por ejemplo *Eupulvinaria hydrangeae* Steinweden, *Eriococcus* spp., *Coccus viridis* Green), aunque ocasionalmente se alimenta de otros insectos de cuerpo blando tales como mosca blanca y áfidos (Fisher, 1963; Babu y

Azam, 1987; Heidari y Copland, 1992; Merlin *et al*, 1996a; Merlin *et al*, 1996b; Malais y Ravensberg, 1991). Su máxima eficacia se da controlando grandes poblaciones de cochinillas. En caso de no existir suficiente población de cochinilla, vuela en busca de otras presas, pudiendo llegar al canibalismo entre larvas de los primeros estadios (Bhat *et al.*, 1983).

Según Elizondo (2004) un adulto de *C. montrouzieri* puede llegar a consumir entre 4 y 13 pulgones por día. Bermúdez-Abreu *et al.* (2005) estudiaron la disminución de las poblaciones de áfidos en cultivos hortícolas (habichuela, pepino y ají) mediante el empleo de *C. montrouzieri*, obteniendo como resultado una disminución del grado de infestación por áfidos tras dos liberaciones, aunque sin éxito en el establecimiento porque el insecto no produjo ovisacos, necesarios para la oviposición.

Reddy *et al.* (1991) realizaron una investigación a nivel de laboratorio para determinar los motivos del bajo establecimiento de *C. montrouzieri* sobre las pequeñas poblaciones de *P. citri* en café. Estudiaron la fecundidad de adultos de *C. montrouzieri* alimentados con diferente número de *P. citri* como presa. Determinaron que las hembras de *C. montrouzieri* deben consumir al menos 8 individuos de *P. citri* para lograr una producción normal de huevos (191,2-192,4 huevos/hembra). Estos autores consideran que esta podría ser la razón del pobre establecimiento del depredador como agente de biocontrol.

2.5 Liberaciones en campo

2.5.1 Muestreo

Antes de realizar las liberaciones en campo es necesario efectuar un muestreo previo de la densidad poblacional de la plaga en plantas hospedantes. La Dirección General de Sanidad Vegetal perteneciente al Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria de México (SENASICA, 2012) establecieron para el caso de *M. hirsutus* la siguiente escala de infestación: Nulo (0); Bajo (0-10); Medio (10-20) y Alto (>20). Estos niveles se obtienen de una unidad muestral consistente en seleccionar una rama o

brote terminal de 5 cm de largo. El tamaño de la muestra depende de las áreas a muestrear (agrícola o urbana) y del tipo de cultivo o vegetación, con muestreos cada 8 a 15 días. Para el caso de frutales como guanábana, mango, carambola o cítricos, se sugiere muestrear, dependiendo del tamaño de la parcela (entre 1 y 4 hectáreas) de 5 a 20 árboles. De cada árbol se cuantifica cuatro brotes, uno de cada punto cardinal, y si hubiesen frutos se revisan 2 brotes y 2 frutos. En áreas urbanas se muestrean tanto plantas ornamentales como frutales, en las cuales se establecen puntos de muestreo permanentes, con una frecuencia de muestreo de 15 días. En el caso de la platanera no hay descrito un método de muestreo previo de *D. grassii*, para la posterior liberación del depredador.

2.5.2 Condiciones óptimas para la liberación

Es recomendable realizar las liberaciones el mismo día de recepción de los adultos o al día siguiente, y a primera hora de la mañana o por las tardes debido a que la temperatura es menor y las condiciones son más favorables para estos insectos; evitar realizar liberaciones con viento y/o precipitaciones. Cuando se libere en áreas agrícolas y urbanas se debe explicar a los agricultores y técnicos cómo actúan los insectos benéficos para evitar la poda, aplicación de insecticidas y destrucción de plantas (SENASICA, 2012 y Valencia-Luna *et al.*, 2007).

La liberación de los adultos debe realizarse en las zonas afectadas, a ser posible donde se observe la presencia de hembras adultas con ovisacos, los cuales les servirá de alimento y de incentivo a la oviposición (SENASA).

Durante el transporte al campo deberá mantenerse la caja con los insectos en un sitio fresco y seco, no exponiéndola al sol directo, ni mantenerla en lugares en los que pueda alcanzar altas temperaturas, como el interior del vehículo de transporte.

En platanera se recomienda iniciar la suelta cuando se detecta la presencia de la cochinilla, liberándolo en los focos de la plaga. Estos depredadores tienen más actividad cuando existe

una cantidad masiva de presa en la zona a tratar, ya que anima a los primeros a multiplicarse con más rapidez y a permanecer más tiempo en el área de liberación.

Para la suelta, simplemente se abren los viales con los insectos y se espera a que éstos salgan por sus propios medios. No es recomendable forzar su salida agitando el bote, ya que se pueden dañar (fig. 12).



Figura 12. Disposición del envase de suelta en el peciolo de una platanera (Ramos-Cordero, C.).



Figura 13. Ja isotérmica para transportar los insectos a campo hasta el momento de su liberación (Ramos-Cordero, C.).

Las casas comerciales dispensan estos coccinélidos usando diferentes formatos (tabla 5). Estos envases contienen tiras de papel impregnadas en una solución de agua y miel como alimento de reserva durante el transporte. Las casas comerciales disponen de fichas técnicas donde recomiendan el modo de aplicación y las medidas de conservación durante el transporte y el almacenamiento.

Tabla 5.

Disponibilidad comercial de *C. montrouzieri* en España (Ministerio de Agricultura, Alimentación y Medio Ambiente. Registro de productos y material fitosanitario: otros medios de defensa fitosanitarios) (Fecha de consulta: 15/12/2018).

Producto Empresa comercializa- dora	Presas	Presentación
CriptoPAK Bioplanet	<i>Planococcus citri</i> , <i>Planococcus spp</i> , <i>Pseudococcus spp</i> .	Botella con 100 adultos
Cryptobug Koppert Sistemas Biológicos S.L.	<i>Planococcus citri</i> , <i>Planococcus spp</i> , <i>Pseudococcus spp</i> .	Caja de 600 ml con 500 adultos
		Botella de 500 ml con 1000 larvas
Cryptolaemus-Sys-tem-25/100/500/1000 Biobest Sistemas Biológicos, S.L.	<i>Planococcus citri</i> , <i>Planococcus spp</i> , <i>Pseudococcus spp</i> .	Tubo de 30 ml con 25 adultos, bandeja de 280 ml con 100 adultos, botella de 250 ml con 500 ó 1000 adultos
Cryptoline m. Syngenta Bioline	<i>Phenacoccus solani</i> , <i>Planococcus citri</i> , <i>Planococcus ficus</i> , <i>Planococcus spp</i> , <i>Pseudococcus spp</i> .	Botella de 30 ml con 25 adultos; Tubo de cartón con 500 adultos; Tubo de cartón con 1000 adultos
Cryptoplan Plan Protect S.L.	<i>Planococcus citri</i>	Bote de 200 ml con 50 adultos
Cryptocontrol Agrobio S.L.	<i>Planococcus citri</i>	Bote con 25, 100, 500 ó 1000 adultos
Cryptolaemus biosur Biosur Distribuciones Agrícolas S.L.	<i>Planococcus citri</i> , <i>Planococcus spp</i> , <i>Pseudococcus spp</i> .	Botellas de 500 adultos
CryptolaemusVIP Saniveg S.L.	<i>Planococcus citri</i> , <i>Planococcus spp</i> , <i>Pseudococcus spp</i> .	Envases de 100 y 250 adultos
CryptolaemusBG BGreen Biological System S.L.	<i>Planococcus citri</i> , <i>Planococcus spp</i> , <i>Pseudococcus spp</i> .	Botellas de 25, 100 ó 500 adultos
Cryptolanet Biosur Insectarios S.L.	<i>Maconellicoccus hirsutus</i> , <i>Planococcus citri</i> , <i>Planococcus ficus</i> , <i>Planococcus spp</i> , <i>Pseudococcus longispinus</i> , <i>Pseudococcus spp</i> .	Envases de 250, 500 y 1000 adultos.

2.5.3 Dosis de liberación

La dosis de liberación varía dependiendo del hospedero, del cultivo, del nivel de infestación de la plaga y de la superficie del sitio a liberar (Valencia-Luna *et al.*, 2007). Diversos autores han estudiado la relación depredador:presa óptima para realizar liberaciones inoculativas en campo de *C. montrouzieri* (Tabla 6).

Según Mani (1988) la dosis de 1000-1500 adultos/acre ejerció un control efectivo sobre la población de *M. hirsutus* en un periodo de 2 meses. Mani y Krishnamoorthy (1990) determinaron que la liberación de 10 adultos de *C. montrouzieri* por planta de guayaba, redujo a valores insignificantes las poblaciones de *Chloropulvinaria psidii* M. Hamid y Michelakis (1994) ensayaron tres dosis de suelta sobre cítricos para el control de *P. citri* (1:10, 1:15 y 1:30, lo que supuso la liberación de 9, 6 y 3 coccinélidos, respectivamente); obteniendo que la dosis de suelta 1:15 es la que mostró mejores resultados en la reducción de la población de *P. citri*.

La Dirección General de Sanidad Vegetal perteneciente al Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria de México (SENASICA, 2012) recomienda, en infestaciones de medias a altas de *M. hirsutus*, liberar cada 30 días y en tres ocasiones entre 2000-3000 adultos de *C. montrouzieri* por hectárea, siendo suficiente para bajar la infestación sobre frutales como guanábana, cítricos, carambolo, litchi y guayaba (SENASICA, 2012).

Gautam (1996) indica que el estadio óptimo de liberación es el adulto, ya que puede adaptarse al nuevo ambiente; sin embargo, las larvas del segundo y tercer estadio pueden ser liberadas conjuntamente con éstos, para una rápida supresión de la plaga. Para ello recomienda realizar liberaciones inoculativas en áreas restringidas, usando 100-200 larvas y algunos adultos, los cuales pueden ser monitoreados semanalmente antes de las liberaciones inundativas del adulto. Afifi *et al.* (2010) usaron *C. montrouzieri* para el control de *P. citri* sobre croton (*Codiaeum variegatum* L.) a razón de 50 adultos por planta, obteniendo un 100 % de reducción de ovisacos, ninfas y adultos de *P. citri* a los tres meses después de la suelta.

Valencia-Luna *et al.* (2007) usaron *C. montrouzieri* para el control de *M. hirsutus* sobre plantaciones de teca (*Tectona grandis* L.) y huertos de guanábano (*Annona muricata* L.). Recomiendan realizar liberaciones de 1500 a 2000 individuos por hectárea y si fuese necesario, realizar una segunda liberación de 1000 individuos por hectárea a los 15 días después de la primera liberación, con el objetivo de lograr solape de generaciones y aumentar el control de la plaga.

El control de *M. hirsutus* en la provincia de Nayarit (México) lo realizan con éxito mediante un programa de control biológico regulado por *Anagyrus kamali* Moursi y *C. montrouzieri*. García-Valente *et al.* (2005) evaluaron la efectividad de *C. montrouzieri* en el control de *M. hirsutus* sobre guayaba, guanábana y teca. Las liberaciones fueron realizadas con un mes de diferencia entre ambas. Sobre plantaciones de guayaba, con una superficie de 2 hectáreas, se realizaron liberaciones de 2500 y 9500 adultos, respectivamente. En plantaciones de guanábana (5 hectáreas de superficie) realizaron sueltas de 4500 y 5000 adultos, respectivamente; mientras que en plantaciones de teca (2 hectáreas de superficie) realizaron liberaciones de 4000 y 1000 adultos, respectivamente. En un lapso de tres meses las poblaciones de *M. hirsutus* se redujeron en un 100 % en guayaba, un 88 % en guanábana y un 98 % en teca. Con estos resultados se consideró a *C. montrouzieri* como un agente de control biológico muy eficiente, aunque requiere de un periodo entre 30 y 70 días después de su liberación para ejercer una acción efectiva; sin embargo, al disminuir las poblaciones de *M. hirsutus* el depredador tiende a desaparecer, ya que no se establece cuando las densidades de su presa son bajas, por lo cual, es necesaria la liberación del parasitoide *A. kamali* en forma posterior a la acción del depredador para asegurar altos niveles de control, de ahí que su uso haya sido cuestionado, o que pueda tener un impacto negativo en el establecimiento de otros enemigos naturales introducidos como *A. kamali* (García-Valente *et al.*, 2005; Kairo *et al.*, 2000).

Tabla 6.

Revisión bibliográfica de las diferentes dosis de suelta de *C. montrouzieri* según cultivo y presa.

Cultivo/s	Presa	Dosis y número de suelta	Ref.
vid	<i>M. hirsutus</i>	1000-1500 adultos/acre* = 2471-3707 adultos/ha	(1)
guayaba	<i>C. psidii</i>	10 adultos/planta	(2)
cítricos	<i>P. citri</i>	1:15	(3)
croton	<i>P. citri</i>	50 adultos/planta	(4)
guayaba, guanábana, cítricos, litchi	<i>M. hirsutus</i>	2000-3000 adultos/ha	(5)
guanábana, teca	<i>M. hirsutus</i>	1500-2000 adultos/ha	(6)
guayaba	<i>M. hirsutus</i>	2500 adultos/2 ha = 1250 adultos/ha	(7)
guanábana	<i>M. hirsutus</i>	4500 adultos/5 ha = 900 adultos/ha	(7)
cítricos	<i>P. citri</i>	2-10 adultos/m ²	(8)

*1 acre = 0,4046 hectáreas

Referencias bibliográficas:

- (1) Mani (1988)
- (2) Mani y Krishnamoorthy (1990)
- (3) Hamid y Michelakis (1994)
- (4) Afifi *et al.* (2010)
- (5) SENASICA
- (6) Valencia Luna *et al.* (2007)
- (7) García Valente *et al.* (2005)
- (8) ECOVAD

Presas:

- P. citri* -- *Planococcus citri* Risso
M. hirsutus -- *Maconellicoccus hirsutus* Green
C. psidii -- *Chloropulvinaria psidii* Maskell

La presencia de larvas de *C. montrouzieri* en las colonias de cochinilla dos semanas después de la suelta, indica que se ha producido con éxito el establecimiento. De no ser así, se deben realizar nuevas liberaciones (Fisher, 1963).

No se conoce la dosis de aplicación de *C. montrouzieri* en platanera, por lo que actualmente se están realizando pruebas y hasta la obtención de nuevos datos se recomienda la aplicación de

una dosis de 2000 individuos/ha, que se corresponde con la dosis empleada en cítricos para el control de *P. citri*.

Según Liñán (2009), para el cultivo de cítricos en la Península Ibérica la dosis curativa baja se considera de 2 individuos/m² y la dosis curativa alta de 10 individuos/m². En general se recomienda distribuir la dosis a utilizar en dos sueltas con un intervalo de 2 semanas; únicamente en el caso del tratamiento a focos se utiliza la dosis más alta en una única suelta. Se recomiendan iniciar las sueltas cuando se observan las primeras colonias del *cotonet* en primavera (que suele ser en abril) y deben continuar cada 1-2 semanas hasta alcanzar una población suficiente del depredador. Se deben realizar reintroducciones todos los años, en primavera.

En las sueltas de este depredador debe tenerse en cuenta que la presencia abundante de hormigas en las plantas de suelta interfiere en su establecimiento. Éstas dificultan el acceso del depredador a las colonias de cochinilla llegando literalmente a atacarlo para alejarlo de las mismas (fig. 14).



Figura 14. Ataque de hormigas a adulto de *C. montrouzieri* en la colonia de *D. grassii* (Hdez-Suárez, E.).

De hecho, Villalba *et al.* (2006) realizaron un estudio en 32 parcelas de cítricos sobre la influencia de la eliminación de hormigas en el control de *P. citri* mediante la suelta inoculativa de *C. montrouzieri*. La eliminación parcial de las hormigas redujo la incidencia de cochinilla con respecto a las parcelas en las que no se eliminaron.

2.5.4 Interacción entre especies

Hernández-Moreno (2012) evaluó la interacción de *C. montrouzieri* y la actividad parasítica de *A. kamali* sobre *M. hirsutus* en condiciones de laboratorio; realizando pruebas de liberación individual y simultánea de ambas especies mediante pruebas de elección y no elección, utilizando como presa las ninfas de tercer estadio de *M. hirsutus* no parasitadas y parasitadas por *A. kamali*. Las ninfas parasitadas tenían diferentes periodos de maduración del parasitoide. Los resultados obtenidos apoyan la hipótesis de que en la interacción de *C. montrouzieri* con *A. kamali* existe una competencia por el recurso entre estos dos agentes de control biológico por su presa/huésped. El parasitoide no logró obtener el mismo porcentaje de parasitismo sobre *M. hirsutus* estando solo que cuando se encuentra en interacción con el depredador; y a su vez el parasitoide tuvo un impacto negativo en la actividad de *C. montrouzieri*, la depredación disminuyó cuando *A. kamali* estuvo presente; por lo tanto una sincronización en la liberación de la actividad de estos agentes de control biológico es importante, ya que de esto dependerá del buen funcionamiento de estos agentes para suprimir la densidad de *M. hirsutus* en campo.

Chong y Oetting (2007) presentan observaciones similares, ya que mencionan que tanto el adulto como la larva de *C. montrouzieri* se alimentaron de *P. citri* en los primeros 7 días de haber sido parasitadas por *Leptomastix dactylopii* Howard (1885), sin hacer alguna discriminación por su presa, por lo tanto no sólo *C. montrouzieri* se alimentaba de *P. citri* parasitadas, sino que también estaba interfiriendo con la eficacia del parasitoide en la búsqueda de alimento. Recomiendan realizar las liberaciones de *C. montrouzieri* a los 14 días después de la liberación de *L. dactylopii* para reducir la interferencia entre ambos agentes de control.

Según Hernández-Moreno (2012), el adulto de *C. montrouzieri* es capaz de discriminar las ninfas parasitadas maduras de *M. hirsutus*, ya que ninfas con 6 o más días de parasitismo no tienen aceptación por el depredador. Este hecho es aún más claro con momias endurecidas con 8 días de parasitismo. Sengonca y Yanuwadi (1994) observaron que *C. montrouzieri* discrimina hacia su presa *P. citri* parasitadas a partir del sexto día por *L. dactylopii*. Esta discriminación por el depredador podría deberse a que en este periodo el parasitoide ha empezado a pupar y el reconocimiento del depredador está fuertemente relacionado con la morfología de su presa, ya que algunos cambios en las características químicas y físicos de las presas ya parasitadas impiden a un depredador reconocerla o aceptarla. La larva de *C. montrouzieri* mostró ser más voraz y tener una menor capacidad de discriminación por las ninfas de *M. hirsutus* parasitadas con respecto al depredador adulto; esto podría deberse a que la larva tiene limitado su rango de búsqueda y desplazamiento, luego debe consumir el mayor número de presas a su alcance y tener menor discriminación por una presa parasitada.

Amarasekare *et al.* (2009) estudiaron la eficiencia y el establecimiento de tres parasitoides introducidos de la cochinilla *Paracoccus marginatus* Williams y Granara de Willink en condiciones de laboratorio. Los tratamientos los realizaron en jaulas abiertas, cerradas y sin jaula; controlando en todos los tratamientos el número de cochinillas, adultos y larvas de *C. montrouzieri*, hormigas y arañas presentes. La eficiencia de los parasitoides la evaluaron por su porcentaje de parasitismo, utilizándolo también como indicador para el establecimiento del parasitoide. Observaron mayor porcentaje de parasitismo en el tratamiento con jaula abierta que en el tratamiento sin jaula, porque hubo mayor presencia de *C. montrouzieri* en el tratamiento sin jaula y porque *P. marginatus* estaba expuesta directamente al ambiente. Según Rosenheim *et al.* (1995), la presencia de depredadores tales como *C. montrouzieri* y arañas puede tener un efecto negativo en el establecimiento de un parasitoide, existiendo la posibilidad de que el porcentaje de parasitismo registrado sea

bajo debido a la depredación de cochinillas que albergaban un parasitoide en desarrollo. Además, se registró un alto número de hormigas en el tratamiento sin jaula y esto pudo afectar en el comportamiento de alimentación de los parasitoides. Esta puede ser una de las razones del menor parasitismo acumulado en el tratamiento sin jaula en comparación con el tratamiento en jaula abierta. En general, las cochinillas y hormigas tienen relaciones mutualistas. Las cochinillas se benefician de la asociación con las hormigas cuando las hormigas promueven el saneamiento de las poblaciones de cochinilla y/o protegen a las cochinillas de los enemigos naturales (González-Hernández *et al.*, 1999). Se ha observado repetidamente que algunas plagas tienen mayores poblaciones en plantas donde las hormigas son activas que en plantas libres de hormigas (Hodek *et al.*, 1972).

2.6 Efectos secundarios de insecticidas sobre el depredador

Los insecticidas químicos han sido uno de los principales recursos para el control de plagas que afectan los cultivos agrícolas destinados al consumo humano. Este tipo de control, aplicado desde 1940, se volvió muy exitoso debido a que sus efectos son más rápidos que cualquier otra forma de control, su manejo es fácil, e incrementó la productividad agrícola sobre todo en países más tecnificados (Alves, 1998).

Cryptolaemus montrouzieri se ha utilizado de manera exitosa como una alternativa al uso de insecticidas químicos, sin embargo estos productos químicos pueden presentar algunos problemas que representan desventajas en su aplicación. Según Cloyd y Dickinson (2006), este coccinélido muestra alta sensibilidad a los insecticidas químicos, lo que representa una seria desventaja cuanto este insecto es liberado en campos que conservan residuos de sustancias químicas tóxicas.

El efecto que genera la aplicación de plaguicidas sobre los enemigos naturales se reparten en cuatro categorías (1: inofensivo, 2: ligeramente perjudicial, 3: moderadamente perjudicial, y 4: perjudicial) determinadas en base a umbrales preestablecidos por el Grupo de Trabajo de la Organización Internacional para la Lucha

Biológica (OILB) llamado „Plaguicidas y Organismos Útiles“ (Sterk *et al.*, 1999).

Según Ripollés (1986) son altamente tóxicos para *C. montrouzieri*, entre otros, quinalfos, metiloxidemeton, metilazinfos, fosmet, dimetoato, fentoato, malation, acefato, endosulfan, ometoato y metidatióon.

Arlette (1998) llevó a cabo un estudio de la selectividad de los pesticidas sobre *C. montrouzieri*, realizando evaluaciones del efecto directo de los pesticidas en larvas y adultos de este coccinélido al cabo de 72 horas, y evaluaciones del efecto residual sólo en los adultos. Este último efecto es sumamente importante, ya que permite señalar el número de días después del cual es posible realizar las liberaciones de los enemigos naturales. Los resultados mostraron que las larvas de primer estadio eran más sensibles a las aplicaciones de Clorpirifos, en ambas dosis comerciales, que las de cuarto estadio y que existe mayor selectividad por parte del producto al ser usado en menores dosis. En adultos el efecto directo de este pesticida se clasificó como inocuo, dado el alto porcentaje de supervivencia que se obtuvo. Clorfenvinfos, en ambas dosis comerciales, fue el producto más nocivo para los adultos de este coccinélido en aplicaciones directas, alcanzando más de 90 % de mortalidad a las 72 horas post-tratamiento. El aceite mineral e Imidacloprid se comportaron de manera poco nociva y medianamente nociva, en dosis de 15 y 0,6 cc/l de agua en aplicaciones directas, ya que permitieron porcentajes de supervivencia de un 69 y 52 %, respectivamente. Los detergentes resultaron inocuos para los adultos de *C. montrouzieri*, en aplicaciones directas, obteniéndose en todos porcentajes de supervivencia superiores al 90 %. En cuanto al efecto residual, Clorpirifos en dosis de 1,0 y 1,2 cc/l de agua y aceite mineral en dosis 15 cc/l de agua no presentaron residualidad, clasificándose como productos no persistentes. Birlane y Confidor se clasificaron como ligeramente persistentes, ya que su efecto perduró 11 y 14 días, obteniendo un aumento progresivo en la supervivencia de la población a partir del sexto y quinto día, respectivamente.

Boyero *et al.* (2005) han estudiado el efecto sobre adultos de *C. montrouzieri* de algunos insecticidas y acaricidas empleados habitualmente en el control químico de cítricos. Se llevaron a cabo ensayos de laboratorio, mediante el empleo de una torre Potter, sobre la toxicidad producida por contacto residual de las siguientes materias activas: tetradifon más dicofol, clorpirifos, metidation, malation y spinosad. Estas dos últimas llevaban añadido un cebo atrayente. Las aplicaciones se realizaron a las dosis máximas recomendadas.

Para *C. montrouzieri*, los resultados pusieron de manifiesto tres niveles de toxicidad; como inocuo, se incluirían tetradifon más dicofol y spinosad con atrayente. El clorpirifos, con porcentajes de mortalidad elevados, se encuadra dentro de la categoría moderadamente tóxico. Por último, tanto metidation como la aplicación de malation con atrayente tuvieron un efecto tóxico a partir de las 24 horas de exposición al residuo.

Simmonds *et al.* (2000) estudiaron el efecto sobre este depredador de la acción de extractos crudos de Neem, una formulación de azadiractina (Azatin EC), un extracto de *Pyrethrum* y dos extractos de la planta *Calceolaria andina* Benth. Todos los compuestos influyeron en el comportamiento de larvas y adultos, de forma que las larvas consumían menos cochinillas en las hojas tratadas y los adultos empleaban menos tiempo buscando sus presas.

Castañer *et al.* (1987) estudiaron el efecto sobre *C. montrouzieri* del insecticida organofosforado Metil-oxidemeton, aficida ampliamente utilizado en cítricos en el momento en que se realizó el estudio. Los resultados de estos ensayos mostraron una mortalidad superior al 85 % sobre huevos y larvas y del 50 % sobre adultos, cuando el insecticida se aplicaba directamente.

Milán-Vargas *et al.* (1998) realizaron estudios para determinar la sensibilidad de *C. montrouzieri* a los siguientes bioplaguicidas: *Metarhizium anisopliae* Cepa Ma-11 (Metschiriikoff) Sorokin - 3×10^8 ; *Bacillus thuringiensis* Cepa LBT-25 Berliner - $2,35 \times 10^7$; *Beauveria bassiana* Cepa Bt-1 (Bals.) Vuillemin - $1,4 \times 10^8$ y Micotal - 8×10^8 . Los adultos fueron pulverizados con la solución del biopreparado

y colocados en tarrinas a las que se les suministró alimento. Las evaluaciones se realizaron a los 7 y 12 días de aplicado el tratamiento, contando el número de insectos vivos y muertos y determinando la mortalidad mediante la fórmula de Abbot (1925). Como resultado de la evaluación a los 12 días se observó una alta toxicidad, con mortalidades del 100 % causadas por *M. anisopliae* y *B. bassiana*, así como del 97,7 % por *B. thuringiensis*, y con Micotal no hubo efecto alguno.

Khani *et al.* (2012) estudiaron el efecto secundario de imidacloprid y abamectina sobre *C. montrouzieri* bajo condiciones de laboratorio. Las toxicidades de los insecticidas se analizaron utilizando el método de contacto residual y el valor de la concentración subletal (LC_{50}) se determinó sobre la base de un análisis de dosis-respuesta. En el caso de las hembras, la LC_{50} para imidacloprid y abamectina se estimó en 23,9 y 66,7 mg i.a./ml, respectivamente. Exposiciones en laboratorio de hembras recién emergidas a una dosis LC_{50} de imidacloprid y abamectina causó una disminución significativa en la longevidad, en la producción de huevos y en los periodos de oviposición de los coccinélidos que sobreviven. Los parámetros de crecimiento de la población también fueron afectados negativamente por la aplicación de los insecticidas. Los ensayos de tabla de vida revelaron que imidacloprid y abamectina causaron una reducción significativa en la tasa intrínseca de incremento natural (r_m). Los resultados mostraron poca compatibilidad entre *C. montrouzieri* y el uso de imidacloprid y abamectina.

Jacas y Gómez (2002) presentaron un estudio que recopilaba datos del Grupo de Trabajo de Cítricos, los cuales estudiaron el efecto de los plaguicidas sobre los enemigos naturales de los cítricos; y en concreto para *C. montrouzieri* utilizaron el método propuesto por Ripollés (1986), ensayo de laboratorio sobre la toxicidad producida por contacto residual sobre cristal de pupas de *C. montrouzieri*, donde la variable era la toxicidad inicial. Los plaguicidas se aplicaron siempre a la dosis máxima autorizada. Las toxicidad media obtenidas para *C. montrouzieri* fue de $2,6 \pm$

0,2 (para n=39), resultado similar al obtenido por Croft (1990) con una toxicidad media de 3,0 (en una escala de 1 a 5 y para n=114). Los ensayos mostraron que los piretroides (toxicidad media: $3,0 \pm 0,2$; n=25), los organofosforados (t.m.: $2,4 \pm 0,2$; n=134) y los organoclorados (t.m.: $2,1 \pm 0,3$; n=8) fueron los productos más agresivos. Los análogos de la hormona juvenil (toxicidad media: $2,7 \pm 0,5$; n=7) tales como el piriproxifen o fenoxicarb, resultan ser perjudiciales (categoría 4) para *C. montrouzieri*. Lo mismo sucede con los Reguladores del Crecimiento de los Insectos tales como buprofezin, el cual resulta ser moderadamente perjudicial para *C. montrouzieri*, pudiendo generar individuos con patas o aparatos bucales deformes.

En general, el depredador debe ser aplicado cuando se tenga la seguridad de que han desaparecido los efectos residuales de los tratamientos, considerándose que deben transcurrir al menos 20 días entre la aplicación de un insecticida tóxico y una suelta del depredador.

Tabla 7.
Categorías y sistemas de valoración de la selectividad de un producto según la OILB.

Escala	Categoría	Laboratorio		Semicampo	Campo
		Inicial		Persistencia (días)	
1	Inocuo	<30	<25	<5 baja persistencia	<25
2	Ligeramente tóxico	30-79	25-50	5-15 ligeramente persistente	25-50
3	Moderadamente tóxico	80-99	51-75	16-30 moderadamente persistente	51-75
4	Tóxico	>99	>75	>30 persistente	>75

La tabla 8 resume las categorías de toxicidad registradas para *C. montrouzieri* por diferentes autores.

Tabla 8.

Categorías de toxicidad registradas para *C. montrouzieri*, según diversos autores.

Categoría	Referencias		
	De Liñán (2009)	Conselleria de Agricultura, Pesca y Alimentación de la Generalitat Valenciana*	Jacas y Gómez (2002)
Inocuo o Poco tóxico	Clorpirifos Dicofol Dicofol+tetradifon Fenbutaestan Fenoxicarb Triclorfon Hexitiazox Hexitiazox Fenbutaestan <i>Bacillus thuringiensis</i>	Aceite parafínico Azadiractin <i>Bacillus thuringiensis</i> Clofentezin Fenpiroximato Hexitiazox Lambda cihalotrin Lufenuron Pimetrozina Spinosad Tebufenpirad Pimetrozina	Clorpirifos Etión Fentión Metilclorpirifos Metilpirimifos Triclorfón Etiofencarb Pirimicarb Flucitrinato Lufenurón
Medianamente tóxico	Buprofehin	Acetamiprid Clorpirifos Abamectina Pirimicarb	Endosulfan Metidatión Metilazinfos Metiloxidimetón Ometoato Deltametrín Fenvalerato Fluvalinat Buprofehin
Tóxico o Muy tóxico	Dimetoato Endosulfan Fenpropatrin Fentoato Flucitrinato Fluvalinato Fosmet Malation Metidation Metoxidemetón Ometoato Quinalfos Etofenprox Clorpirifos Bifentrin Azufre	Acetamiprid Etofenprox Imidacloprid Tiametoxam Piriproxifen	Acefato Clorfenvinfos Dimetoato Fentoato Fosmet Malation Quinalfos Metomilo Cipermetrín Permetrín Fenoxycarb Piriproxifén

* Disponible en: <http://gipcitricos.ivia.es/area/efectos-secundarios> (Última consulta: 15/12/2018).

Otros listados de compatibilidad incluyen los siguientes productos:

Tabla 9.

Listado de compatibilidad registrados para *C. montrouzieri* (Dirección General de la Producción Agrícola y Ganadera. Consejería de Agricultura y Pesca de la Junta de Andalucía b).

	Aplicación	Estado	Efecto	Persistencia	Referencia
Azufre	Espolvoreo	Adulto	AP	43	(1)
	Espolvoreo	Adulto	AP	63	(2)
<i>Bacillus thuringiensis</i>	Espolvoreo	Adulto	I	0	(2)
	Espolvoreo	Larva	I	0	(2)
Bifentrin	Pulverización	Adulto	AP	57	(1)
	Pulverización	Larva	AP	57	(1)
	Pulverización	Adulto	AP	84	(3)
Buprofezin	Pulverización	Adulto	MP	7	(1)
	Pulverización	Adulto	MP	7	(3)
Clorpirifos	Pulverización	Adulto	AP	84	(3)
Etofenprox	Pulverización	Adulto	AP	29	(2)
Fenbutaestan	Pulverización	Adulto	I	0	(2)
Hexitiazox	Pulverización	Adulto	I	0	(2)
	Pulverización	Larva	I	0	-2

Abreviaturas:

AP: Altamente perjudicial
 MP: Moderadamente perjudicial
 I: Inofensivo

Referencias:

(1) Biobest Sistemas Biológicos, S.L.
 (2) Koppert Sistemas Biológicos, S.L.
 (3) Syngenta Bioline

3.7 Ventajas y desventajas del uso de *Cryptolaemus montrouzieri* como agente de control biológico

Una de las mayores ventajas del control biológico frente al control químico es el hecho de que el desarrollo de la resistencia es prácticamente imposible. Una ventaja adicional es la reducción del uso de pesticidas químicos. Esto beneficia tanto al medio ambiente como a la salud humana y animal (De Clercq *et al.*, 2011).

Los riesgos ambientales son generalmente los más importantes que el control biológico conlleva (De Clercq *et al.*, 2011), aunque también puede afectar a la salud vegetal a través de la competencia entre especies y la depredación entre individuos de la misma especie. Muchos enemigos naturales son fitófagos y por tanto pueden perjudicar directamente a los cultivos, este es el caso de especies de los géneros *Macrolophus*, *Dicyphus* y *Nesidiocoris* (Hemiptera: Miridae), los cuales pueden dañar las plantas si hay escasez de presa y alta densidad poblacional de los mismos (Albajes *et al.*, 2006; Sánchez, 2008). Los riesgos ambientales son los generados por la liberación de un agente de control biológico en la distribución de las especies nativas, las interacciones dentro de la especie, la transferencia de patógenos dañinos para las especies autóctonas y la pérdida de biodiversidad (van Lenteren *et al.*, 2006). El peor escenario es la extinción de un organismo nativo, que por supuesto es irreversible. Todas las otras influencias posibles sobre el medio ambiente pueden ser reversibles (De Clercq *et al.*, 2011).

3.8 Cría, control de calidad y almacenaje de *Cryptolaemus montrouzieri*

3.8.1 Cría

El precio de los organismos de control biológico debe ser tan bajo como sea posible para poder competir con los tratamientos químicos, y para ello, es necesario disponer de un sistema eficiente de cría (De Clercq, 2011).

La cría de *C. montrouzieri* se inició a principios del pasado siglo XX debido a la falta de productos fitosanitarios eficaces para

el control del “cotonet” (*Planococcus citri*) y a la no existencia de enemigos naturales autóctonos eficaces para su control. La primera importación de este depredador a España se realizó desde Menton (Francia) en 1927, iniciándose su multiplicación en la Escuela Agraria de Burjassot, desde donde pasó posteriormente a las instalaciones del Servicio de Defensa Contra Plagas e Inspección Fitopatológica en Silla y en Almazora.

Para la cría de *C. montrouzieri* se emplea de forma generalizada los brotes de papas o calabazas como huéspedes alternativos. Todo el proceso de cría que se detalla a continuación ha sido elaborado por D. José Luís Porcuna (Sanidad Vegetal, Valencia), siguiendo las recomendaciones del insectario de Silla.

Siembra de papas

Se recomienda usar papas de siembra las cuales no han sido tratadas para que no germinen. Las papas recién recolectadas (menos de cuatro meses desde la recogida) tardan en germinar y cuando lo hacen su germinación suele ser irregular. Para evitarlo, antes de la siembra se les aplica calor y humedad para forzar la germinación y en el momento de la siembra se aplica un tratamiento al tubérculo con ácido giberélico.

En el insectario de Silla usan la variedad Desirée por su buena germinación y conservación durante todo el año. La conservación se hace en cámara frigorífica a 4 °C y 90 % de HR, en cajas plásticas con rejillas para una mejor ventilación. El calibre más adecuado para la cría es 50-65 mm.

Dos días antes de realizar la siembra de papas se sacan de la cámara frigorífica para su aclimatación. Las papas se siembran en cubetas de plástico de 40 x 40 x 15 cm, a las que se les perfora el fondo para el drenaje del agua de riego. En cada cubeta se coloca una capa de tierra en el fondo, sobre ella se colocan las papas bien ordenadas cubriendo por completo el fondo (fig. 17a), y por último se cubren las papas con otra capa de tierra. Para evitar el sobrepeso de las cubetas debe usarse la mínima cantidad de tierra posible. La tierra ha de ser lo más inerte posible ya que sólo

sirve de soporte de los tubérculos y para mantener la humedad. Para evitar pudriciones se recomienda realizar algún tratamiento fungicida al suelo o al tubérculo.

Instalación de las cubetas en la sala de cría

Las salas de cría deben estar climatizadas y revestidas de un material de fácil limpieza. Además deben disponer de una toma de agua para el riego de las cubetas, luz en el techo, extracción de aire para su renovación periódica, una ventana con contraventana y una repisa bajo la misma para la recogida de los adultos de *C. montrouzieri* cuando emerjan de las pupas.

En la sala se colocarán estanterías cuyas dimensiones dependerá de las medidas de las cubetas empleadas, en este caso miden 40 x 120 ó 40 x 160 cm, con una distancia entre estantes de 50 cm. Las estanterías deben ser inoxidables y con capacidad para drenar el agua de riego (fig. 15b).

Una vez realizada la siembra se trasladan las cubetas a la sala de cría y allí se colocan en las estanterías.



Figura 15.

a) Siembra de papas en cubetas y **b)** disposición de las cubetas en estanterías en la sala de cría (Hdez-Suárez, E.).

Etapas de germinación de las papas

La cría de la cochinilla no se hace sobre las papas en sí mismas, sino sobre los brotes etiolados de las papas. Una vez introducidas las cubetas en la sala de cría, se ajustará el termostato a 22 ± 2 °C y se mantendrá la sala en total oscuridad para evitar

que los brotes emitan hojas y clorofila, lo que impediría que se fijase la cochinilla a los mismos. Los brotes deben alcanzar los 40 cm en 28 días.

Durante esta etapa se realizarán dos riegos según las necesidades y siempre humedeciendo bien la tierra. El primer riego se realizará al cabo de una semana de la siembra.

Esta etapa puede verse afectada por un ataque de la polilla de la papa (*Pthorimaea operculella*) y de „mosquitas negras“, no pudiéndose hacer nada durante el proceso. Al acabar la producción y limpiar la sala de cría se deben eliminar las pupas de las polillas y en el caso de las “mosquitas negras” colocar trampas amarillas, sólo hasta la inoculación con adultos de *C. montrouzieri*, ya que éstos también se ven atraídos por este color. Además pueden aparecer los ápices de los brotes ennegrecidos, tratándose de una fisiopatía debida a algún desfase de temperaturas y humedades.

Etapa de infestación de los brotes con *P. citri*

Al cabo de 28 días tras la siembra, las papas han germinado y los tallos han alcanzado los 40 cm de longitud, es entonces el momento de infestarlos con las ninfas de primer estadio de la cochinilla. Para ello, usamos ramillas con tres foliolos de *Schinus molle* (falsa pimienta), las cuales repartiremos por el suelo de una sala de cría de papas que tenga ninfas de primer estadio de cochinilla; una vez infestadas las colocamos sobre los brotes de papas a infestar.

Al cabo de una semana las ramillas se habrán secado y las ninfas habrán migrado a los brotes de papas, entonces retiramos las ramillas. Una vez introducida la cochinilla en la sala se eleva la temperatura a 25 °C y interrumpen los riegos.

Transcurridos 28 días, las hembras de cochinilla han alcanzado su madurez y después de ser fecundadas por los machos comienzan la puesta de huevos, en ese momento es cuando se ha de hacer la inoculación de la sala con *C. montrouzieri*, ya que las hembras de *C. montrouzieri* aprovechan los ovisacos de la cochinilla para depositar sus huevos; así al eclosionar las larvas neonatas de *C. montrouzieri* localizan rápidamente el alimento.



Figura 16.

a) Etapa de germinación de los brotes de papas y **b)** infestación de los brotes con cochinilla (Hdez-Suárez, E.).

Introducción de adultos de *C. montrouzieri*

Realizaremos la inoculación de *C. montrouzieri* a razón de un adulto y medio por kilo de papa sembrada dependiendo del nivel de infestación de cochinilla conseguido. Estos adultos se recogerán de otra sala de cría que lleve como mínimo dos semanas en producción y no más de cuatro. El ciclo de *C. montrouzieri* dura aproximadamente 35 días y debe llevarse a cabo a 25 °C y bajo oscuridad.

En el momento en que aparecen los primeros adultos volando en el interior de la sala se abren las contraventanas y se coloca papilla alimenticia sobre la repisa hecha *ex profeso* para recoger los adultos que acuden atraídos por la luz.

Papilla alimenticia

La papilla alimenticia se elabora a partir de 50 ml de agua destilada, 30 gr de azúcar, 52 gr de miel y 2 gr de agar-agar. Se mezclan estos ingredientes y se calienta en un baño María durante 20 minutos, removiendo intermitentemente la mezcla. Transcurrido este tiempo se sirve la mezcla en una botella plástica para salsas y se aplica sobre láminas de acetato realizando zig-zag tal y como se ve en la figura 19a.

Proceso de recogida y envasado de *C. montrouzieri*

La recogida de adultos que se encuentren en el cristal de la ventana o sobre la papilla alimentándose se hace por medio de un embudo, un pincel plano de unos 5 cm de ancho y un tubo enrasado por volumen a una cantidad exacta de adultos de *C. montrouzieri* (fig. 17b). Con estas herramientas podemos barrer suavemente con el pincel hacia el interior del embudo hasta llegar a la rasura del bote (fig. 17c), y vaciar ese volumen de adultos en un envase adecuado para el reparto de los adultos de *C. montrouzieri* (fig. 17d). En el envase de reparto introduciremos también papilla alimenticia para que los adultos dispongan de alimento hasta su liberación en campo.



Figura 17.

a) Bandas de acetato con papilla alimenticia, **b)** herramientas de recolección, **c)** barrido y **d)** envasado de adultos de *C. montrouzieri* (Hdez-Suárez, E.).

Limpieza de la sala de cría

Se recomienda recoger adultos durante un periodo máximo de 35 días. Cuando la producción es inferior a 2.000 adultos por habitación, no se deben recoger más adultos (Fisher, 1963). Transcurrido ese tiempo se retiran las cubetas de la sala de cría y se procede a la limpieza exhaustiva de la misma. Se llevará a cabo una desinfección con agua y lejía y la combustión de pastillas de azufre para el control de ácaros (tras este proceso se realizará el sellado de la sala durante al menos tres días para evitar la salida de gases tóxicos).

3.8.2 Indicadores a tener en cuenta en el control de calidad de *Cryptolaemus montrouzieri*

El éxito de una cría masiva de artrópodos está estrechamente relacionado con el monitoreo constante de su calidad (Leppla, 2002).

Para llevar a cabo el control de calidad de *C. montrouzieri* es necesario tener en cuenta los siguientes indicadores cuyos valores estándares se resumen en la tabla 10.

Tabla 10.

Indicadores y valores estándares obtenidos en el control de calidad de *Cryptolaemus montrouzieri*, según Alemán (2005).

Indicador	Tamaño / Frecuencia / Valor de la muestra
Longitud dorsal del adulto (mm)	20 / 2 veces al mes / 3,98-4,45
Ancho dorsal del adulto (mm)	20 / 2 veces al mes / 2,2-3,20
Peso adulto en las primeras 24 horas de vida (mgr)	20 / 1 veces al mes / ----
Ciclo de desarrollo (días)	1 lote / 2 veces al año / 18-31
Adultos deformes (%)	2 lotes / 1 vez al mes / 0-2
Sex ratio (h:m)	2 lotes / 1 vez al mes / 1,3-1,8
Rendimiento (adultos/mes)	-- / Mensual / 767
Capacidad depredadora	-- / 2 veces al año / Para larvas (900-1500 huevos de cochinilla o 300 ninfas o 30 adultos de cochinilla por ciclo) y para adultos (881 huevos de cochinilla, 259 ninfas o 27,55 adultos) *

* Mani y Tontadarya (1987)

Según SENASICA (2012) la muestra a evaluar debe ser representativa del total, por ello recomiendan analizar el 10 % tomada al azar, de cada envío.

El sexaje de los adultos se realiza en función de la curvatura de la parte terminal del abdomen y por la coloración del primer par de patas, siguiendo la metodología propuesta por Llorens (1990) y Kaufmann (1996).

Según Alemán (2005) el porcentaje de deformidad de *C. montrouzieri* tolerable en la prueba es del 2 %, o incluso del 5 %, según SENASICA (2012).

3.8.3 Almacenaje

Según Apablaza (1992), los insectos no poseen un mecanismo regulador de la temperatura interna y por lo tanto sus cuerpos tendrán una temperatura cercana a la del ambiente en el que viven. Las condiciones climáticas son los factores más importantes que afectan en el establecimiento de *C. montrouzieri* en campo, donde cada especie tiene un mínimo, óptimo y máximo de temperatura en el cual se desarrolla. Generalmente entre 10 y 30 °C hay actividad y desarrollo normal, y con temperaturas próximas a 40 °C se alcanza la temperatura letal, dependiendo del tiempo de exposición a ella. La inactividad o dormancia puede implicar la suspensión de toda actividad fisiológica en el organismo, con una reducción en el metabolismo, asociado a un nivel respiratorio extremadamente bajo y con desarrollo de adaptaciones especiales para soportar el frío o la desecación. La dormancia puede también abarcar la suspensión del crecimiento y del desarrollo reproductivo, ya que el organismo canaliza los recursos disponibles en los medios para permanecer vivo (Krebs, 1985).

Bartlett (1974) realizaron experimentos para determinar la resistencia al frío de *C. montrouzieri*, obteniendo un 100 % de mortalidad de larvas y adultos expuestos a -12,2 °C durante un tiempo inferior a 1 hora. Por el contrario, la mayoría sobrevivió en exposiciones de 12 horas a -1,1 °C.

Según Chang *et al.* (1995), existen tres métodos para almacenar insectos: la crío-preservación, la inducción de diapausa y el almacenaje refrigerado. La primera opción es problemática y costosa a nivel de infraestructura; la inducción de diapausa no es posible ya que *C. montrouzieri* no presenta diapausa (Hagen, 1962), luego para esta especie únicamente se podría aplicar un almacenaje refrigerado. El éxito de todo proceso de almacenaje no sólo radica en que el insecto pueda sobrevivir un cierto periodo de tiempo, sino que además no comprometa seriamente sus actividades biológicas fundamentales, como son la alimentación y la reproducción, especialmente cuando se trata de insectos entomófagos comercialmente multiplicados (Saud, 2000).

El almacenaje refrigerado le permite al productor adaptarse a la oferta y la demanda, producir insectos cuando las condiciones son favorables y almacenarlos cuando la cría es más costosa y lenta (en invierno), y además preservar líneas genéticamente seleccionadas sin necesidad de mantener una cría permanente (Puebla-Rojas, 2004).

Las especies multivoltinas tropicales y subtropicales de coccinélidos, como *C. montrouzieri*, simplemente disminuyen su metabolismo, mostrando una leve tendencia a la dormancia, pero no así a la diapausa (Hagen, 1962). Estudios llevados a cabo por Babu y Azam (1988), lograron someter a *C. montrouzieri* a un satisfactorio proceso de almacenaje, teniendo un alto porcentaje de emergencia de adultos y sin generar efectos adversos en la fecundidad de las hembras. Este método consiste en mantener pupas de cinco días de edad almacenadas hasta 20 días a 10 °C. Un almacenaje que sea mayor a este periodo, provoca un fuerte decaimiento en la fecundidad. De acuerdo a los autores, con periodos superiores a 20 días la transición del adulto ocurre durante el almacenaje, lo que provoca problemas en la diferenciación del oocito, el cual se completa durante el periodo preimaginal.

Yigit *et al.* (1994) estudiaron las temperaturas óptimas de almacenaje de los principales enemigos naturales de *P. citri*.

Las temperaturas ensayadas fueron 7, 15 y 25 °C con un 70 % de humedad relativa. Según estos autores, los adultos de *C. montrouzieri* pueden ser almacenados durante 15 días a 7 °C, teniendo la presencia de presa durante el almacenaje un efecto positivo en la longevidad de los mismos.

El almacenaje refrigerado debería permitir conservar una generación completa de *C. montrouzieri*, mientras otra generación es multiplicada. En términos prácticos, un sistema ideal debería permitir almacenar a *C. montrouzieri* por períodos de 2 a 3 meses, lo cual es suficiente para poder criar en una primera etapa a su presa natural, y posteriormente a él (Saud, 2000).

Puebla-Rojas (2004) realizó un estudio para determinar los efectos de distintos tiempos de almacenaje refrigerado sobre la supervivencia de *C. montrouzieri*. El experimento consistió en seleccionar pupas iniciales y próximas a su eclosión en adultos, y adultos de dos y cinco días de edad, y someterlos a un proceso de almacenaje a 15 °C en total oscuridad, comparando la supervivencia con un testigo no sometido a almacenaje refrigerado. Estos estudios concluyeron que el almacenaje refrigerado a 15 °C tiene un efecto positivo en la supervivencia de adultos de *C. montrouzieri* llegando a 60 días; y que es posible almacenar pupas de *C. montrouzieri* en estadio inicial y terminal hasta 30 días a 15 °C sin afectar significativamente su sobrevivencia.

**Experiencias
realizadas en Canarias
con *Cryptolaemus
montrouzieri***



■ 3. Experiencias realizadas en Canarias con *Cryptolaemus montrouzieri*

3.1 Experiencias realizadas en Canarias a nivel de laboratorio con *Cryptolaemus montrouzieri*

3.1.1 Biología reproductiva y duración del desarrollo de *Cryptolaemus montrouzieri* a 25 °C sobre *Dysmicoccus grassii*

La biología reproductiva de *C. montrouzieri* está muy estudiada sobre presas como *Planococcus citri* (cotonet) (Williams y Watson, 1988; Cox, 1989; Williams y Granara de Willink, 1992; Williams, 2004) o *Maconellicoccus hirsutus* (cochinilla rosada del hibisco) (Bartlett, 1978; Mani, 1989). El objetivo de nuestro trabajo fue calcular los parámetros reproductivos de *C. montrouzieri* con *D. grassii* como presa, y comparar los resultados obtenidos con los de otros autores para otras cochinillas; permitiendo determinar la eficacia de *C. montrouzieri* como agente de control de la cochinilla algodonosa *D. grassii*.

Los ensayos de laboratorio se realizaron en una cámara de cría marca SELECTA (Hotcold-S) a 25 ± 1 °C, 50-60 % de HR y fotoperiodo 16L:8O.

Como sustrato se usaron discos de hoja de platanera, fijados a placas de Petri mediante una fina capa de agar al 1 %, infestados con diferentes estadios de *D. grassii*. Los coccinélidos empleados procedían de la cría establecida en el laboratorio.

Para estimar la duración del ciclo biológico de *C. montrouzieri* se partió de huevos recién depositados, es decir, de menos de 24 h, y se supervisaron diariamente hasta la emergencia del adulto.

Debido a la elevada mortalidad en las primeras fases del ciclo, se individualizaron y marcaron un elevado número de huevos para asegurar que completaran el ciclo la mayor parte de ellos. Estos huevos se mantuvieron en cámara de cría y se vigilaron diariamente hasta la emergencia de la larva; en este momento se pasaron estas larvas cuidadosamente con ayuda de un pincel a placa de Petri de 35 mm de diámetro, con disco de hoja de platanera y cochinilla

en estadio ninfal L₁-L₂. Se hizo un seguimiento diario de cada placa, registrando las mudas, la pupación y la emergencia del adulto. Durante el proceso se hicieron tantos cambios de placa como fueron necesarios, en función del estado del disco de hoja de platanera o de la cantidad de alimento presente en la placa.

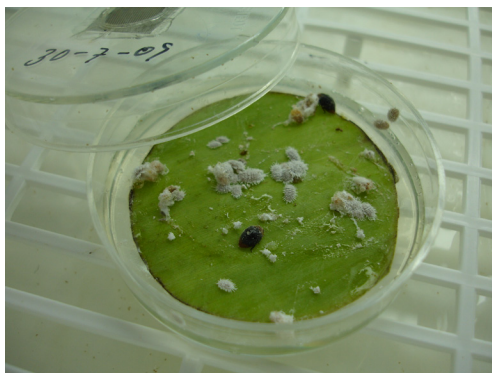


Figura 18.
Pareja de *C. montrouzieri* con abundante presa en placa de Petri (Ramos-Cordero, C.).

Tras la emergencia de los adultos, estos fueron sexados siguiendo la metodología propuesta por Llorens (1990) y atendiendo a la coloración característica del primer par de patas del coccinélido (fig. 8b).

Emparejando adultos recién emergidos se determinó la fecundidad de las hembras. Cada pareja se dispuso en una placa de Petri de 55 mm de diámetro con un disco de hoja de platanera infestado con hembras adultas de *D. grassii* (fig. 18). Diariamente se rotaron estos adultos a placa nueva, reponiendo el macho en caso de muerte por otro de edad semejante, contabilizando el número de huevos de *C. montrouzieri* presentes en la placa.

La supervivencia de los adultos se determinó realizando un seguimiento desde que emergen hasta que mueren.

En la tabla 11 se muestra el resumen de los parámetros obtenidos en este estudio. A 25 °C las hembras de *C. montrouzieri* vivieron una media de 47,05 días pero con una gran variabilidad, registrando un máximo de 92 días y un mínimo de 30 días. Estos valores están por encima de los citados por Yudelevich (1950) quien señala que este coccinélido tiene un tiempo de vida de 20 a 25 días; y muy por debajo de los señalados por Bolaños (2001) quien indica que *C. montrouzieri* vive aproximadamente 4 meses.

Tabla 11.

Parámetros de la tabla de vida de *C. montrouzieri* sobre *D. grassii* en platanera (25 °C, 60 % HR y fotoperiodo 16L:8O).

Parámetro	Valor
N de ♀	22
Supervivencia de ♀, d	47,05 ± 14,34
Sex-ratio (♀:♂)	0,9:1
Periodo de pre-oviposición, d	2,50 ± 0,74
Periodo de post-oviposición, d	1,59 ± 1,97
Fecundidad de la ♀	404,77 ± 152,84
Supervivencia del huevo, %	88,8

El sex ratio obtenido para un total de 53 individuos evaluados fue de 1:0,9; es decir, nace 1 macho por cada 0,9 hembras. Estos resultados se acercan a los obtenidos por Malais y Ravensberg (1991) quienes indican que la proporción de sexos es aproximadamente de 1:1, pero difieren de los resultados obtenidos por Kaufmann (1996), quien señala que la proporción de sexos es de un 64 % para machos y un 36 % para hembras.

Tras la emergencia, las hembras comenzaron la oviposición a los 2,5 días de vida de promedio, siendo 5 días el periodo máximo registrado para las 22 hembras evaluadas. Estos resultados se aproximan a los obtenidos por Bolaños (2001) quien indica que las hembras comienzan a poner huevos a los 4 días de la emergencia.

El periodo de oviposición medio registrado en este estudio fue de 43 días, con un máximo de 90 días en el caso de una hembra evaluada, la cual fue capaz de ovopositar un total de 599 huevos. La media de huevos ovopositados de las 22 hembras evaluadas fue de 404,77 huevos, registrándose un máximo de 639 huevos. La hembra con menor tiempo de oviposición registró un valor de 25 días, en los cuales fue capaz de ovopositar 210 huevos.

Tras el periodo de oviposición, las hembras estuvieron un promedio de 1,59 días sin poner huevos antes de su muerte.

En la curva de oviposición media de las hembras de *C. montrouzieri* evaluadas, se observa que el proceso se concentra en 38 días (periodo en el que el número de huevos ovipositados diariamente por las 22 hembras evaluadas estuvo por encima de los 100 huevos), concentrándose entre los 6 y 43 días de vida, con un máximo de 585 huevos y un mínimo de 124 huevos (fig. 19).

Estos resultados toman importancia si se pretende desarrollar una cría comercial de este coccinélido sobre la presa *D. grassii*; si se considera el periodo de mayor oviposición, no es interesante comercialmente mantener una cría por encima de los 43 días de vida.

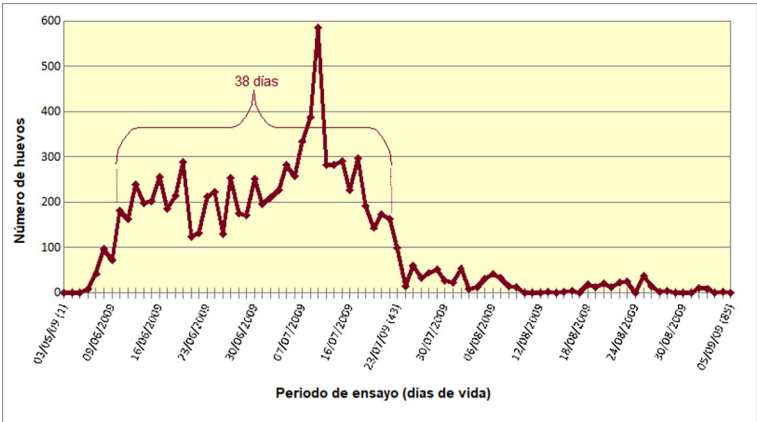


Figura 19. Oviposición media diaria de las 22 hembras de *C. montrouzieri* evaluadas en condiciones de laboratorio (los valores entre paréntesis indican los días de vida de las hembras de *C. montrouzieri*).

El promedio diario de huevos del total de las 22 hembras evaluadas fue de 95,65 huevos, y el promedio de huevos a lo largo del periodo fue de 404,77 huevos. Durante el periodo reproductivo se obtuvo una tasa de oviposición media diaria de 9,42 huevos por hembra y día.

Se puede observar en la figura 20 que el incremento en el número de huevos es proporcional al aumento en la edad de las hembras, estabilizándose a partir de los 57 días de vida de las hembras estudiadas.

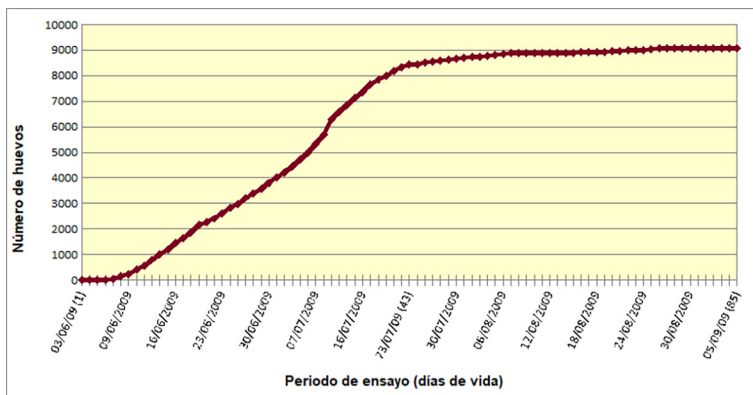


Figura 20.

Oviposición acumulada de las 22 hembras de *C. montrouzieri* evaluadas en condiciones de laboratorio (los valores entre paréntesis indican los días de vida de las hembras de *C. montrouzieri*).

La tabla 12 muestra los porcentajes de eclosión de huevos obtenidos a partir de 19 hembras ensayadas. De un total de 6531 huevos ovipositados en todo el periodo por dichas hembras, se obtuvieron 5213 larvas representando una eclosión de huevos del 79,82 %.

El porcentaje de eclosión obtenido en este estudio es muy superior a lo señalado por Yudelevich (1950) para *C. montrouzieri* consumiendo *Pseudococcus calceolariae* (Maskell), el cual indica que la eclosión en huevos de *C. montrouzieri* no supera el 50 %. Según este autor, *C. montrouzieri* presenta un alto grado de canibalismo en sus larvas, quienes devoran huevos y larvas más pequeñas cuando escasea el alimento; esto sumado a condiciones adversas de excesos de frío o calor hace que el porcentaje de eclosión no supere el 50 %. A diferencia del estudio de este autor, este ensayo se realizó en condiciones de laboratorio y no de campo, con lo cual evitamos la influencia del factor climático.

Tabla 12.

Número de huevos eclosionados y porcentaje de eclosión a partir de la oviposición de 19 hembras de *C. montrouzieri* en condiciones de laboratorio.

Hembras	Huevos ovipositados	Huevos eclosionados	Porcentaje de eclosión
1	493	439	89,05
2	84	49	58,33
3	377	360	95,49
4	276	254	92,03
5	211	191	90,52
6	222	172	77,48
7	457	434	94,97
8	315	274	86,98
9	639	426	66,67
10	479	273	56,99
11	605	496	81,98
12	511	454	88,85
13	569	472	82,95
14	209	135	64,59
15	76	63	82,89
16	557	383	68,76
17	219	181	82,65
18	22	8	36,36
19	210	149	70,95
Total	6.531	5.213	79,82

La eclosión de los huevos varía entre el tercer y sexto día de ser ovipositados. El 64 % de los huevos eclosionaron entre el segundo y tercer día, y el 28 % lo hizo al cuarto día de su oviposición. Estos resultados son muy dispares a los obtenidos por Malais y Ravensberg (1991), quienes señalaban que el periodo de incubación oscilaba entre los 8 y 9 días con temperaturas de 21 °C. Quizás pueda esto deberse a que el presente estudio se desarrollo bajo condiciones de temperatura de 25 °C, con lo cual se acortan

los periodos de incubación, tal y como señalan Bolaños (2001) y Malais y Ravensberg (1991) quienes indican que con temperaturas de 27 °C la eclosión se producen entre los 5 y 6 días. Determinar la temperatura de cría más eficiente es un dato importante si se pretende realizar una cría masiva de este coccinélido.

La duración del desarrollo de *C. montrouzieri* desde huevo hasta adulto fue de 28,36 días. Los huevos eclosionaron en un tiempo medio de 5,49 días (tabla 13) y de los cuatro estadios larvarios, el tiempo de desarrollo de cada uno de ellos fue de 2 a 3 días, siendo la duración total del periodo larvario de 3,52 días. El estadio de pupa fue el que más duro con una media de 8,77 días. De los 53 adultos emergidos, 25 fueron hembras y 28 fueron machos.

Tabla 13.

Duración del ciclo biológico de *C. montrouzieri* sobre *D. grassii* en platanera (25 °C, 60 % HR y fotoperiodo 16L:8O).

Estado	N	Superviven- cia (%)	Duración en días (Media ± Desviación típica)		
			Total	Hembra	Macho
Huevo	97	59,79	5,49 ± 0,75	5,60 ± 0,76	5,39 ± 0,74
L ₁	58	98,28	3,75 ± 1,27	3,92 ± 1,12	3,61 ± 1,40
L ₂	57	100,00	3,06 ± 1,26	3,08 ± 1,26	3,04 ± 1,29
L ₃	57	94,74	2,77 ± 0,91	3,12 ± 0,97	2,46 ± 0,74
L ₄	54	98,15	4,51 ± 1,66	4,08 ± 1,78	4,89 ± 1,47
Larva	54	91,38	3,52 ± 1,46	3,55 ± 1,37	3,50 ± 1,54
Pupa	53	100,00	8,77 ± 1,37	8,76 ± 1,27	8,79 ± 1,47
Huevo-Adulto	53	54,64	28,36 ± 2,52	28,56 ± 2,36	28,18 ± 2,68

Respecto a la cantidad de adultos emergidos y su porcentaje, se puede observar en la tabla 13 que de un total de 53 pupas se obtuvieron 53 adultos, suponiendo el 100 % de la emergencia. En cuanto a la supervivencia, el estadio de huevo es el que presenta la menor supervivencia con un 59,79 %, mientras que los estadios L₂ y pupa presentan una supervivencia del 100 %.

Con estos ensayos se han determinado diferentes parámetros de la biología reproductiva de *C. montrouzieri* cuando se alimenta de *D. grassii*, observándose una longevidad en el caso de las hembras de 47 días, con un mínimo de 30 días y un máximo de 92 días; una fecundidad de aproximadamente 405 huevos a lo largo de los 43 días de periodo reproductivo, con un periodo medio de pre-oviposición de 2,5 días y uno de post-oviposición de 1,59 días.

El porcentaje de eclosión de huevos en este estudio fue del 79,82 %, registrándose el mayor porcentaje de eclosión el segundo y tercer día de oviposición (64 %).

La duración del desarrollo desde huevo a adulto de *C. montrouzieri* cuando se alimenta de *D. grassii* a 25 °C es de 28,36 ± 2,52 días. La duración de los diferentes estadios evolutivos es de: huevo (5,49 ± 0,75 días), larva L₁ (3,75 ± 1,27 días), larva L₂ (3,06 ± 1,26 días), larva L₃ (2,77 ± 0,91 días), larva L₄ (4,51 ± 1,66 días) y pupa (8,77 ± 1,37 días). La supervivencia registrada es de 54,64 %.

3.1.2 Tasa de depredación de los diferentes estadios evolutivos de *Cryptolaemus montrouzieri* sobre *Dysmicoccus grassii*

El objetivo de este ensayo es conocer la capacidad depredadora de *C. montrouzieri* sobre huevos y ninfas de *D. grassii*, determinando exactamente la cantidad de presa que es capaz de ingerir *C. montrouzieri* en condiciones de laboratorio.

Para llevar a cabo estos ensayos se seleccionaron individuos procedentes de la cría de laboratorio de *C. montrouzieri*. Tanto para adultos como para larvas, el primer paso dentro de este ensayo fue someter al individuo a un periodo de ayuno que duró 24 horas, para ello se colocó el adulto o la larva en el interior de una placa de Petri de 60 mm en cuya parte inferior se colocó un papel de filtro. El aporte de agua se realizaba mediante una pequeña porción de algodón empapado en agua. Una vez el adulto o larva estaba en el interior de la placa, ésta se sellaba con Parafilm®. Esta bandeja se colocó en la cámara de cría de insectos a una temperatura de 25 °C, humedad relativa entre el 60-70 % y fotoperiodo de 16L:8O.

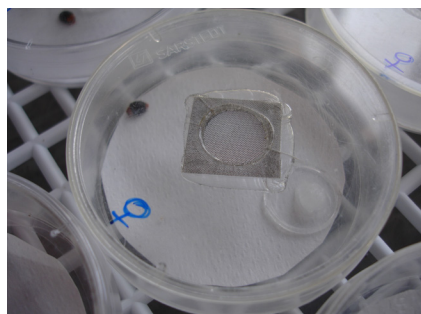


Figura 21.
Placa de Petri con hembra de *C. montrouzieri* en periodo de ayuno (Ramos-Cordero, C.).

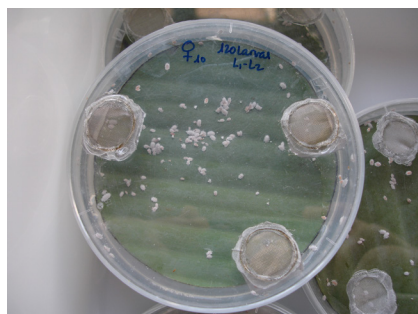


Figura 22.
Placa de Petri con hembra de *C. montrouzieri* y dosis de presa de 120 larvas L1-L2 de *D. grassii* (Ramos-Cordero, C.).

Transcurridas 24 horas, se prepararon placas de Petri de 60 mm con disco de hoja de platanera y agar al 1 % para mantener la humedad en el interior de las placas y conservar el disco de platanera durante el ensayo. En cada placa se añadió una cantidad conocida de la presa *D. grassii*, según fuese el ensayo sobre huevos, ninfas N_1 - N_2 o ninfas N_3 - N_4 . Una vez montada la placa se sellaba con Parafilm® y se mantenían en la cámara de cría a 25 °C durante 24 horas. Pasado ese tiempo, se retiraba el adulto o larva del coccinélido y se recontaban los individuos de la presa presentes en cada placa, anotando el número de presas depredadas.

En el caso de depredación de adultos, se sexaron y seleccionaron 24 adultos del coccinélido (12 hembras y 12 machos) y en el caso de depredación de larvas, se seleccionaron 10 individuos de cada estadio.

A cada individuo de *C. montrouzieri* se le suministró presa *ad libitum*, y esta cantidad varió según se tratase de huevos o ninfas N_1 - N_2 o N_3 - N_4 , como se puede observar en la tabla 14.

Tabla 14.

Número de presas de *D. grassii* ofrecidas en función del estadio a ensayar de *C. montrouzieri*.

Estadio	Número de presa ofrecida		
	Huevos	Ninfas N ₁ -N ₂	Ninfas N ₃ -N ₄
Adultos	150	120	100
Larvas L ₁	34	20	6
Larvas L ₂	35	60	15
Larvas L ₃	44	120	100
Larvas L ₄	92	180	150

Los huevos y ninfas de *D. grassii* se consideran que son depredadas cuando *C. montrouzieri* roe y succiona su contenido, pudiendo vaciarlo completamente o bien ingerir únicamente parte del mismo (fig. 23 y 24).



Figura 23. Ninfa N3 de *D. grassii* depredada por adulto de *C. montrouzieri* (Ramos-Cordero, C.).



Figura 24. Larva L3 de *C. montrouzieri* depredando hembra adulta de *D. grassii* (Ramos-Cordero, C.).

Los resultados fueron analizados mediante el programa estadístico SPSS v.15 para Windows, se aplicó el test de Kolmogorov-Smirnov para evaluar si las muestras siguen una distribución normal, se realiza el análisis de varianza (Anova, $P \leq 0,05$) de la tasa media de depredación de adultos y larvas de *C.*

montrouzieri. Las medias se compararon mediante el test de Tukey ($P \leq 0,05$). Los datos que no se ajustaban a una distribución normal se analizaron mediante el test no paramétrico de Kruskal-Wallis ($P \leq 0,05$).

En la tabla 15 podemos observar que los adultos, tanto hembras como machos, de *C. montrouzieri* consumen huevos y ninfas de *D. grassii* de diferentes estadios, aunque unos en menor grado que otros. Para los adultos el número de huevos depredados es considerablemente mayor que el número de ninfas N_1-N_2 depredadas, y a su vez éste mayor que el número de ninfas N_3-N_4 depredadas.

Asimismo, se observa que los machos consumen más huevos que las hembras, sin embargo, cuando la alimentación es a base de ninfas tanto N_1-N_2 como N_3-N_4 se invierte, y son las hembras las que consumen más presas, refiriéndonos siempre a valores medios, sin que haya diferencias significativas entre los sexos para el mismo estadio de cochinilla ofrecida.

Tabla 15.

Depredación de adultos de *C. montrouzieri* sobre huevos y larvas de *D. grassii*.

Tasa de depredación (Media ± Desviación típica)			
Sexo	Huevos	$N_1 - N_2$	$N_3 - N_4$
Hembras	134 ± 26,02 a A*	108,5 ± 7,31 a B	69,08 ± 21,21 a C
Machos	143 ± 9,21 a A	104,17 ± 8,38 a B	67,92 ± 16,83 a C
	138,5 ± 17,62 a	106,33 ± 7,84 b	68,5 ± 19,02 c

* Los valores seguidos de la misma letra, minúsculas por filas y mayúscula por columnas, no son significativamente diferentes por la prueba T-Student ($P \leq 0,05$).

Durante la realización de este ensayo se ha observado la preferencia de los adultos de ambos sexos por consumir huevos de *D. grassii* recién puestos, algo descrito en la literatura para muchos coccinélidos y también para *C. montrouzieri* (Fisher 1963, citado por Malais y Ravensberg, 1991) (fig. 25).

Malais y Ravensberg (1991), comprobó que a 21 °C una larva de *C. montrouzieri* come más de 250 ninfas de cochinilla de segundo o tercer estadio durante su desarrollo hasta el estado de adulto, los que nos reafirma en los datos obtenidos en este ensayo sobre la alta capacidad de depredación de este insecto.

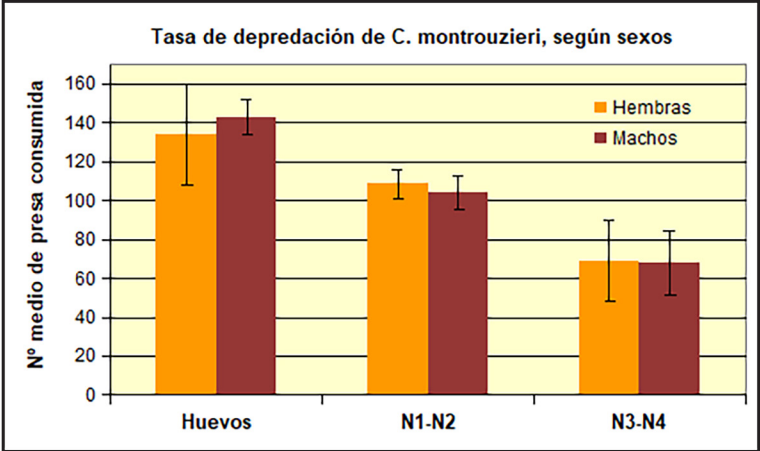


Figura 25. Tasa de depredación de *C. montrouzieri* según sexos, en función de los diferentes estadios de *D. grassii*.

De la misma forma que los adultos, las larvas de *C. montrouzieri* consumen huevos y ninfas de *D. grassii* de diferentes estadios, aunque unas en menor grado que otras. El número de huevos depredados por las larvas de los distintos estadios es considerablemente menor que el número de ninfas N_1-N_2 depredadas, y a su vez éste mayor que el número de ninfas N_3-N_4 depredadas.

Tabla 16.

Tasa de depredación de larvas de *C. montrouzieri* sobre huevos y ninfas de *D. grassii*.

Tasa Depredación (Media \pm Desviación típica)			
Estadio	Huevos	$N_1 - N_2$	$N_3 - N_4$
Larvas L_4	48 \pm 3,94 a A	148,8 \pm 9,51 b A	63,3 \pm 7,56 c A
Larvas L_3	22,5 \pm 8,49 a B	73,9 \pm 11,34 b B	31,8 \pm 6,63 a B
Larvas L_2	3,9 \pm 3,03 a C	40,6 \pm 6,7 b C	31,8 \pm 6,63 a C
Larvas L_1	4,8 \pm 4,61 a C	13,4 \pm 2,07 b D	1 \pm 0,82 c C

* Los valores seguidos de la misma letra, minúsculas por filas y mayúscula por columnas, no son significativamente diferentes por el Test de Tukey ($P \leq 0,05$).

Como se puede observar las larvas L_1 de *C. montrouzieri* tienen un comportamiento diferente a los otros estadios, ya que presentan una mayor preferencia por los huevos de *D. grassii* que por las ninfas en estadio N_3-N_4 . Las larvas L_4 son las que presentan mayor capacidad de depredación de *D. grassii* en todos sus estadios. Asimismo estas larvas presentan mayor capacidad de depredación que los adultos de *C. montrouzieri* para ninfas N_1-N_2 de *D. grassii*, no así para huevos y ninfas N_3-N_4 .

Del ensayo se desprende la alta capacidad de *C. montrouzieri* para depredar *D. grassii*, de manera similar a *Planococcus citri* que es su presa por excelencia.

La tasa de depredación de *D. grassii* por *C. montrouzieri* es muy superior a la obtenida para *N. peyerimhoffi* por González-Felipe (2009). Esto unido a los resultados de Déniz-Segura (2008) que indican un desarrollo de *C. montrouzieri* de unos 35 días cuando se alimenta de *D. grassii* exclusivamente, nos hace pensar que *D. grassii* es una presa adecuada para este depredador por lo que podría ser un agente de control de la cochinilla algodonosa en platanera.

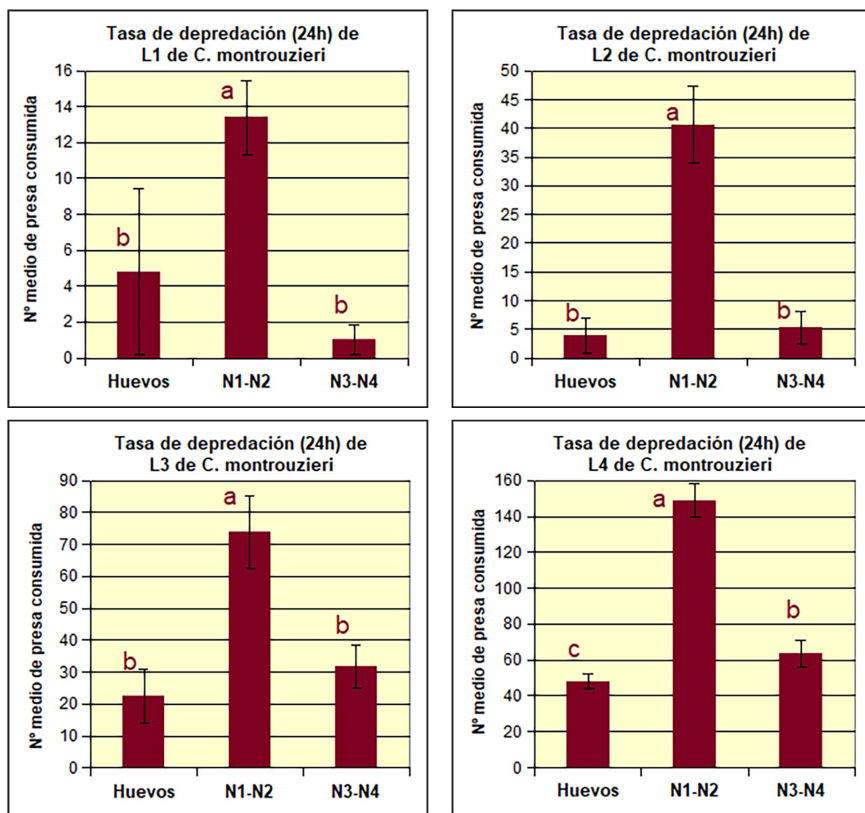


Figura 26.

Tasa de depredación de larvas de **a)** primer, **b)** segundo, **c)** tercer y **d)** cuarto estadio de *C. montrouzieri* sobre huevos y ninfas de *D. grassii*. * Los valores seguidos de la misma letra no son significativamente diferentes por el Test de Tukey ($P \leq 0,05$).

Como conclusiones de este ensayo, decir que cuando comparamos la tasa de depredación de los diferentes estadios evolutivos de *C. montrouzieri*, vemos que no existen diferencias significativas en la cantidad de huevos de *D. grassii* que consumen hembras y machos independientemente del estadio de la cochinilla ofrecido; pero si se observa una depredación significativamente mayor de huevos ($138,5 \pm 17,62$), seguida de ninfas N_1-N_2 ($106,33 \pm 7,84$) y seguidas de ninfas N_3-N_4 ($68,5 \pm 19,0$) de *D. grassii*.

Cuando comparamos la depredación de los diferentes estadios larvarios de *C. montrouzieri*, se observa que consumen significativamente más ninfas N_1 - N_2 que huevos o ninfas N_3 - N_4 de *D. grassii*. Por otro lado, conforme aumenta el tamaño de la larva se consume mayor cantidad de presa, no habiendo diferencias significativas en la tasa de depredación de larvas L_1 y L_2 de *C. montrouzieri* para cualquier estadio ofrecido, pero si entre las larvas L_3 y L_4 y entre éstas últimas y las anteriores.

3.1.3 Tasa de depredación de *Cryptolaemus montrouzieri* sobre *Dysmicoccus grassii* en función de la densidad de presa.

El objetivo de este ensayo era calcular la capacidad de depredación de adultos de *C. montrouzieri* en función de la densidad de la presa. En el pasado han sido propuestos numerosos modelos matemáticos para evaluar la relación existente entre los depredadores y las presas o entre los parasitoides y los hospederos.

Solomon (1949) definió la respuesta funcional como el número de presa consumida en relación a la abundancia de presa, en un espacio e intervalo de tiempo fijo. La respuesta funcional es central para cualquier descripción sobre parasitismo o depredación, precisamente porque el número de presas consumidas determina el desarrollo, supervivencia y reproducción de los depredadores o parasitoides (Oaten y Murdoch, 1975). Permite conocer la densidad asintótica (de saturación) de presas, más allá de la cual se incrementa la probabilidad de escape (Begon *et al.*, 1995). También permite entender relaciones coevolutivas depredador/presa e inferir acerca de los mecanismos etológicos básicos implícitos en dichas interacciones (Houck y Strauss, 1985).

Holling (1959, 1965) realizó estudios que produjeron importantes contribuciones al entendimiento de la respuesta funcional. En experimentos de laboratorio, Holling colocó depredadores individuales con diferentes números de presas obteniendo diferentes tipos de respuestas funcionales que parecen corresponder a diferentes estrategias de alimentación y cada una puede ser representada por una curva distinta.

Tipo I:	El número de capturas es proporcional a la densidad de las presas. Típica respuesta de depredadores pasivos. Todas las presas que caen en la trampa son devoradas.
Tipo II:	El depredador presenta una saturación. Es necesario un periodo de tiempo para la captura.
Tipo III:	Similar al tipo II. A bajas densidades se pierde efectividad en la captura de la presa (refugios, baja eficiencia, preferencia de otras presas).

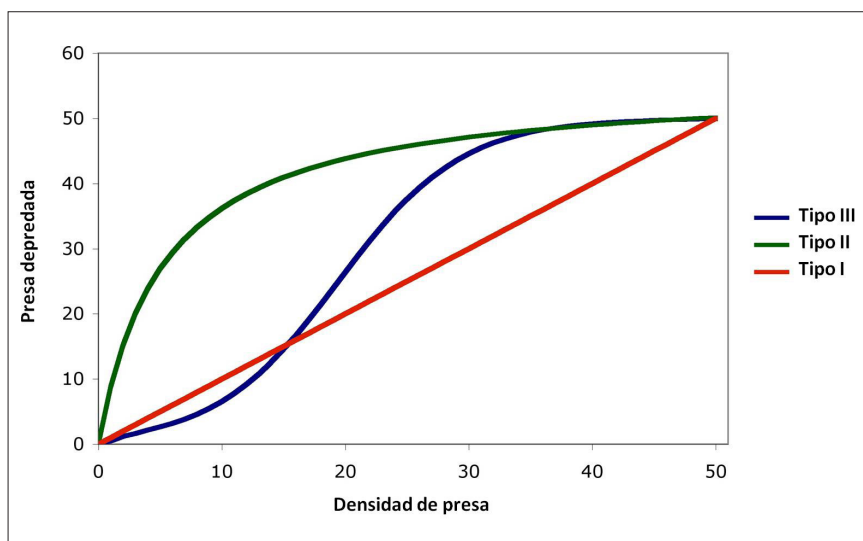


Figura 27.

Tipos de respuesta funcional en función de la densidad de presa y del número de presa depredada por depredador y día (Pearson Education, Inc., 2009).

El montaje del ensayo fue igual al realizado en el ensayo anterior. La escala de dosis ensayada fue 30, 60, 90, 120, 150, 180 y 210 huevos de *D. grassii*. Para cada dosis ensayada, se hicieron 5 repeticiones para las hembras y 5 repeticiones para los machos de *C. montrouzieri*, de forma que en cada placa se colocaban los huevos de la presa y el adulto de *C. montrouzieri*, como ya se señaló anteriormente.

Los resultados obtenidos indican que los machos consumen más presa que las hembras a baja dosis de presa, invirtiéndose los consumos cuando la dosis de presa supera los 180 huevos, y son las hembras las que tienen una mayor ingesta (tabla 17). Cabe señalar que la desviación producida es elevada, alcanzando un valor de $\pm 43,73$.

Se observa que a medida que aumenta la densidad de presa aumenta la capacidad de ingesta para las hembras; pero para los machos no podemos afirmar esto completamente, ya que cuando la dosis de presa es 180 huevos, el consumo disminuye hasta un valor medio de 141 huevos depredados, quedando este valor por dejado de los 147 huevos depredados cuando le hemos dado una dosis de huevos de 150 unidades; por tanto, exceptuando esta salvedad, los machos también van aumentando su capacidad de ingesta a mayor dosis de presa proporcionada (tabla 17).

Tabla 17.

Tasa de depredación de *C. montrouzieri* en función de la densidad de huevos de *D. grassii* aportados.

Tasa Depredación (Media \pm Desv. típica)		
Dosis de huevos	Machos	Hembras
30	29 \pm 2,24 a	28,60 \pm 3,13 a
60	60 \pm 0 a	59,40 \pm 1,34 a
90	90 \pm 0 a	85,40 \pm 10,29 a
120	112,40 \pm 6,91 a	93,60 \pm 29,97 a
150	147,40 \pm 2,07 a	136,60 \pm 14,74 a
180	141 \pm 43,73 a	170,20 \pm 2,49 a
210	195,40 \pm 8,35 a	197 \pm 7,65 a

* Los valores seguidos de la misma letra, minúsculas por filas y mayúscula por columnas, no son significativamente diferentes por la prueba T-Student y el Test de Tukey respectivamente ($P \leq 0,05$).

Se observa que no existen diferencias significativas en la tasa de depredación de machos y hembras al evaluar la respuesta de los adultos de *C. montrouzieri* a densidades de huevos de *D. grassii* crecientes (tabla 17).



Figura 28. Adulto de *C. montrouzeri* depredando huevos de un ovisaco de hembra de *D. grassii* (Ramos-Cordero, C.).



Figura 29. Adulto de *C. montrouzeri* depredando hembra adulta de *D. grassii* (Ramos-Cordero, C.).

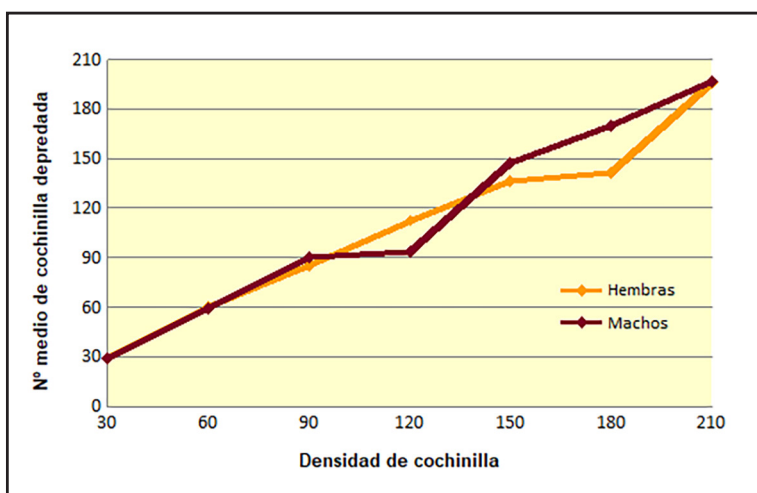


Figura 30. Tasa de depredación de *C. montrouzeri* en función de la densidad de presa ofrecida.

Al evaluar la respuesta de los adultos de *C. montrouzeri* a densidades de *D. grassii* crecientes, la tasa de depredación ha sido proporcional a la densidad de presa ofrecida, no observándose diferencias significativas entre machos y hembras. Este ensayo se debe continuar ofreciendo dosis mayores de presa así como otros estadios de la cochinilla algodonosa, lo que permitirá determinar qué tipo de respuesta funcional presenta el depredador frente a su presa.

3.1.4 Tasa de depredación de *Cryptolaemus montrouzieri* sobre *Dysmicoccus grassii* en función del origen de la población.

Los coccinélidos que suministran las diversas casas comerciales se desarrollan consumiendo la presa *P. citri*, por ello el objetivo de este ensayo es calcular el porcentaje de depredación y comparar resultados entre individuos procedentes de crías comerciales alimentados con *P. citri* e individuos procedentes de una cría de laboratorio, es decir, que se han desarrollado sobre platanera y consumiendo exclusivamente *D. grassii* durante varias generaciones.

La metodología seguida para llevar a cabo este ensayo es idéntica al ensayo de depredación, sometiendo a los adultos a un periodo previo de ayuno de 24 horas y transcurrido este tiempo a cada individuo se le suministra presa *ad libitum* en placas de Petri de 90 mm de diámetro. La cantidad de individuos de *D. grassii* por placa varía según se trate de huevos (150 huevos), ninfas N₁-N₂ (120 ninfas) o ninfas N₃-N₄ (100 ninfas). Para desarrollar este ensayo se seleccionaron 12 hembras y 12 machos tanto de crías comerciales como de los procedentes de la cría de laboratorio.

En la tabla 18 se muestran los resultados obtenidos en este ensayo donde puede observarse que no existen diferencias significativas entre machos y hembras de *C. montrouzieri* respecto a la depredación, independientemente del estadio de cochinilla ofrecida en la línea de laboratorio (F=0,051, g.l.=70, N=36, P=0,88). Sucede lo mismo en la línea comercial, donde no existen diferencias significativas entre machos y hembras de *C. montrouzieri* respecto a la depredación (F=1,262, g.l.=70, N=36, P=0,095).

Se observa que existen diferencias significativas en la depredación de huevos de *D. grassii* entre los individuos ensayados procedentes de una cría comercial y aquellos que proceden de una cría de laboratorio, consumiendo durante varias generaciones exclusivamente *D. grassii* (F=0,009, g.l.=46, P<0,001). Estas diferencias también se observan cuando los individuos ensayados consumen ninfas N₁-N₂ de *D. grassii* (F=16,004, g.l.=46, g.l.=46, P<0,001) y ninfas N₃-N₄ de *D. grassii* (F=13,787, g.l.=46, P<0,001) (tabla 18).

Tabla 18.

Tasa de depredación de *C. montrouzieri* sobre huevos y ninfas N₁-N₂ y N₃-N₄ de *D. grassii*, comparando individuos comerciales con individuos procedentes de laboratorio (Media ± Desviación típica).

Tasa depredación sobre huevos		
	Comerciales	Laboratorio
Machos	63 ± 18,32 a A	143 ± 9,21 a B
Hembras	72,92 ± 12,63 a A	134 ± 26,02 a B
Tasa depredación sobre N ₁ -N ₂ de <i>D. grassii</i>		
	Comerciales	Laboratorio
Machos	22,17 ± 13,14 a A	104,17 ± 8,38 a B
Hembras	48,58 ± 16,83 a A	108,5 ± 7,31 a B
Tasa depredación sobre N ₃ -N ₄ de <i>D. grassii</i>		
	Comerciales	Laboratorio
Machos	16,17 ± 7,47 a A	67,92 ± 16,83 a B
Hembras	12,58 ± 4,21 a A	69,08 ± 21,21 a B

* Los valores seguidos de la misma letra, minúsculas por filas y mayúscula por columnas, no son significativamente diferentes por T-Student (P ≤ 0,05).

Estos resultados toman importancia si se pretende usar *C. montrouzieri* como agente de control biológico de *D. grassii* en platanera. Los mejores resultados de control se obtendrán con individuos procedentes de una cría sobre platanera y consumiendo exclusivamente *D. grassii*.

3.1.5 Tasa de oviposición media diaria de *Cryptolaemus montrouzieri* sobre *Dysmicoccus grassii* en función del origen de la población.

Los coccinélidos que suministran las diversas casas comerciales se desarrollan consumiendo la presa *P. citri*, por ello el objetivo de este ensayo era calcular la tasa de oviposición media diaria y comparar resultados entre: individuos procedentes de crías comerciales alimentados con *P. citri* e individuos procedentes de una cría de laboratorio, los cuales se han desarrollado sobre platanera consumiendo exclusivamente *D. grassii* como presa durante varias generaciones.

La metodología seguida en este ensayo es idéntica a la desarrollada en el apartado 3.1.4.

En la tabla 19 se muestran los resultados obtenidos en este ensayo, donde se ha comparado la tasa de oviposición media diaria de individuos procedentes de crías comerciales y aquellos procedentes de cría de laboratorio.

Cuando comparamos la tasa de oviposición media diaria de hembras de *C. montrouzieri*, se observa que hay diferencias significativas entre las hembras procedentes de una cría de laboratorio, las cuales son capaces de ovopositar una media diaria de 9,42 huevos, y las hembras procedentes de crías comerciales que pueden ovopositar una media de 7,38 huevos diariamente. Con lo cual, se observa el efecto positivo de la cría desarrollada sobre platanera consumiendo exclusivamente *D. grassii* como presa durante varias generaciones; y su implicación en el desarrollo de un Programa de Control Biológico en platanera, con lo cual se debe profundizar más en estos estudios.

Tabla 19.

Tasa de oviposición media diaria de *C. montrouzieri* sobre *D. grassii*, comparando individuos comerciales con individuos procedentes de laboratorio (Media \pm Desviación típica y valores máximos y mínimos).

Tasa de oviposición media diaria (huevos/día)		
	Comerciales	Laboratorio
Media \pm SD	7,38 \pm 2,65 a	10,36 \pm 3,02 b
[Mín. – Máx.]	[3,60 – 12,40]	[6,73 – 15,21]

* Los valores seguidos de la misma letra, minúsculas por filas y mayúscula por columnas, no son significativamente diferentes por T-Student ($P \leq 0,05$).

3.2 Experiencias realizadas en Canarias a nivel de campo con *Cryptolaemus montrouzieri*

3.2.1 Eficacia de *Cryptolaemus montrouzieri* en el control de *Dysmicoccus grassii* en condiciones de campo

El objetivo de este ensayo fue valorar adecuadamente la eficacia en campo de *C. montrouzieri* en el control de *D. grassii*. Para ello se realizó un ensayo en la Parcela Experimental de La Frontera, perteneciente al Cabildo Insular de El Hierro de junio de 2008 a marzo de 2009 (fig. 31).



Figura 31. Emplazamiento de la Parcela Experimental de La Frontera (La Frontera, El Hierro) (Gutiérrez-Ávila, 2009).

El ensayo se llevó a cabo en un invernadero de malla de 2000 m² de superficie que contaba con 400 plataneras de la variedad Gruesa palmera® a las que se les practicaban las labores culturales habituales y el control de plagas se realizaba bajo un manejo ecológico. Hasta el momento del inicio del ensayo únicamente se habían hecho liberaciones del coccinélido *Delphastus catalinae* Horn para el control de *Aleurodicus dispersus* Russell.

La parcela se dividió con malla en cuatro subparcelas (fig. 32), que recibieron los siguientes tratamientos: A (sin suelta o testigo) y B (con suelta de adultos de *C. montrouzieri*) (fig. 33).

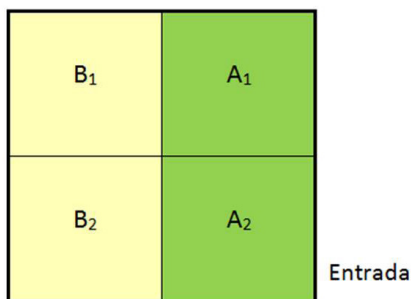


Figura 32. Distribución de los tratamientos en el invernadero de ensayo: A₁ y A₂ (sin suelta o testigo) y B₁ y B₂ (con suelta de adultos de *C. montrouzieri*).

Figura 33. División del invernadero mediante malla para generar cuatro subparcelas de ensayo (Gutiérrez-Ávila, 2009).

En cada subparcela se liberaron adultos de *C. montrouzieri* en 5 plantas fijas, lo que supuso un total de 20 plantas de seguimiento para el ensayo (fig. 34). Las plantas fijas se seleccionaron con similares niveles de infestación por *D. grassii* en todas las subparcelas.

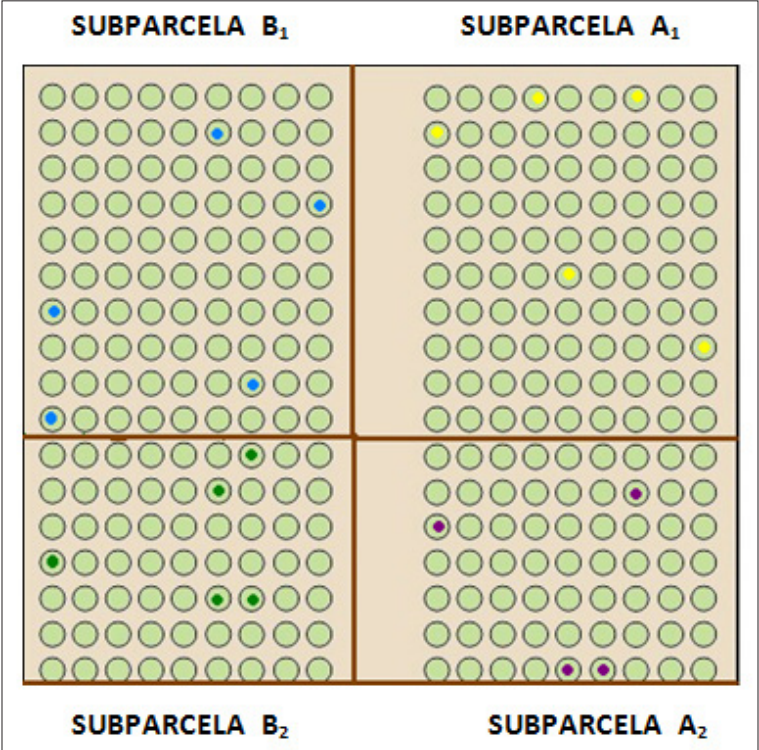


Figura 34. Situación de las plantas en las que se realizaron liberaciones de *C. montrouzieri* por subparcelas (Gutiérrez-Ávila, 2009).

Como se puede observar en la tabla 20 se realizaron cuatro sueltas, liberando un total de 5350 adultos de *C. montrouzieri* para una superficie total de 2000 m², lo que supuso una dosis aproximada de 3 adultos/m². Los depredadores liberados fueron criados sobre *Planococcus citri* y cedidos por el insectario de Silla, gracias a la colaboración establecida con el Servicio de Sanidad Vegetal de la Generalitat de Valencia.

Inicialmente las sueltas se realizaron usando una dosis mínima, basada en las dosis de suelta que se estaban realizando en cítricos en Valencia para el control biológico del cotonet (*Planococcus citri*). Sin embargo, el objetivo de este ensayo era lograr el establecimiento del depredador, y por ello se realizaron liberaciones sucesivas en función de la población de cochinilla observada en los muestreos. Por otra parte, hay que resaltar que en la primera suelta realizada el 18 de junio, influyó negativamente un tratamiento químico aplicado en una parcela privada colindante a la de este ensayo, como se señala más adelante, motivo por el cual se repitió la suelta de *C. montrouzieri*.

Tabla 20.

Fechas y dosis de suelta de *C. montrouzieri* durante el ensayo.

Fecha	Dosis de suelta	N° de adultos liberados
18 junio	150	150
1 agosto	200	175
26 septiembre	1.500	1330
8 de octubre	3.500	3500
Total	5.350	5.155

Los datos climáticos registrados proceden de la propia estación meteorológica ubicada en la parcela experimental en la que se llevó a cabo el ensayo.

El seguimiento de la cochinilla se llevó a cabo con una periodicidad quincenal, realizando inspecciones visuales en plantas fijas seleccionadas al inicio del ensayo. En cada planta de seguimiento se hizo el recuento del número de cochinillas y enemigos naturales presentes en cinco peciolos (concretamente en los primeros 20 cm desde la intersección de las hojas) que conforman un plano, dejando la piña a la derecha (fig. 35) y, en el pseudotallo tras bajar la última garepa (utilizando una plantilla como aparece en la figura 36).



Figura 35. Protocolo de recuento consistente en crear un plano de cinco peciolos en la platanera, dejando la piña a la derecha (Ramos-Cordero, C.).



Figura 36. Plantilla de recuento (Hdez.-Suárez, E.).

El recuento de hembras de cochinilla se realizó siempre que la población no fue elevada y existían focos aislados; con poblaciones elevadas en las que no se podía diferenciar con claridad los individuos para su recuento, se utilizó la escala de niveles de infestación que figura en la tabla 21 y que de forma visual se recoge en la figura 37.

Tabla 21.

Rangos de infestación elegidos en la evaluación de la cochinilla.

Rango	N° de cochinilla adulta en peciolo
0	Ausencia (0)
1	Presencia (<10)
2	Medio (10-20)
3	Alta (20-30)
4	Moderada (30-40)
5	Moderadamente alta (>40)



Figura 37.

Escala visual de los rangos de infestación elegidos en la evaluación de la cochinilla (Ramos-Cordero, C.).

Además, se tomó nota de la presencia de *C. montrouzieri*, *N. peyerimhoffii* y *C. desjardinsii* en 10 plantas elegidas al alzar de cada subparcela.

Para cada fecha de muestreo, se calculó el porcentaje de infestación en la subparcela utilizando la fórmula de Townsend-Heuberger (1943), y el porcentaje de eficacia usando la fórmula de Henderson-Tilton (1955).

Con los valores obtenidos del número de cochinilla en el pseudotallo se determinó el número medio de cochinilla para cada fecha. Asimismo, se determinó el porcentaje de plantas con presencia de cada especie de enemigo natural para cada fecha de muestreo.

En la parcela de ensayo se identificó la vegetación asociada al cultivo de platanera gracias a la colaboración del Dr. D. Alfredo Reyes Betancort, perteneciente a la Unidad de Botánica del ICIA, con el fin de comprobar si tenían relevancia para el establecimiento del depredador, encontrándose las siguientes especies: *Amaranthus viridis* L., *Euphorbia serpens* Kunth, *Hirschfeldia incana* (L.) Lagr.-Foss, *Oxalis pes-caprae* L., *Parietaria judaica* L., *Setaria adherens* (Forsskål) Chiov., *Sonchus oleraceus* L. y *Solanum nigrum* L.

Como única labor cultural se realizó un desflorillado los meses de febrero (8 ejemplares), marzo (20 ejemplares), abril (22

ejemplares), mayo (23 ejemplares), junio (20 ejemplares) y octubre (12 ejemplares). Los tratamientos realizados fueron a base de jabón potásico las fechas 20, 21 y 27 de octubre de 2008.

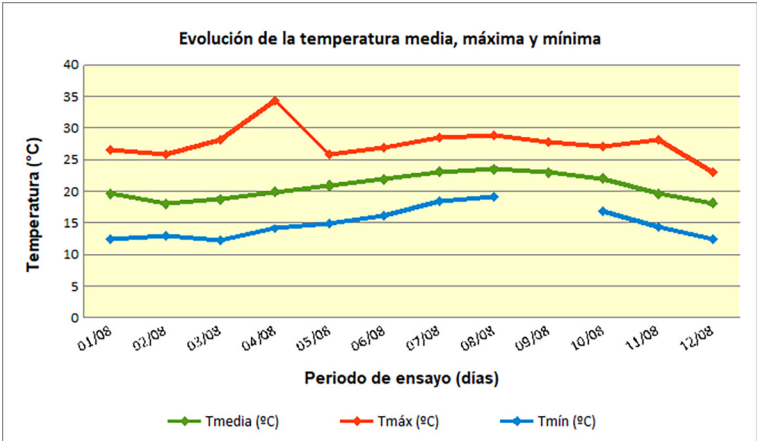
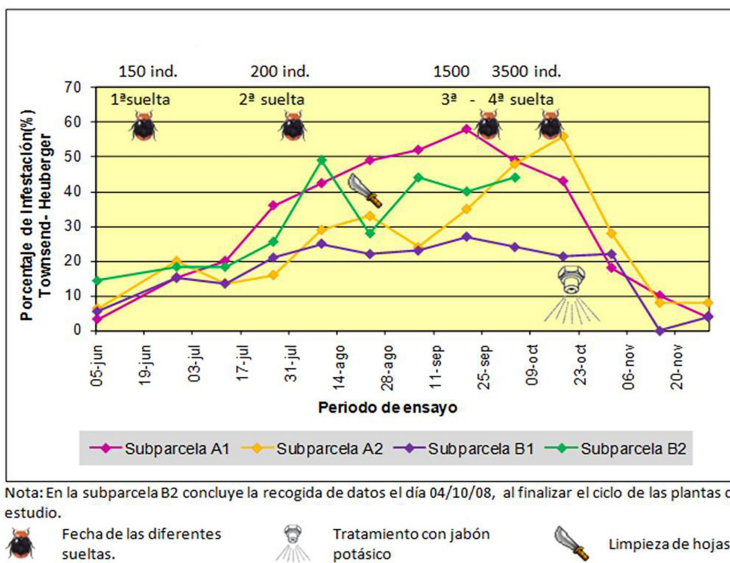


Figura 38. Datos de temperatura máxima, media y mínima registrados durante el periodo de ensayo en la Parcela Experimental de La Frontera (La Frontera, El Hierro).

En la figura 38 se puede observar que de junio a noviembre de 2008, la temperatura media registrada estuvo entre 20-24 °C. Las temperaturas mínimas alcanzaron los 12 °C en el mes de marzo, mientras que las temperaturas máximas no superaron los 29 °C. Asimismo, en la gráfica se puede observar que en el mes de septiembre no se registró la temperatura mínima debido a un error en el termómetro.

Porcentaje de infestación

En la figura 39 se muestra la evolución de la infestación por cochinilla algodonosa a nivel de peciolo.



Nota: En la subparcela B2 concluye la recogida de datos el día 04/10/08, al finalizar el ciclo de las plantas de estudio.



Fecha de las diferentes sueltas.



Tratamiento con jabón potásico



Limpieza de hojas

Figura 39.

Evolución de la infestación de cochinilla a nivel de peciolo en el ensayo realizado en la Parcela Experimental de La Frontera.

Al hacer una selección dirigida de las plantas de seguimiento al comienzo del ensayo, se parte de poblaciones de *D. grassii* semejantes entre las diferentes subparcelas, aproximadamente un 5 % de infestación, salvo en la subparcela B₂ que fue de un 14 %, siendo el valor de infestación más bajo con el que se podía partir.

Se observa como en las subparcelas testigo (A₁ y A₂) comenzaron a aumentar los niveles de infestación por cochinilla desde un primer momento, tendencia que se mantiene hasta que en octubre la población disminuye bruscamente, debido al tratamiento que se efectuó con jabón potásico y a que la incidencia de la plaga en otoño-invierno es menor.

En la subparcela B₁ (con liberación de *C. montrouzieri*) se puede observar como el nivel de infestación permanece más bajo y casi constante a lo largo del periodo de ensayo, con suaves bajadas que coinciden con momentos posteriores a las distintas sueltas, salvo en octubre que desciende bruscamente como en el resto de las subparcelas, consecuencia del tratamiento con jabón potásico.

En la subparcela B₂ (con liberación de *C. montrouzieri*) el nivel de la plaga fue mayor que en la parcela B₁, pero también se observa cierto control de la cochinilla. En este caso terminó el ciclo productivo de las diferentes plantas de estudio antes que en el resto de las subparcelas, por lo que no se pudo observar la influencia del depredador en la tercera y cuarta suelta. En esta subparcela hubieron limpiezas de hojas a principios del mes de septiembre, lo que pudo haber influido en el aumento de la plaga.

El técnico de la parcela creyó conveniente realizar un tratamiento con jabón potásico en octubre, debido a que en las subparcelas que no se habían realizado suelta de *C. montrouzieri* la población de cochinilla era elevada.

En la figura 40 comparamos la evolución de la población de *D. grassii* en las subparcelas con suelta y sin suelta, sin diferenciar entre ambas subparcelas. En dicha figura se ve claramente que a partir de agosto la población de *D. grassii* es menor en las subparcelas con suelta que en las subparcelas sin suelta, lo que implica que en esas subparcelas existe un efecto del depredador de la plaga.

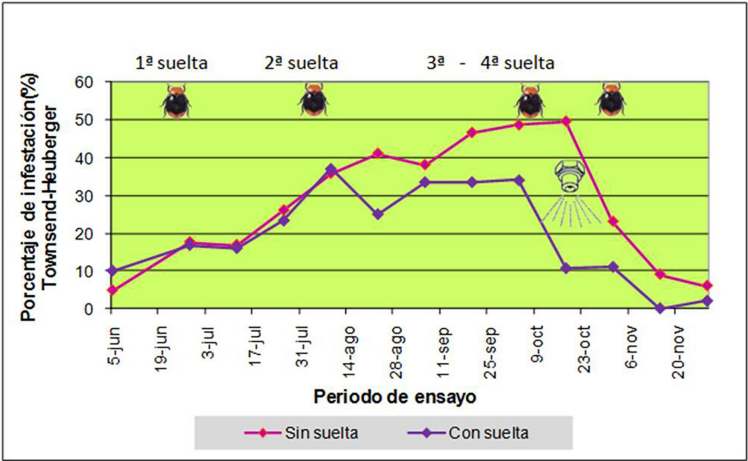


Figura 40. Evolución de infestación de *D. grassii* en las subparcelas con y sin suelta del ensayo realizado en la Parcela Experimental de La Frontera.

En los momentos de mayor incidencia de cochinilla hay una diferencia del 30-40 % en los índices de infestación entre las subparcelas con suelta y la testigo cuando calculamos la eficacia por la fórmula de Abbot (1925).

Cuando analizamos el nivel de la población de cochinilla en el pseudotallo se comprueba que la tendencia de la población de cochinilla es semejante a la observada a nivel de peciolo.

Los valores medios más altos de densidad poblacional de plaga se obtienen en julio-agosto para las parcelas testigo, concretamente 18,2 adultos/superficie en la subparcela A₁ (fig. 41).

En la subparcela B₂ se registran hasta 15,8 adultos/superficie en verano, pero se observa como la población disminuye hasta que en septiembre llega a tener valores de ausencia de cochinilla. En la subparcela B₁ el valor más alto se observa al comienzo del seguimiento y va disminuyendo a lo largo de los meses (fig. 41).

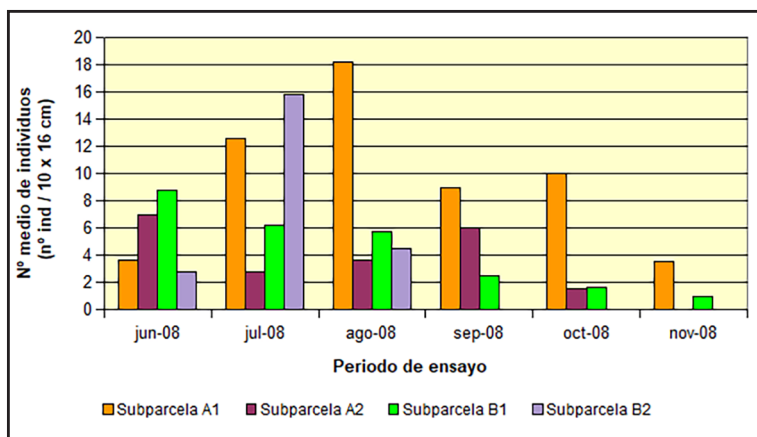


Figura 41.

Evolución de la población de *D. grassii* en el pseudotallo durante el periodo de ensayo, por subparcelas.

En la figura 42 se realiza una comparación más exhaustiva entre las subparcelas con y sin suelta. En las subparcelas con suelta se observa un pronunciado descenso en la evolución de *D. grassii* en el pseudotallo a partir de agosto, lo que indica que *C. montrouzieri* estaría ejerciendo un control sobre la plaga. Por

el contrario, a partir de la fecha anteriormente indicada en las subparcelas testigo la población de *D. grassii* siempre se mantiene a niveles superiores (el doble) de los que existen en las subparcelas con suelta.

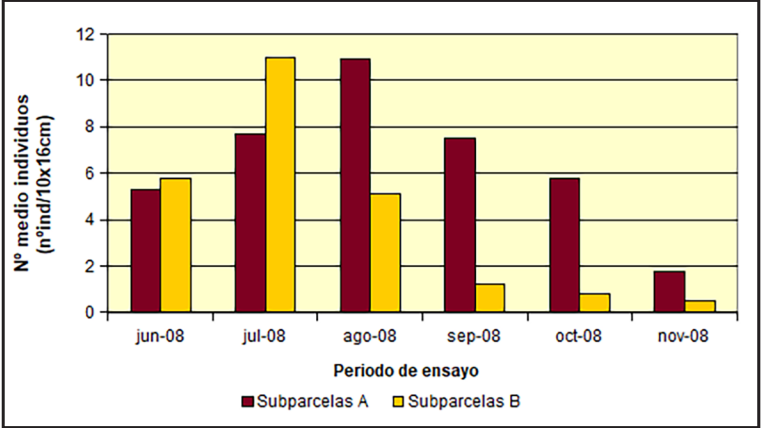


Figura 42. Evolución de la población de *D. grassii* en el pseudotallo durante el periodo de ensayo, en parcelas con y sin suelta.

Evolución de *Cryptolaemus montrouzieri*

Hasta finales de julio no se observó la presencia de larvas de *C. montrouzieri*, lo cual es normal pues tarda aproximadamente 35 días en completar su ciclo. Se hace una observación en este punto, ya que dos días después de la primera suelta (18 de junio), en la finca privada adjunta a la del ensayo realizaron un tratamiento con clorpirifos, pudiendo verse afectada la población de *C. montrouzieri* debido a la deriva, ya que el ambiente en el interior del invernadero donde se desarrollaba el ensayo se vio afectado sin duda por dicho tratamiento.

Fueron necesarias dos sueltas para ver el establecimiento del depredador en la parcela. Aquí pudo ser determinante la contaminación accidental por el tratamiento efectuado en la parcela vecina. Por otra parte, no se observó *C. montrouzieri* en las parcelas testigo, es decir que el ensayo se ha desarrollado correctamente sin contaminación por el depredador en las parcelas testigo.

Se observó que los niveles de larvas de *C. montrouzieri* más elevados coinciden con los mayores índices de infestación en las subparcelas de suelta durante el periodo de verano. Por otra parte, la población del depredador parece verse afectada con la bajada de temperaturas. Es fundamental el hecho del lavado con jabón potásico que reduce la población de larvas a más de la mitad.

Del mismo modo, la población de adultos registrada en las plantas seleccionadas a lo largo de ensayo fue insignificante, con un total de 4 adultos en la subparcela B₁. Por lo que parece más conveniente evaluar el establecimiento de este depredador mediante la observación de las larvas L₃-L₄ o la presencia de pupas (fig. 43).

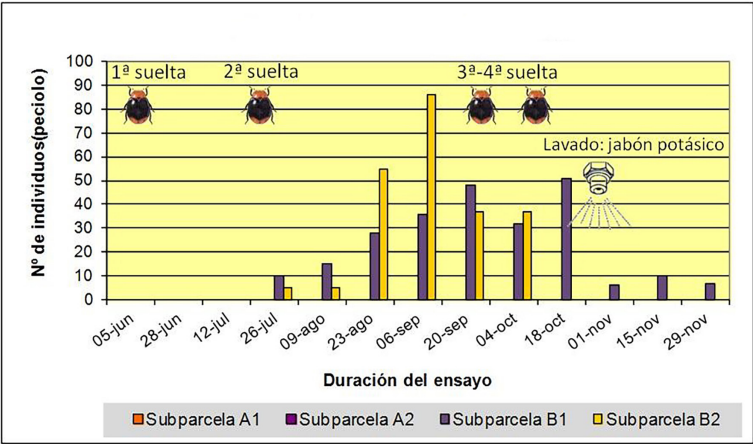


Figura 43. Evolución de la población de larvas de *C. montrouzieri*, por subparcelas, en el ensayo realizado en la Parcela Experimental de La Frontera.

Si observamos la evolución de la población de *C. montrouzieri* en la parcela mediante el recuento del porcentaje de plantas con presencia del depredador, comprobamos como los valores más altos se obtuvieron en el mes de octubre para las dos subparcelas B₁ y B₂, con un 80 y 70 % de plantas con presencia de algún estadio del depredador, respectivamente (fig. 44).

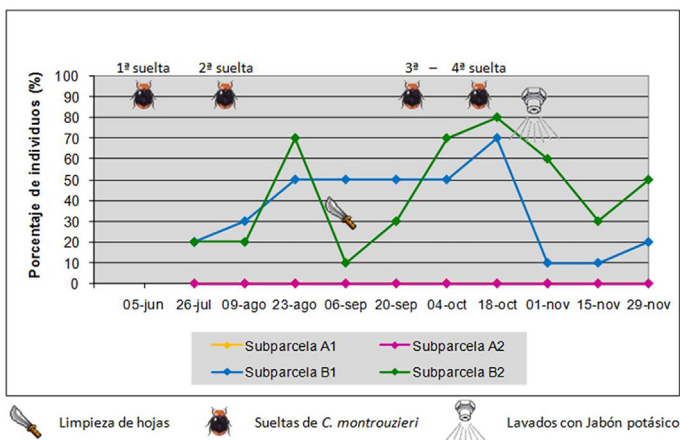


Figura 44.

Evolución de la población de *C. montrouzeri*, por subparcelas, en el ensayo realizado en la Parcela Experimental de La Frontera.

A nivel de pseudotallo la evolución de la población de *D. grassii* disminuye a medida que la población de *C. montrouzeri* aumenta, pero este aumento fue de forma diferente en ambas subparcelas; mientras que en la subparcela B₁ mostró unos valores más o menos constantes, en la subparcela B₂ presentó un aumento muy pronunciado (fig. 45).

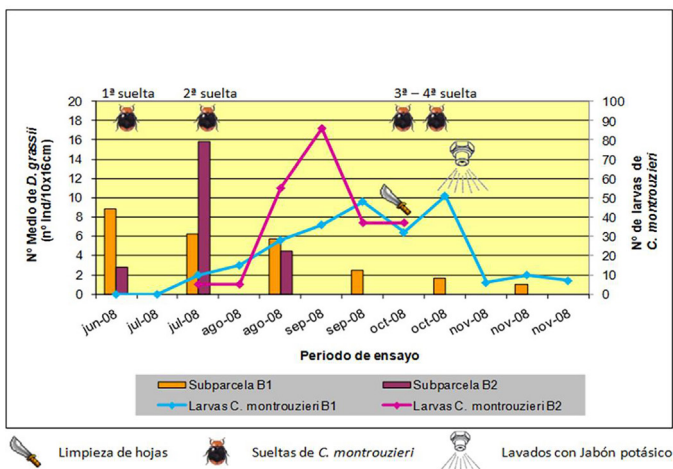


Figura 45.

Evolución de la población de *D. grassii* y de las larvas de *C. montrouzeri*, en el pseudotallo, en el ensayo realizado en la Parcela Experimental de La Frontera.

Evolución de la incidencia de otros posibles enemigos naturales de cochinilla presentes en las subparcelas de estudio

En la figura 46 se puede observar como la población de *C. desjardinsi* es variable a lo largo de todo el periodo de ensayo y en todas las subparcelas.

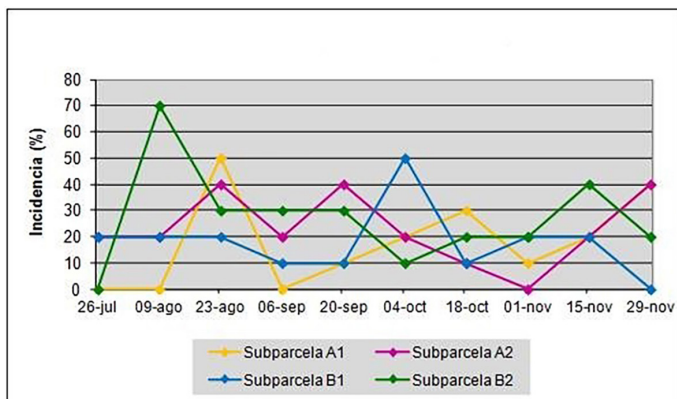


Figura 46.

Evolución de la población de *C. desjardinsi* a lo largo del ensayo en las subparcelas con y sin suelta, del ensayo realizado en la Parcela Experimental de La Frontera.

Igualmente se observa como la población de *N. peyerimhoffi* también es variable en el tiempo y en las distintas subparcelas de ensayo (fig. 47).

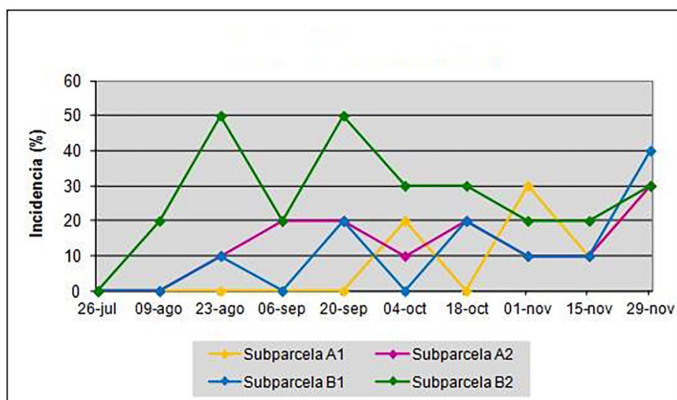


Figura 47.

Evolución de *N. peyerimhoffi* a lo largo del ensayo, por subparcelas, en el ensayo realizado en la Parcela Experimental de La Frontera.

No parece que las poblaciones observadas de *N. peyerimhoffi* o *C. desjardinsi* estén influyendo en las diferencias de incidencia de cochinilla que se han observado entre las subparcelas con suelta y sin suelta de *C. montrouzieri*. Si sería interesante estudiar una posible competencia entre dos coccinélidos presentes en el cultivo *N. peyerimhoffi* y *C. montrouzieri*.

Como conclusión, y a diferencia de lo obtenido en trabajos previos por otros grupos de investigación como Pérez-García et al. (2002), en la Parcela Experimental de La Frontera se logró el establecimiento en campo de *C. montrouzieri*.

Se llegó a observar una reducción de la incidencia de la cochinilla algodonosa en las parcelas con liberación de *C. montrouzieri* a una dosis final de 3 adultos/m².

En este ensayo se han observado diferencias en las dos subparcelas de seguimiento en las que se realizaron sueltas de *C. montrouzieri*, indicando la necesidad de evaluar el efecto de las prácticas culturales en el desarrollo de las poblaciones del depredador en el cultivo, especialmente el deshojado.

3.2.2 Ensayo para determinar la dosis de suelta en campo de *Cryptolaemus montrouzieri*.

Para conocer la dosis de suelta de *C. montrouzieri* más eficaz en platanera para el control de *D. grassii*, se realizó un ensayo en dos parcelas situadas en la zona norte de Tenerife. Una parcela al aire libre en la Finca Las Canteras (en la zona de San Bernardo, en el T.M. de Los Silos) (fig. 48), con tres subparcelas separadas una de las otras y codificadas como parcelas n° 9, 10 y 11, plantadas con los cultivares Brier® y Gruesa palmera®.



Figura 48.

Emplazamiento de la Finca Las Canteras (Los Silos, Tenerife), parcela al aire libre elegida para llevar a cabo el ensayo.

La segunda parcela se trata de un invernadero ubicado en la Finca Tagoro Bajo (Juan Fernández, Tacoronte) (fig. 49). Se trata de dos invernaderos independientes plantados con el cultivar Gran enana®. Un invernadero está subdividido en dos bancales, con lo cual se dispone de tres áreas para los diferentes tratamientos.



Figura 49.

Emplazamiento de la Finca Tagoro (Tacoronte), invernaderos en los que se llevó a cabo el ensayo.

En cada parcela se seleccionaron tres subparcelas separadas físicamente pero que compartían condiciones semejantes. En una parcela se realizó la liberación de *C. montrouzieri* a una dosis de 1000 individuos/ha, en otra parcela se realizó la liberación de una dosis de 2000 individuos/ha, en la tercera parcela se realizó el seguimiento de la cochinilla sin liberación de *C. montrouzieri*, actuando por tanto como parcela testigo.

El estudio se basó en la comparación de la evolución de la población de la cochinilla algodonosa entre la parcela testigo (sin liberación de enemigos naturales) y las parcelas tratadas (con liberación de enemigos naturales a dos dosis diferentes).

Tabla 22.

Datos e histórico de tratamientos de las parcelas de ensayo.

Municipio (Localidad) Contacto / OPP		Datos parcela	Histórico de tratamientos
Los Silos (Las Canteras)	Contacto: Aarón Glez. Benítez OPP: CUPALMA Aire libre Tipo de riego: Goteo	Polígono 2, Parcela 107, Recinto 1 UTM 3139295 // 28R0320423 Superficies de la parcela 9 (0,11 ha), 10 (0,09 ha) y 11 (0,22 ha).	Clorpirifos (1,5 cc) 2 veces/año Fenbutestan (0,5 cc) 2 veces/año Fenazaquin (0,4 cc) 1 vez/año Clorpirifos para picudo negro (2 cc) 1 vez/año
Tacoronte (Juan Fernández)	(Juan Valle) PLATACAN 2002 A.I.E. Invernadero Goteo	Polígono 6, Parcela 332, Recinto 14 UTM 3155701 // 28R0362156 Huerta 128: 775 m ² (Control) Huerta 131: 1295 m ² (Dosis de suelta de 1000 adultos/ha) Huerta 134: 2655 m ² (Dosis de suelta de 2000 adultos/ha)	Malation + Buprofezin (aplicado el 19 noviembre de 2008) Glifosato (aplicado el 22 enero 2009)

Ambas parcelas seleccionadas realizaban un control químico de plagas, siendo las labores culturales las habituales (deshijado, entutorado, desflorillado,...), y los tratamientos con productos fitosanitarios autorizados.

Al comenzar el ensayo, el nivel de infestación por *D. grassii* era muy bajo en la parcela 2 (invernadero) y nulo en la parcela 1 (aire libre). Había presencia natural de *C. desjardinsi* en ambas parcelas y no se realizaron liberaciones de otros enemigos naturales a parte de *C. montrouzieri*.

En la tabla 23 se presenta la superficie y el número de individuos de *C. montrouzieri* liberados en cada subparcela y en la tabla 24 se muestran los tratamientos realizados durante el periodo de ensayo.

Tabla 23.

Superficie y número de individuos de *C. montrouzieri* liberados en cada subparcela.

Parcela	Superficie de suelta	Dosis y época de suelta	
		Primavera	Verano
1 Los Silos (Tenerife)	0,09 ha	--	--
2 Tacoronte (Tenerife)	1295 m ² (Suelta de 1000 ind/ha) 2655 m ² (Suelta de 2000 ind/ha)	661 ind. (08/04/2009)	661 ind. (06/08/2009)

Tabla 24.

Tratamientos realizados y residuos generados en las parcelas de suelta y no suelta.

Parcelas de ensayo	Fechas y número de tratamientos		Residuos
	Parcela de suelta	Parcela de No suelta	
1 Los Silos (Tenerife)	--	--	--
2 Tacoronte (Tenerife)	20/11/2009 Applaud a 80g/hl Dragofos a 500 cc/hl	20/11/2009 Applaud a 80g/hl Dragofos a 500 cc/hl	Control = 0,03 mg/Kg Chlorpyrifos-metyl Huerta 131 (1000 ind/ha) < LOQ Huerta 134 (2000 ind/ha) < LOQ

Nota: APPLAUD (Buprofen) y DRAGOFOS (Jabón potásico)
LOQ = límite de cuantificación del método (mg/Kg)

En la tabla 25 se muestran los tratamientos asignados a cada subparcela de la parcela al aire libre y del invernadero.

Tabla 25.

Superficie, número de plantas y tratamientos asignados en cada subparcela de estudio.

Parcelas de ensayo	Código	Superficie (m ²)	Nº plantas	Tratamiento
1 Los Silos (Aire libre)	Huerta 10	0,09 ha	139	Control
	Huerta 9	0,11 ha	182	Liberación de 1000 ind/ha
	Huerta 11	0,22 ha	446	Liberación de 2000 ind/ha
2 Tacoronte (Invernadero)	Huerta 128	775 m ²	119	Control
	Huerta 131	1295 m ²	196	Liberación de 1000 ind/ha
	Huerta 134	2655 m ²	494	Liberación de 2000 ind/ha

Los primeros depredadores liberados fueron cedidos por el insectario de Silla (Valencia) gracias a la colaboración establecida con el Servicio de Sanidad Vegetal de la Generalitat de Valencia. Las liberaciones de verano se realizaron con insectos procedentes de Bioplanet S.R.L., cuyo distribuidor en Canarias era INCA Islas Canarias S.L.

Las sueltas se realizaron simplemente abriendo los botes y dejando que los adultos saliesen por sus propios medios, sin forzar la salida. El comienzo de las liberaciones se hizo en función de la presencia de focos de cochinilla en la parcela de ensayo.

En todos los casos, antes de las liberaciones se llevaron a cabo controles de calidad de los insectos siguiendo los estándares de la IOBC adaptado para *C. montrouzieri* (Leppla et al., 2002) (fig. 50a). Una vez realizado el control de calidad, se redistribuyeron los adultos en nuevos contenedores con alimento, haciendo nuevos lotes en función de las necesidades de cada parcela de ensayo.

Los contenedores se repartieron a los técnicos de las parcelas en un contenedor isotérmico (fig. 50b), y éstos realizaron las liberaciones de los coccinélidos y los posteriores seguimientos de la cochinilla y del depredador.



Figura 50.

a) Control de calidad de adultos de *C. montrouzieri* y **b)** transporte en nevera isotérmica a campo de adultos de *C. montrouzieri* (Ramos-Cordero, C.).

En cada parcela se llevaron a cabo dos tipos de seguimiento con una periodicidad quincenal en cada una de las parcelas. El primer tipo de seguimiento (a) estaba orientado a la detección de focos de cochinilla y a conocer la situación general de la parcela y la necesidad de realizar tratamientos para las distintas plagas. El segundo (b) estaba orientado al seguimiento de las poblaciones de cochinilla y del depredador para conocer el establecimiento o no de este último y el nivel de control que estuviera ejerciendo sobre la cochinilla.

a) Detección de focos de cochinilla y otras plagas:

Para la detección de focos se efectuó el muestreo al azar de aproximadamente el 5 % de las plantas, siguiendo un esquema en zig-zag por toda la parcela. Por tanto, el número de plantas a observar dependía del número de plantas presentes en la parcela de ensayo (tabla 26).

Tabla 26.

Número de plantas a evaluar según el número de plantas de la parcela de ensayo.

N° de plantas en parcela de ensayo	N° plantas para el seguimiento
< 500	= 20 plantas
500-1000	= 50 plantas
1000-2000	= 100 plantas
> 2000	= 150 plantas

En estas plantas se realizó el recuento del nivel de infestación de cochinilla en las distintas partes de la planta susceptibles de albergar cochinilla: hojas, peciolo, pseudotallo o piña; siguiendo la escala de niveles de infestación que figura en la tabla 27.

Tabla 27.

Rangos de infestación elegidos para evaluar la cochinilla.

Nivel de Infestación
0 = no hay ataque de cochinilla;
1 = baja infestación; área afectada de 0 a 10 % o individuos aislados
2 = infestación moderada; colonias por focos; área afectada 10-25 %
3 = infestación alta; área afectada 25-50 %;
4 = infestación muy alta; área afectada 50-100 %.

Además se tomó nota de la presencia o ausencia de daños por cochinilla (negrilla y/o rocío de miel en hojas y piña) y la presencia o ausencia de otros enemigos naturales en las plantas marcadas como foco.

b) Seguimiento de la población de cochinilla y depredadores:

El recuento de la población de cochinilla y enemigos naturales en plantas fijas se realizó tras la aparición de los primeros focos de cochinilla y tras la primera suelta.

El número de plantas fijas a seleccionar dependía del número de plantas de la parcela de ensayo (tabla 28).

Tabla 28.

Número de plantas fijas a evaluar según el número de plantas de la parcela de ensayo.

N° de plantas en parcela de ensayo	N° plantas para el seguimiento
< 500	= 8 plantas
500-1000	= 10 plantas
1000-2000	= 20 plantas
> 2000	= 30 plantas

En cada planta seleccionada se hizo el recuento del número de hembras adultas de cochinilla (las mayores de 4 mm) y del número de adultos, larvas o pupas de *C. montrouzieri* u otros enemigos naturales como *N. peyerimhoffii* o *C. desjardinsi*.

En cada planta de seguimiento se hizo el recuento del número de cochinillas y enemigos naturales en 5 peciolos (primeros 20 cm desde la intersección de las distintas hojas) que conforman un plano, dejando la piña a la derecha (fig. 35) y, en el pseudotallo tras bajar la última garepa (utilizando una plantilla como aparece en la figura 36).

El recuento de hembras de cochinilla se realizó siempre que la población no fue elevada y existían focos aislados; con poblaciones elevadas en las que no se podía diferenciar con claridad los individuos para su recuento, se utilizó la escala de niveles de infestación que figura en la tabla 21 y que de forma visual se recoge en la figura 37.

En cada una de las parcelas de seguimiento se instaló un datalogger o registrador de temperatura y humedad que permitió tener registros durante el tiempo de ensayo.

Los seguimientos comenzaron en abril y finalizaron en noviembre 2009. En cada una de las parcelas de seguimiento se instaló un datalogger o registrador de datos de temperatura y humedad que permitió tener registros durante el tiempo de ensayo.

Para cada fecha de muestreo, se calculó el porcentaje de infestación por cochinilla, utilizando la fórmula de Townsend-

Heuberger (1943). Para determinar el porcentaje de reducción de la población de cochinilla con respecto al testigo se utilizó la fórmula de Henderson-Tilton (1955).

Parcela 1 - Aire libre (Finca Las Canteras, Los Silos)

En la parcela 1 de Los Silos se llevaron a cabo 15 evaluaciones en el periodo comprendido entre el 09 de marzo y el 15 de octubre de 2009 pero no se detectó cochinilla en ninguno de los muestreos realizados. Por esta razón no se liberó el depredador *C. montrouzieri*, ya que se sabe que su establecimiento depende de la presencia de poblaciones relativamente altas de cochinilla. Se observó la presencia de *C. desjardinsi* bajo las garepas del pseudotallo por lo que la presencia de este coleóptero no parece estar relacionada con la presencia de cochinilla algodonosa.

Parcela 2 - Invernadero (Finca Tagoro – Tacoronte)

A lo largo de todo el periodo de ensayo la humedad relativa se mantuvo en esta parcel en un rango comprendido entre el 60 y el 80 %, condiciones que se consideran óptimas para el establecimiento de *C. montrouzieri*. La temperatura, sin embargo, estuvo por debajo del óptimo de desarrollo para este depredador desde el comienzo del ensayo hasta principios de junio. Es decir, que las primeras sueltas se desarrollaron con temperaturas muy bajas para el adecuado establecimiento del coccinélido (fig. 51).

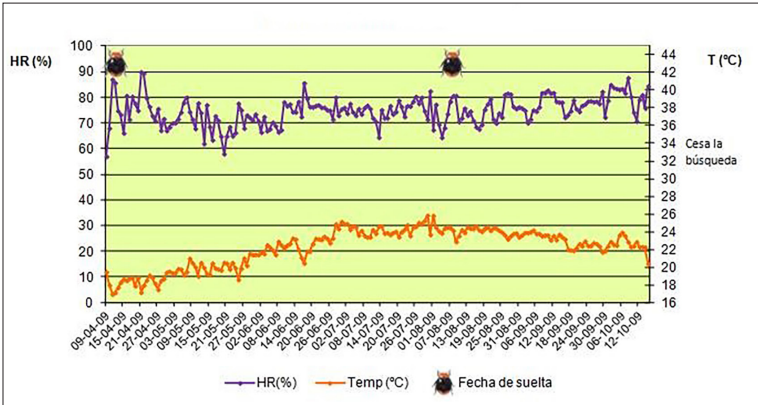


Figura 51. Datos climáticos registrados en la parcela 2 situada en Tacoronte (Tenerife).

Se llevaron a cabo 13 evaluaciones en el periodo comprendido entre el 23 de abril y el 17 de noviembre de 2009 y dos liberaciones de *C. montrouzieri* los días 04 de abril y 06 de agosto de 2009.

Cuando analizamos la población del cochinélido observamos que únicamente en aquella subparcela en que se liberó una dosis de 2000 individuos/ha se pudo recuperar el enemigo natural, observándose larvas y pupas en las plantas de seguimiento (fig. 52). En la subparcela de liberación de 1000 individuos/ha sólo se pudo recuperar el cochinélido de forma puntual justo tras las liberaciones. En el caso de la parcela testigo no se observó la presencia de *C. montrouzieri* en ningún momento a lo largo del seguimiento.

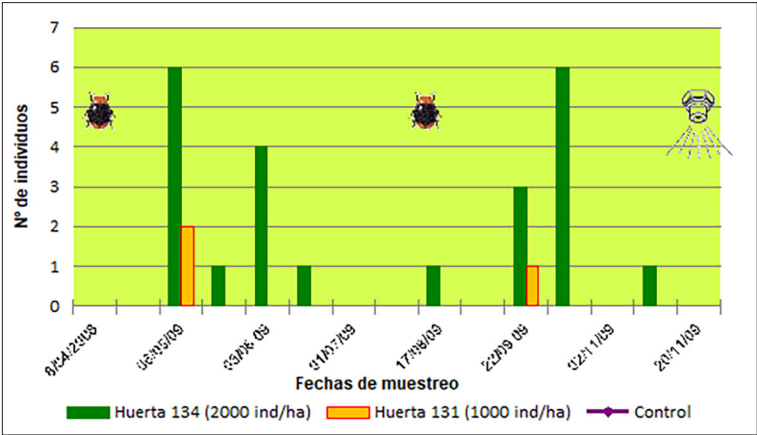


Figura 52. Presencia de los diferentes estadios de *C. montrouzieri* en plantas fijas de la parcela 2 (Tacoronte).

Cuando analizamos la evolución de la infestación por la cochinilla en las diferentes subparcelas, observamos que ésta siempre ha sido mayor a nivel de peciolo. En las subparcelas 128 y 131 (control y dosis de suelta 1000 individuos/ha, respectivamente) la población de cochinilla fue baja y prácticamente no se detectó a nivel de pseudotallo (fig. 54 y 55).

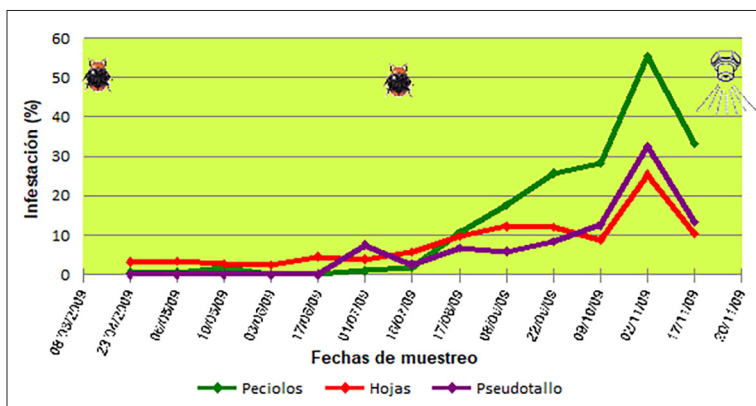


Figura 53.

Porcentaje de infestación de *D. grassii* en plantas al azar de la parcela 2, subparcela con dosis de suelta de 2000 ind/ha.

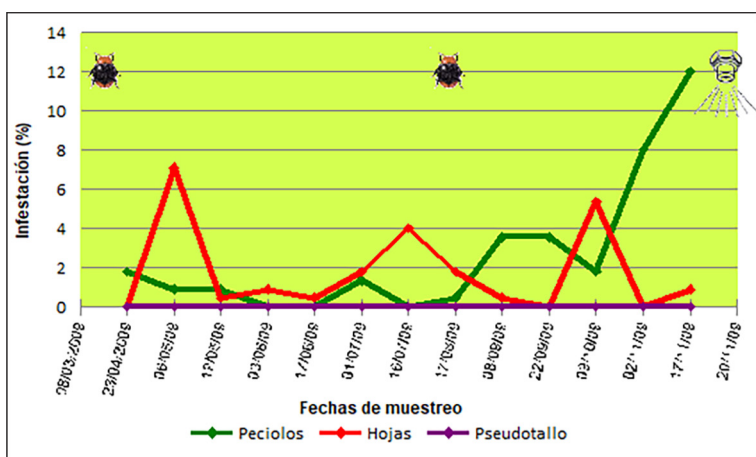


Figura 54.

Porcentaje de infestación de *D. grassii* en plantas al azar de la subparcela 131, tratada con *C. montrouzieri* a la dosis de 1000 individuos/ha.

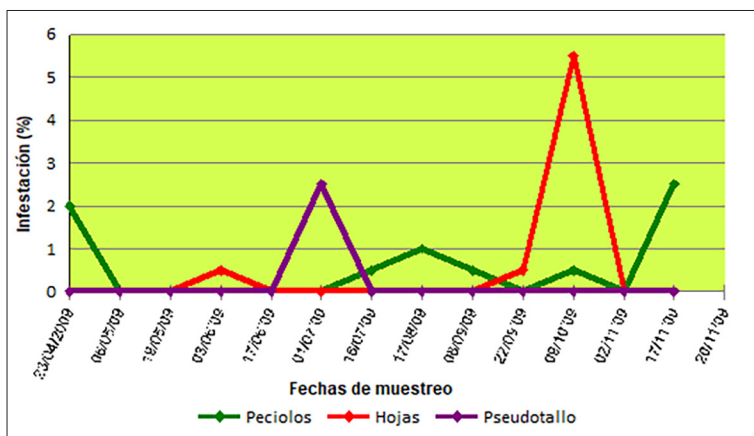


Figura 55. Porcentaje de infestación de *D. grassii* en plantas al azar de la subparcela 128, parcela en la que no se realizaron liberaciones de *C. montrouzieri*.

En todos los casos la población de cochinilla se mantiene baja a lo largo de la primavera y comienza a subir a partir de julio y agosto, siendo máximos a finales de octubre. A pesar del establecimiento del coccinélido en la subparcela en la que la dosis de suelta fue de 2000 individuos/ha, no se ha obtenido una población lo suficientemente alta para que se observe un control evidente de la plaga.

Cabe la posibilidad de que la dosis de suelta de 2000 individuos/ha sea muy baja para el control de *D. grassii* en el cultivo de platanera. De hecho, en ensayos para determinar el potencial de *C. montrouzieri* para el control de *Planococcus citri* se determinó que la relación depredador-presa con la que se obtenían mejores resultados era de 1:15 (Hamid y Michelakis, 1994).

En la siguiente gráfica podemos observar como partiendo de porcentajes de infestación semejantes, el nivel de cochinilla algodonosa fue siempre superior en la parcela en la que se realizó la liberación de 2000 individuos/ha, seguido de la parcela de liberación a dosis de 1000 individuos/ha y la parcela testigo. Por lo tanto, estas diferencias en la población de la plaga no se asocian a la liberación del depredador sino que posiblemente se deben a factores ambientales.

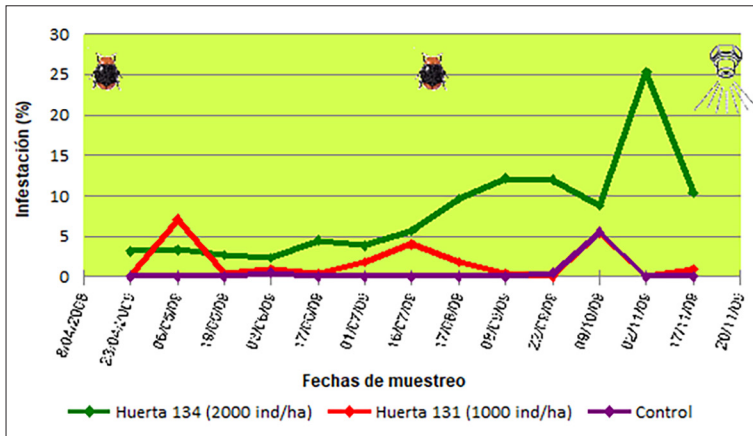


Figura 56.

Porcentaje de infestación de *D. grassii* en hojas de plantas al azar según la fórmula de Townsend-Heuberger (1943).

Teniendo en cuenta que los factores que influyen en el establecimiento de este coccinélido son los climáticos (temperatura y humedad) y la densidad de presa (con una aparente ineficacia a baja densidad de presa); es posible que la combinación de bajas temperaturas y bajas densidades de cochinilla en el momento de las primeras liberaciones condicionaran su eficacia.

A lo largo de este ensayo no se observó la presencia de hormigas en ninguna de las subparcelas. No parece tampoco que las poblaciones observadas de *N. peyerimhoffi* o *C. desjardinsi* estuvieran influyendo en las diferencias de incidencia de cochinilla que se registraron (fig. 57).

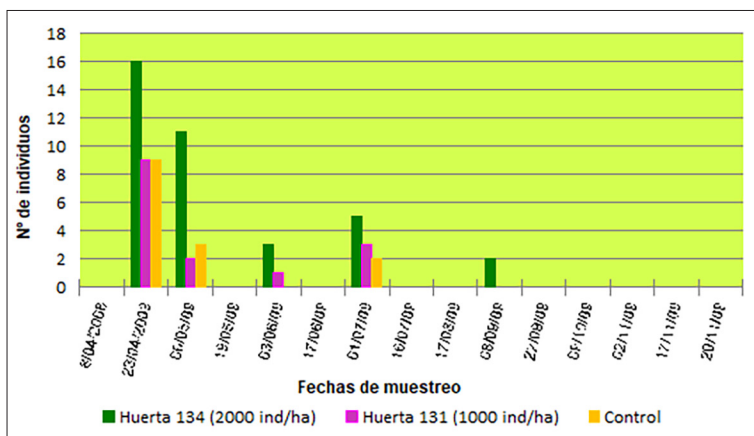


Figura 57.

Presencia de los diferentes estadios de *C. desjardinsi* en plantas al azar de la parcela de Tagoro (Tacoronte).

Conclusiones

Podemos concluir que en los ensayos realizados en parcelas comerciales de platanera se obtuvo establecimiento de *C. montrouzieri* únicamente a la dosis de 0,2 individuos/m². La dosis inferior de 0,1 individuos/m² no puede considerarse efectiva en el establecimiento del depredador en platanera. Por otro lado, en el ensayo realizado las dosis de *C. montrouzieri* empleadas no mostraron una reducción significativa de la población de cochinilla, por lo que deben explorarse dosis mayores u otros momentos de suelta.

3.2.3 Establecimiento de *Cryptolaemus montrouzieri* en parcelas comerciales de platanera

Para conocer si era posible el establecimiento del depredador *C. montrouzieri* en parcelas comerciales de platanera, se escogieron un total de cinco parcelas para la realización del ensayo, concretamente dos parcelas en la isla de Tenerife (zonas norte y sur), una parcela en La Palma y dos parcelas en Gran Canaria. Las características de las parcelas figuran en la tabla 29.

Tabla 29.

Datos e histórico de tratamientos de las parcelas de ensayo.

Municipio (Localidad)	Contacto / OPP	Datos parcela	Histórico de tratamientos
PARCELA 1 La Palma Tazacorte (San Isidro)	M ^a Rosa del Castillo (Gerardo Pérez) Europlátano A.I.E. Aire libre Aspersión	Polígono 2; Parcela 19; Recinto 1 UTM 3169886 // 28R0213368 Sup. SUELTA: 16400 m ² (1500 m ²) Sup. NO SUELTA: 13900 m ²	Pyrgos (Clorpirifos), 1,5 cc/l, 1 trat/año Fosation (Malation), 2 cc/l, 1 trat/año Zeldox (Hexitiazox) 0,15 gr/l, 1 trat/año Inaclor (Clorpirifos), 1 gr/l, 1 trat/año Align (Azadiractin), 0,5 cc/l, 3 trat/año Bio-7 (Oleato potásico), 2 cc/l, 4 trat/año Applaud (Buprofezin), 0,5 gr/l, 3 trat/año Sequra (<i>B. thuringiensis</i>), 0,5 gr/l, 4 trat/año
PARCELA 2 Tenerife Guía de Isora (Alcalá)	Carlos Güemes (Manuel Puerta) COPLACA Invernadero Goteo	Polígono 5; Parcela 155; Recinto 1 UTM 3119950 // 28R0322908 Sup. SUELTA (2a): 7872 m ² Sup. NO SUELTA (2b): 7872 m ²	Dursban (Clorpirifos), 1 trat/año Talstar (Bifentrina), 1 trat/año
PARCELA 3 Tenerife La Laguna (Tejina)	(David Rodríguez) SAT Agriten Aire libre Goteo	Polígono 4; Parcela 26 UTM 3158130 // 28R0364500 Sup. SUELTA (4): 2020 m ² Sup. NO SUELTA (13): 1875 m ²	Clorpirifos (2 cc/l), 4 veces/año
PARCELA 4 Gran Canaria Gáldar (El Sobradillo)	Francisco Rodríguez (Antonio Postigo) PLATACAN 2002 AIE Invernadero Goteo	Polígono 1; Parcela 1; Recintos 9 y 10. UTM 3115435 // 28R0431728 Sup. SUELTA: Sonia Iraira, 2500 m ² Sup. NO SUELTA: Los Papayeros, 1260 m ²	Clorpirifos, 1 trat/año Buprofezin, 1 trat/año Fenbutestan, 1 trat/año <i>C. montrouzieri</i> , 500-600, octubre 2008 <i>Phytoseiulus persimilis</i> , en 2007
PARCELA 5 Gran Canaria Gáldar (El Agujero)	Concepción Santiago SAT Costa Caleta Invernadero Goteo	Polígono 2; Parcela 136 ; Recintos 2 y 3 Sup. SUELTA: Almíbar I (8347 m ²) Sup. NO SUELTA: Almíbar II (10375 m ²)	Clorpirifos, 1,5 cc/l, 4 trat/año Buprofezin, 0,8 g/l, 2 trat/año Jabón potásico, 8 cc/l, varios lavados Partner, 1 cc/l, 1 trat/año Glufosinato amónico, 10 cc/l, 2 trat/año

En cada parcela se seleccionaron dos subparcelas separadas físicamente pero que compartían condiciones semejantes. En una subparcela se realizó la liberación de *C. montrouzieri* a una dosis de 2000 adultos/ha, mientras que en la otra subparcela se realizó el seguimiento de la cochinilla, pero sin liberación del coccinélido, actuando por tanto como parcela testigo.

El estudio se basó en la comparación de la evolución de la población de la cochinilla algodonosa en la planta y en la fruta, entre la parcela testigo (sin liberación de *C. montrouzieri*) y las parcelas tratadas (con liberación de *C. montrouzieri*).

Los primeros depredadores liberados procedían del insectario de Silla, gracias a la colaboración establecida con el Servicio de Sanidad Vegetal de la Generalitat de Valencia. Los insectos liberados en verano fueron proporcionados por la empresa INCA Islas Canarias, distribuidor en Canarias de Bioplanet S.R.L en el momento de realización del ensayo.

En todos los casos, antes de las liberaciones se llevaron a cabo controles de calidad de los insectos siguiendo los estándares de la IOBC adaptado para *C. montrouzieri* (Leppla et al., 2002). Una vez realizado el control de calidad, se redistribuyeron los adultos en nuevos contenedores con alimento, haciendo nuevos lotes en función de las necesidades de cada parcela de ensayo.

En la tabla 30 se resume la cantidad final de adultos de *C. montrouzieri* liberados en cada parcela y los momentos de liberación de los mismos.

Tabla 30.

Número de adultos de *C. montrouzieri* liberados por parcela y momento de liberación.

Parcela	Superficie de suelta	Dosis (n° adultos) y época de suelta		
		Primavera	Verano	Otoño
1 Tazacorte (La Palma)	1500 m ²	200 (20/03/2009) 200 (19/05/2009)	200 (10/08/2009)	200 (16/10/2009)
2 Guía de Isora (Tenerife)	2000 m ²	200 (08/06/2009)	200 (18/08/2009)	200 (19/10/2009)
3 Tejina, La Laguna (Tenerife)	2020 m ²	300 (08/06/2009)	500 (19/08/2009)	--
4 El Sobradillo, Gáldar (Gran Canaria)	13000 m ²	1355 (24/03/2009) 400 (28/03/2009) 600 (11/05/2009)	--	1300 (19/10/2009)
5 El Agujero, Gáldar (Gran Canaria)	8347 m ²	1070 (24/03/2009) 600 (26/03/2009) 1000 (11/05/2009) 600 (19/05/2009)	1010 (13/08/2009)	--
		6525	1910	1700
		Total:		10135

Para unificar criterios, se les facilitó a los técnicos de las parcelas un estadillo modelo para llevar el seguimiento de la cochinilla en campo. Se llevaron a cabo dos tipos de seguimiento con periodicidad quincenal, tal y como se detalla en el apartado 3.2.2 de este manual técnico.

Para cada parcela se presentan los datos climáticos obtenidos para el periodo de ensayo, incluyéndose una gráfica que recoge el registro climático de la estación meteorológica más cercana para todo el año 2009. En estas gráficas se indican los óptimos de temperatura y humedad del coccinélido según las referencias bibliográficas revisadas (Malais y Ravensberg, 1991).

A lo largo del proyecto se llevaron a cabo reuniones con el grupo de trabajo designado por ASPROCAN y visitas a las parcelas en las que se realizó el ensayo, para el seguimiento y coordinación del proyecto. En la tabla 31 se muestra el número de liberaciones de *C. montrouzieri* realizadas en cada parcela, así como el número de visitas y las fechas en las que se realizaron.

Tabla 31.

Número de liberaciones de *C. montrouzieri*, número de visitas a las parcelas colaboradoras y fechas en las que fueron realizadas.

Parcelas de ensayo	Nº de liberaciones de <i>C. montrouzieri</i> (fechas)	Nº de visitas a las parcelas (fechas)
1 La Palma (Tazacorte)	4 (20/03, 19/05, 10/08 y 16/10/2009)	1 (14/07/2009)
2 Tenerife (Guía de Isora)	4 (13/05, 08/06, 18/08 y 19/10)	4 (04/03, 13/05, 05/06 y 27/07/2009)
3 Tenerife (Tejina, La Laguna)	3 (19/05, 08/06 y 19/08/2009)	1 (previo al 19/05/2009)
4 Gran Canaria (El Sobradillo, Gáldar)	4 (24/03, 28/03, 11/05 y 19/10/2009)	1 (previo al 24/03/2009)
5 Gran Canaria (El Agujero, Gáldar)	4 (24/03, 26/03, 11/05 y 19/05/2009)	2 (11/02 y 29/07/2009)

Los resultados obtenidos muestran que las liberaciones de *C. montrouzieri* realizadas en primavera tuvieron muy poco éxito. Sólo en dos de las cinco parcelas se observó el coccinélido tras las liberaciones (parcelas 4 y 5). En ambas parcelas coincide que la incidencia de cochinilla era ya importante en esa época (tabla 32).

Tabla 32.

Número de individuos liberados frente a los recuperados por parcela y momento de suelta.

Parcela	Dosis y época de suelta					
	Primavera		Verano		Otoño	
	Libe- rados	Recu- pera- dos	Libe- rados	Recu- pera- dos	Libe- rados	Recupe- rados
1 (La Palma, Tazacorte)	400	NO	200	SI	200	SI
2 (Tenerife, Guía de Isora)	200	NO	200	NO	200	SI
3 (Tenerife, La Laguna, Tejina)	300	NO	500	NO	--	NO
4 (Gran Canaria, Gáldar, El Sobradillo)	2355	SI	--	SI	1300	SI
5 (Gran Canaria, Gáldar, El Agujero)	3270	SI	1010	SI	--	SI
	2/5 (40 %)		3/5 (60 %)		4/5 (80 %)	

Cuando se observó el establecimiento del coccinélido fue en las liberaciones efectuadas en verano y otoño; momento en el que se observaron las mayores poblaciones del depredador y también la mayor incidencia de cochinilla en todas las parcelas (tabla 32).

Finalmente, sólo en la parcela 3 (Tejina, Tenerife) no se produjo la instalación del depredador. En esta parcela el número de coccinélidos liberados fue menor, indicando el técnico responsable que los insectos no llegaron en buenas condiciones y que se observó la interferencia por hormigas.

A continuación exponemos las incidencias más importantes ocurridas en cada parcela:

★ Infestación por cochinilla en la parcela 1 (Tazacorte, La Palma)

Las condiciones climáticas registradas en esta parcela se recogen en la figura 58.

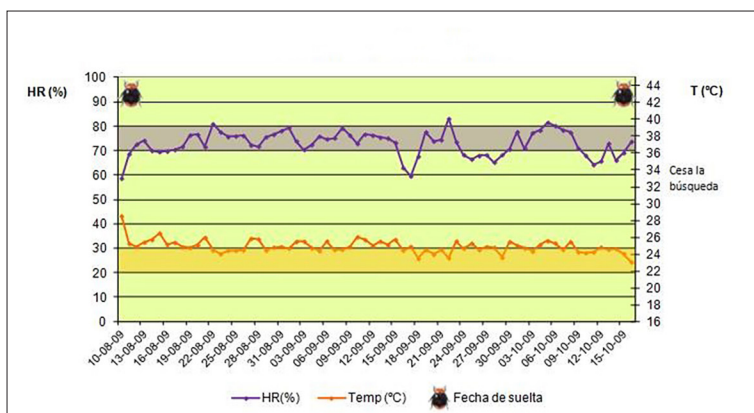


Figura 58. Datos climáticos registrados en la parcela N° 1 situada en Tazacorte (La Palma).

Podemos observar cómo hasta el mes de junio no se registran temperaturas dentro del rango comprendido entre 22 y 25 °C que se considera óptimo para el desarrollo de este depredador. En general, la humedad relativa estaría dentro de lo que es aceptable para este coccinélido, ya que los mínimos registrados son superiores a 60 % de HR.

En la figura 59 se representa la incidencia de cochinilla en los dos niveles muestreados (peciolos-limbo y pseudotallo) en las dos subparcelas (parcela de suelta de *C. montrouzieri* y parcela testigo).

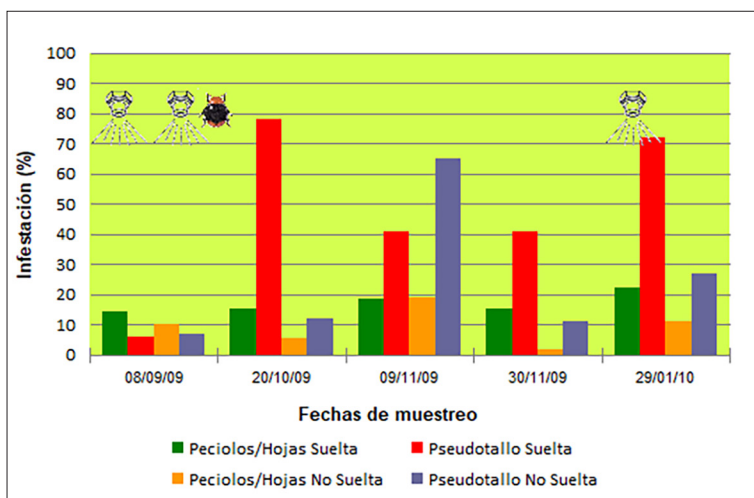


Figura 59.

Incidencia de la cochinilla a nivel de peciolo-limbo y pseudotallo, en las subparcelas con y sin suelta de *C. montrouzieri* de la parcela N° 1 situada en Tazacorte (La Palma).

En ambas parcelas las mayores incidencias de cochinilla se registraron a nivel de pseudotallo, pero puntualmente fue superior en la parcela de suelta del depredador (fig. 59). No se puede decir que se observe control de la cochinilla en la parcela de suelta de *C. montrouzieri*, aunque se observe un descenso de la infestación por cochinilla tras la misma. Si tenemos en cuenta el porcentaje de plantas con presencia de cochinilla en racimo en ambas parcelas, siempre ha sido superior en la parcela con liberación de *C. montrouzieri*. Esto llevó a que se recomendase un tratamiento contra cochinilla en noviembre en ambas parcelas de seguimiento.

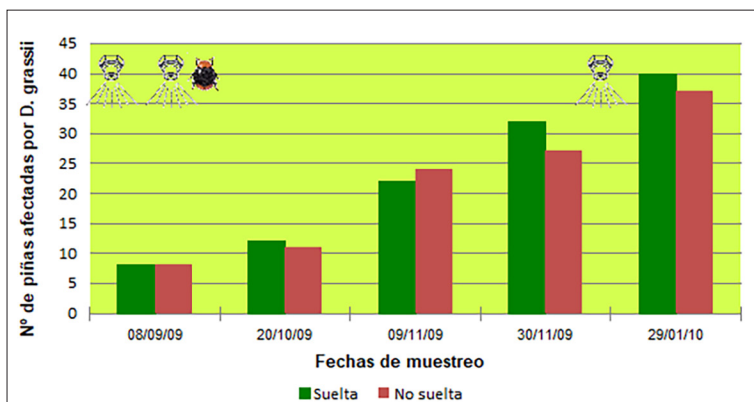


Figura 60.

Número acumulado de piñas afectadas por cochinilla en plantas al azar de las sub-parcelas de suelta y no suelta de la parcela N° 1 situada en Tazacorte (La Palma).

Podemos considerar que el coccinélido depredador se instaló en la parcela tras las sueltas realizadas en verano, pudiéndose observar todos los estadios del mismo desde septiembre a noviembre, pero la liberación no fue eficaz en el control de la plaga.

★ Infestación por cochinilla en la parcela 2 (Guía de Isora, Tenerife)

El registro de datos climáticos en la parcela 2 indica temperaturas dentro o por encima del óptimo reproductivo de *C. montrouzieri*. La humedad relativa fluctuó más, pero nunca llegó a ser lo suficientemente baja para considerar que podía ser crítica para la instalación del coccinélido (fig. 61).

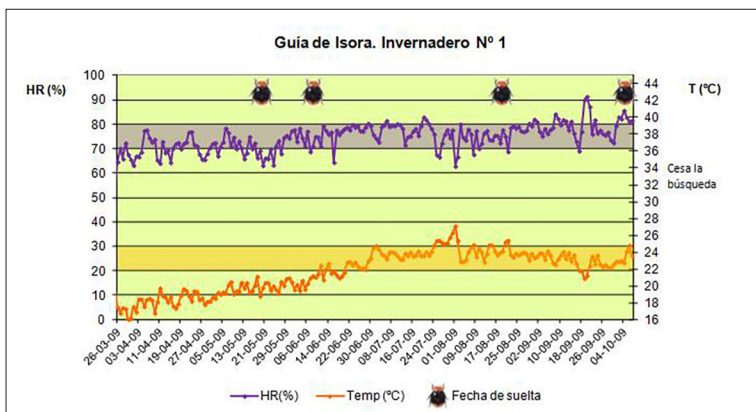


Figura 61. Datos climáticos registrados en la parcela N° 2 situada en Guía de Isora (Tenerife).

En las siguientes gráficas se representa la infestación por cochinilla algodonosa en la subparcela de suelta de *C. montrouzieri* y la subparcela control. El día 26 de mayo se hizo un tratamiento con Bifentrín, dirigido al tocón y la hierja, para el control del picudo negro. Vemos que se registró un fuerte incremento de la infestación de cochinilla a partir de julio que hizo necesario un tratamiento a finales de septiembre (fig. 62).

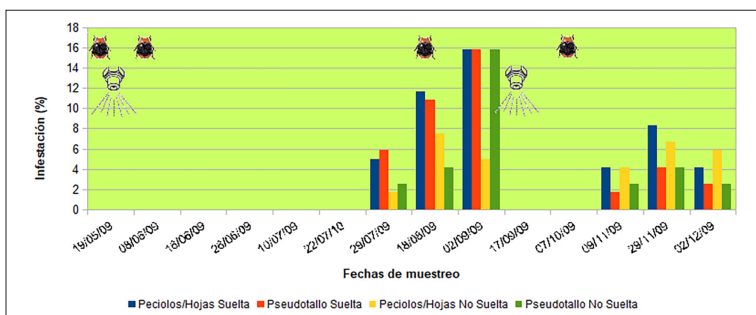


Figura 62. Incidencia de la cochinilla a nivel de peciolo-limbo y pseudotallo, en las subparcelas con y sin suelta de *C. montrouzieri* de la parcela N° 2 situada en Guía de Isora (Tenerife).

En ambas subparcelas se registraron niveles semejantes de cochinilla, y también un alto porcentaje de plantas con cochinilla en racimo. A pesar de las liberaciones de *C. montrouzieri* el número de piñas afectadas por cochinilla fue superior en la parcela de suelta llegando a ser de hasta 36 piñas frente a 24 piñas en la parcela testigo (fig. 63).

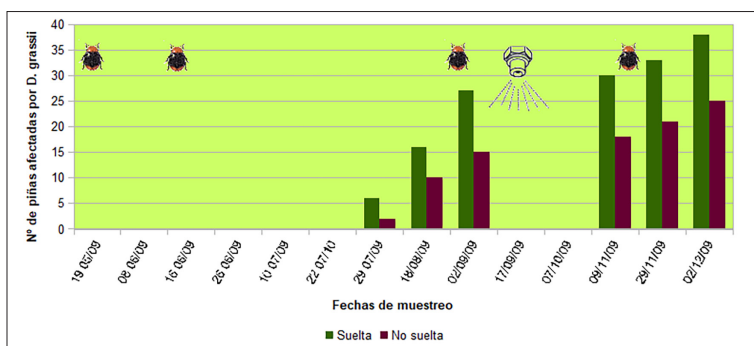


Figura 63.

Número acumulado de piñas afectadas por cochinilla en plantas al azar de las subparcelas de suelta y no suelta de la parcela N° 2 situada en Guía de Isora (Tenerife).

Como era de esperar, con un bajo nivel de población de la presa y la realización de tratamientos químicos dirigidos a otras plagas no se observó instalación del depredador tras la primera suelta. Las primeras larvas de *C. montrouzieri* se observaron con la liberación efectuada en otoño. No se observó la instalación del depredador hasta final de año.

★ Infestación por cochinilla en la parcela 3 (Tejina, La Laguna, Tenerife)

En esta parcela las condiciones óptimas para la reproducción de *C. montrouzieri* únicamente se registran a partir del mes de julio, aunque si se observa que fluctúan en el rango de 22 a 26 °C hasta principios de noviembre.

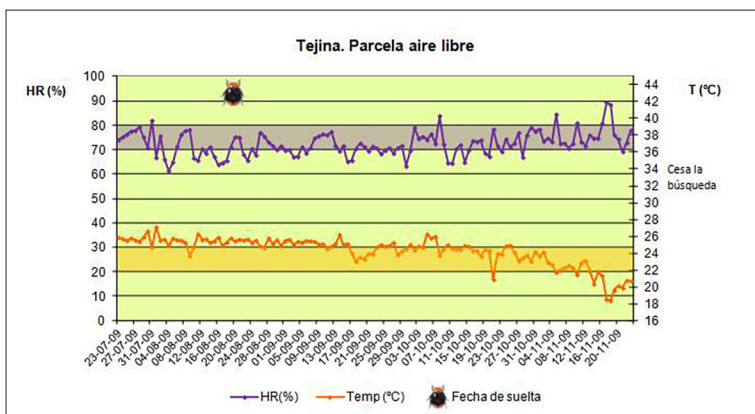


Figura 64.

Datos climáticos registrados en la parcela al aire libre de Tejina (La Laguna) y momentos de suelta durante el ensayo.

En esta parcela la liberación de *C. montrouzieri* se retrasó hasta el mes de julio, pero no se observó instalación del depredador. La incidencia inicial de cochinilla no fue muy alta y, aunque a simple vista se consideró la presencia de hormigas baja en la parcela, en el momento de las sueltas el técnico responsable observó la interferencia con el establecimiento del depredador. Por esta razón, el técnico se centró en el control de la hormiga y no se realizaron seguimientos de la población del coccinélido y la cochinilla. La infestación por esta plaga se observó principalmente en la hijería.

★ Infestación por cochinilla en la parcela 4 (El Sobradillo, Gáldar, Gran Canaria)

En la figura 65 se presenta el registro climático obtenido en la parcela, donde se observa que el periodo en el que se registraron temperaturas en el rango de desarrollo óptimo para el depredador estuvo comprendido entre junio y principios de noviembre, como en el caso de las otras parcelas.

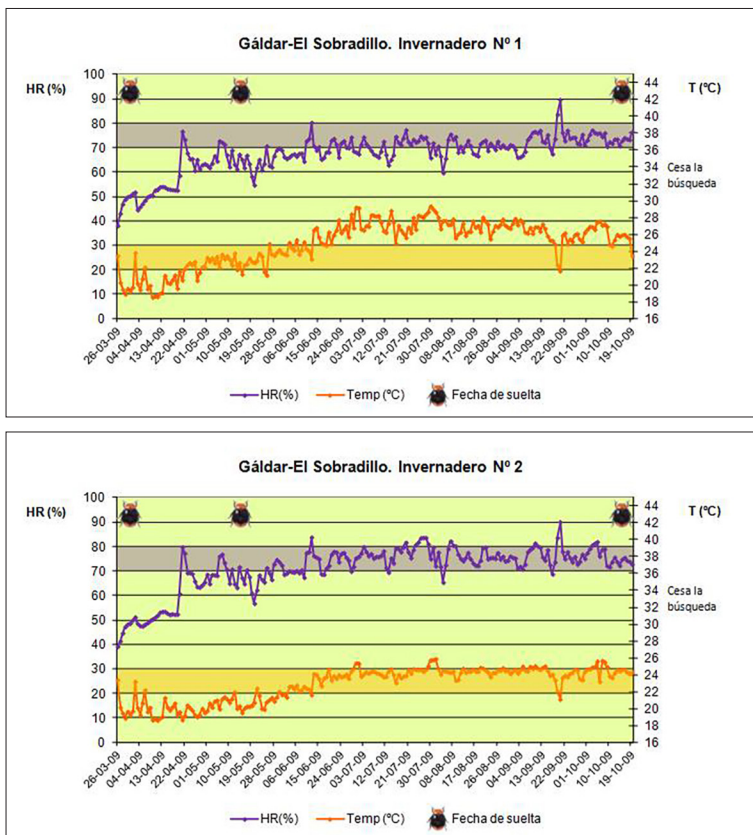


Figura 65. Datos climáticos registrados en el Invernadero 1 y 2 de la parcela 3 situada en El Sobradillo (Gáldar) y momentos de suelta durante el ensayo.

En este caso se registraron diferencias importantes en la temperatura alcanzada en ambas subparcelas de seguimiento.

La presencia de hormiga era muy elevada en la primera suelta hasta el punto de que se observó como éstas atacaban a los coccinélidos durante su liberación (fig. 66). Por esta razón, el técnico responsable, antes de realizar una nueva suelta, procedió a efectuar tratamientos contra las hormigas. A partir de julio se redujo su presencia de forma que se efectuó una segunda liberación en octubre.



Figura 66.

Ataque de hormigas a adultos de *C. montrouzieri* recién liberados sobre una colonia de *D. grassii* (Hdez-Suárez, E.).

En relación a la infestación inicial de cochinilla fue baja en la mayor parte del invernadero, aunque existió un foco de cochinilla en una parte del invernadero cercana a la puerta de entrada. Este foco se usó para asegurar la instalación del depredador en otoño. La presencia de todos los estadios del depredador se mantuvo a lo largo del invierno en los focos de cochinilla.

★ Infestación por cochinilla en la parcela 5 (El Agujero, Gáldar, Gran Canaria)

Como en los casos anteriores, las temperaturas óptimas se registraron a partir de junio y se mantuvieron prácticamente hasta noviembre (fig. 67).

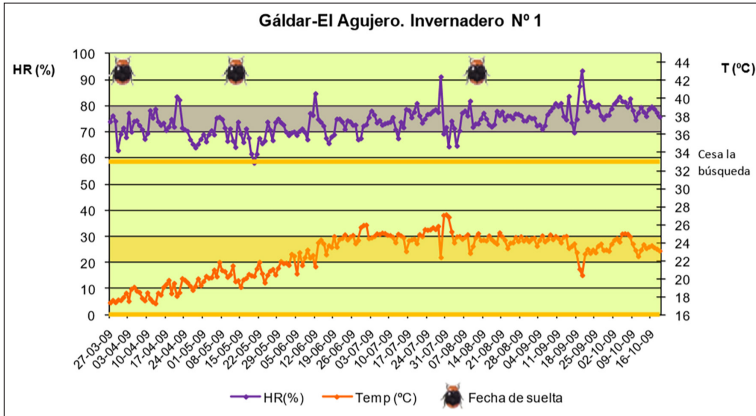


Figura 67. Datos climáticos registrados en la parcela 5 situada en El Agujero (Gáldar) durante 2009 y momentos de suelta durante el ensayo.

Según el técnico responsable del seguimiento, en esta parcela había presencia constante de hormigas pero no se realizó control de las mismas a lo largo del periodo de ensayo.

La infestación inicial de cochinilla cuando comienzan las liberaciones del depredador era alta, con focos en las plantas cercanas a los márgenes y presencia de fumagina en estas plantas. El establecimiento del coccinélido se produjo desde las primeras liberaciones y la infestación por cochinilla descendió tras la suelta de *C. montrouzieri* (fig. 68).

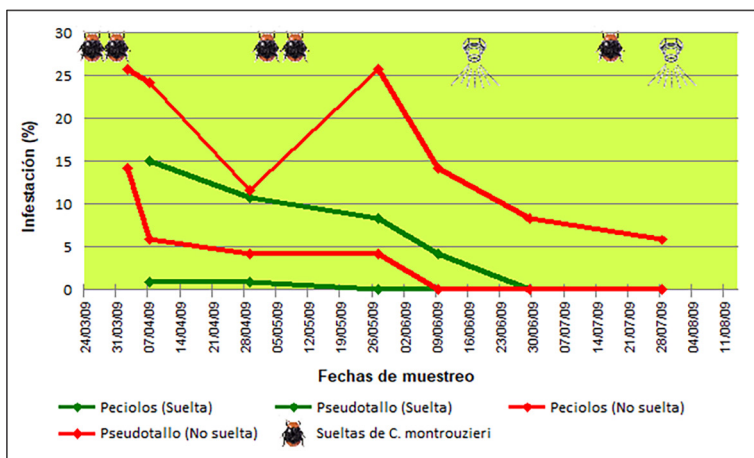


Figura 68. Incidencia de la cochinilla a nivel de peciolo-limbo y pseudotallo, en las subparcelas con y sin suelta de *C. montrouzieri* de la parcela N° 5 situada en El Agujero (Gáldar, Gran Canaria).

En la parcela sin suelta se partió de altos porcentajes de infestación y la población de cochinilla ascendió en mayo, por lo que se hizo necesario un tratamiento en junio para su control (fig. 68). La infestación a nivel de pseudotallo fue siempre mayor en la parcela testigo que en la parcela con suelta de *C. montrouzieri*. En la parcela de liberación de *C. montrouzieri* se observaron larvas y pupas que indicaron su establecimiento en el invernadero (fig. 69).



Figura 68. Incidencia de la cochinilla a nivel de peciolo-limbo y pseudotallo, en las subparcelas con y sin suelta de *C. montrouzieri* de la parcela N° 5 situada en El Agujero (Gáldar, Gran Canaria).

Conclusiones generales:

A diferencia de lo obtenido en trabajos previos por otros grupos de investigación como Pérez-García et al. (2002), en este estudio se ha conseguido el establecimiento en campo en cuatro de las cinco parcelas en las que se liberó *C. montrouzieri*. Sin embargo, la dosis de *C. montrouzieri* empleada no mostró una reducción significativa de la población de cochinilla en las parcelas de Guía de Isora (Tenerife) y Tzacorte (La Palma) aunque si se observó reducción en la población de cochinilla en la parcela de El Agujero (Gáldar).

En ninguna de las parcelas de suelta se observó diferencias en el número de plantas con presencia de cochinilla en racimo.

Uno de los factores que resultó clave en el establecimiento del coccinélido fue la presencia de altas poblaciones de hormigas en las parcelas de suelta, por lo que se debe incidir en este aspecto.

Según indican numerosos trabajos bibliográficos, un factor que en general se considera crítico en el establecimiento del depredador es la población inicial de presa. Creemos que la baja

población de cochinilla presente en las parcelas en el momento de las liberaciones realizadas en marzo influyó en el bajo establecimiento del coccinélido en estas sueltas.

Otro factor que pudo haber influido en la baja proporción de establecimiento en las primeras liberaciones de *C. montrouzieri* fue la temperatura. Hasta el mes de junio-julio no se registraron condiciones de temperatura y humedad que según la bibliografía son óptimas para el desarrollo y reproducción del coccinélido.

Recomendaciones técnicas para el uso de *C. montrouzieri* en platanera:

- Este depredador es efectivo sólo a altos niveles de población por lo que no puede ser liberado de una forma preventiva antes de que se observe incidencia de cochinilla. Se recomienda iniciar la suelta cuando se detecta la presencia de la cochinilla, liberándolo en los focos de la plaga. Por esta razón, antes de realizar la liberación es necesario efectuar un muestreo previo en la parcela para conocer la densidad poblacional de la cochinilla algodonosa. Se recomienda la liberación cuando existan focos de cochinilla en los que estén presentes hembras de cochinilla con ovisaco, ya que los huevos son el estadio que más consumen los adultos.
- Se recomienda una dosis mínima de suelta de 2000 individuos/ha ya que con dosis inferiores no se ha observado el establecimiento en las parcelas de ensayo.
- Se recomienda comenzar las liberaciones a partir de primavera cuando las condiciones climáticas están más cercanas al óptimo reproductivo de este depredador.

De forma general es recomendable:

- Realizar una primera liberación de 2000 individuos/ha y una segunda de 1000 individuos/ha a los 15 días después de la primera liberación con el objetivo de tener generaciones traslapadas del depredador.
- Efectuar las liberaciones a primeras horas de la mañana o

últimas horas de la tarde, cuando la temperatura ambiental es baja y facilita la dispersión y el refugio de los depredadores. Tener en cuenta las condiciones climáticas a la hora de liberar estos enemigos naturales ya que si la temperatura es alta pueden incluso llegar a morir, o por ejemplo, la lluvia puede afectar a la supervivencia.

- Liberar los depredadores el mismo día que llegan o al día siguiente.
- Antes de las liberaciones es recomendable realizar una evaluación de la calidad de los insectos que vienen en el envío, de forma que la proporción de hembras y machos sea aproximadamente 1:1 y que se recibe el número adecuado de insectos vivos.
- No romper la cadena de frío en el traslado de los insectos. Esta debe ser en hieleras con gel congelado envuelto en papel, de tal forma que la temperatura durante el transporte de los coccinélidos se mantenga entre 15 y 20 °C.
- Conviene no liberar los depredadores en zonas que hayan sido tratadas con insecticidas químicos en los últimos 15 días.
- Tras la liberación del coccinélido se deben consultar los listados de compatibilidad para la selección de cualquier insecticida químico, recomendándose el uso de insecticidas considerados poco tóxicos o inocuos.

■ 4. Bibliografía

- Afifi, A.I., Arnaouty, S.A.E., Attia, A.R. y Alla, A.E.M.A. 2010.** Biological Control of Citrus Mealybug, *Planococcus citri* (Risso.) using Coccinellid Predator, *Cryptolaemus montrouzieri* Muls. Pakistan Journal of Biological Sciences, 13(5), 216.
- Albajes, R., Castañé, C., Gabarra, R. y Alomar, O. 2006.** Risk of plant damage caused by natural enemies introduced for arthropod biological control. pp. 132–144 in Bigler, F., Babendreier, D. & Kuhlmann, U. (Eds) Environmental Impact of Invertebrates for Biological Control of Arthropods: Methods and Risk Assessment. Oxon, UK, CABI Publishing.
- Alemán J., Martínez M.A. y Milian, O. 2004.** Alternativas para la reproducción artificial de *Cryptolaemus montrouzieri*. Revista de Protección Vegetal, 19 : 2 : 131-132
- Alemán, J., Martínez, M. A., Milán, O., Massó, E. y Rijo, E. 2005.** Monitoreo de calidad en la cría de *Cryptolaemus montrouzieri*. Fitosanidad, 9(1), 71-72.
- Alves, S.B. (ed.). 1998.** Controle microbiano de insetos. 2.ed. Piracicaba: FEALQ, 1063p.
- 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.
- Apablaza, J. 1992.** Introducción a la entomología agrícola. 151 p. CIP Pontificia Universidad Católica de Chile, Santiago, Chile.
- Arlette, D.G. 1998.** Evaluación de la selectividad de pesticidas sobre *Cryptolaemus montrouzieri* Muls., enemigo natural de *Pseudococcus* spp. y *Planococcus* sp.
- Babu T.R. y Azam K.M. 1987.** Biology of *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant, (Coccinellidae: Coleoptera) in relation with temperature. Entomophaga, 32(4):381-386
- Balakrishnan M.M., Kumar P.K.V. y Govindarajan T.S. 1987.** *Cryptolaemus montrouzieri*: comparison of life cycle on *Chloropulvinaria psidi* and *Planococcus citri*. Journal of Coffee

Research, 17(1):59-61

- Bartlett, B.R. 1974.** Introduction into California of cold-tolerant biotypes of the mealybug predator *Cryptolaemus montrouzieri*, and laboratory procedures for testing natural enemies for cold-hardiness. Environmental entomology, 3(3), 553-556.
- Bartlett, B.R. 1978.** *Pseudococcidae*. En: Introduced Parasites and Predators of Arthropod Pest and Weeds: a World Review (Ed. Clausen CP), 137-170 pp. Agriculture Handbook n° 480, Washington (US).
- Begon, M., Harper, J.L. y Townsend, C.R. 1995.** Ecología: individuos, poblaciones y comunidades. Ed. Omega. Barcelona.
- Bermúdez Abreu, G., Peña Rodríguez, M. y Limonta Cutiño, Y. 2005.** Disminución de las poblaciones de áfidos en cultivos hortícolas mediante el empleo de *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant en la provincia de las Tunas. Fitosanidad, 9 (4).
- Bhat, P.K., Chacko, M.J. y Sreedharan, K. 1983.** Biology of the ladybird beetle, *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant, a predator of mealybugs. In: Venkata Ram CS, ed. Proceedings of the Second Annual Symposium on Plantation Crops. Plant protection (entomology, microbiology, nematology, plant pathology and rodentology). PLACROSYM II 1979 PLACROSYM Standing Committee Kasaragod, Kerala India, 221-226
- Bolaños, J. 2001.** *Cryptolaemus montrouzieri* (Coleoptera: Coccinellidae). Disponible en: <www.iicasaninet.net/>.
- Booth, R.G. Y Pope, R.D. 1986.** Revisión del género *Cryptolaemus* (Coleoptera: Coccinellidae) con particular referencias a las especies *C. montrouzieri* (Mulsant). Bull. Ent. Res., 76:702-717, 1986.
- Boyero, J.R., Rodríguez, N., Suria, R., Ruiz, R., y Pascual, F. 2005.** The effects of various pesticides on *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant and *Rhyzobius lophantae* Blaisdell (Coleoptera, Coccinellidae). Boletín de Sanidad Vegetal. Plagas (España).
- CABI. 2018.** *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant (mealybug destroyer). Disponible en: <<https://www.cabi.org/isc/datasheet/16393>>.
- Castaner, M., Garrido, A., y Busto, T.D. 1987.** Effect of oxydemeton-

methyl on *Cryptolaemus montrouzieri* Muls.(Col. Coccinellidae).
Boletín de Sanidad Vegetal. Plagas (Spain).

- Chacko M.J., Bhat P.K., Rao LVAnanda, Deepak Singh MB, Ramanarayan EP, Sreedharan K, 1978.** The use of the ladybird beetle, *Cryptolaemus montrouzieri* for the control of coffee mealybugs. *Journal of Coffee Research*, 8(1):14-19
- Chang, Y.F., Tauber, M.J. y Tauber, C.A. 1995.** Storage of the mass-produced predator *Chrysoperla carnea* (Neuroptera: Chrysopidae): influence of photoperiod, temperature, and diet. *Environ. Entomol.*24: 1365-13774.
- Charansri, V. y Nishida, T. 1975.** Relative abundance of three coccinellid predators of the green scale (*Coccus viridis* Green) on Plumeria trees. *Proceedings of the Hawaiian Entomological Society* 22: 22–23.
- Chong, J. H. y Oetting, R. D. 2007.** Intraguild predation and interference by the mealybug predator *Cryptolaemus montrouzieri* on the parasitoid *Leptomastix dactylopii*. *Biocontrol Science and Technology*, 17(9), 933-944.
- Clausen, C.P. (Ed.). 1978.** Introduced parasites and predators of arthropod pests and weeds: a world review. 545 pp. Washington, D.C., U.S. Dep. Agric. (Agriculture Handbook no. 480).
- Cloyd, R. A. y Dickinson, A. 2006.** Effect of insecticides on mealybug destroyer (Coleoptera: Coccinellidae) and parasitoid *Leptomastix dactylopii* (Hymenoptera: Encyrtidae), natural enemies of citrus mealybug (Homoptera: Pseudococcidae). *Journal of Economic Entomology*, 99(5), 1596-1604.
- Codling, A. 1977.** Biological control of mealy bug. *National Cactus and Succulent Journal*, 32(2), 36-38.
- Cooper, S. 1985.** *Cryptolaemus montrouzieri* a predator for mealybugs. *British Cactus and Succulent Journal*, 3, 38-39.
- Cox, J.M., 1989.** The mealybug genus *Planococcus* (Homoptera: Pseudococcidae). *Bulletin British Museum (Natural History). Entomology* 58, 1-78.
- Croft, B.A. 1990.** Arthropod biological control agents and pesticides. Wiley, New York.

- Crotch, G.R. 1874.** A revision of the coleopterous family Coccinellidae.—311 pp. London, E. W. Janson.
- CSIRO.2007.** *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant. Disponible en: <<http://www.ento.csiro.au/biology/ladybirds/lucid/key/lucidKey/Media/Html/cryptolaemus2.htm>>.
- De Clercq, P. y Bale, J.S. 2011.** Risks of invertebrate biological control agents—*Harmonia axyridis* as a case study. In: Ehlers R-U (ed) Regulation of biological control agents in Europe. Springer, Dordrecht, pp 243–255
- De la Paz, M.I. 2005.** Enemigos naturales de *Dysmicoccus grassii* (Leonardi, 1913) (Homoptera; Pseudococcidae) cochinilla de la platanera en Canarias. Trabajo fin de Carrera de Ingeniería Técnica Agrícola. Escuela Superior de Ingeniería Agraria. Universidad de La Laguna. 3-45 p.
- 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.
- Ebeling, W. 1959.** Subtropical Fruit Pests. University of California. Division of Agricultural Sciences. 176-121.
- Elizondo, A.I. 2004.** Generación del programa de lucha biológica contra pulgones en hortalizas y papa», II Curso Taller Nacional para la Formación de Facilitadores en Lucha Biológica, Cd-Rom. Instituto Investigaciones de Sanidad Vegetal, Caibarién, Villa Clara, Cuba, 26-30 de abril de 2004.
- Fand, B.B., R.D. Gautam y S.S. Sachin. 2010.** Comparative biology of four coccinellid predators of solenopsis mealybug *Phenacoccus solenopsis* Tinsley (Hemiptera: Pseudococcidae). J. Biol. Cont. 24(1): 35-41.
- Fauna Europaea. 2004.** *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant. Disponible en: <https://fauna-eu.org/cdm_dataportal/taxon/c650b85d-8087-4c0f-98ea-04d903ea1bf5>.
- Fisher, T.W. 1963.** Mass culture of *Cryptolaemus* and *Leptomastix*

- natural enemies of citrus mealybugs. Bull. Calif. Agric. Expt. 797. p. 39.

- García-Valente, F., González-Hernández, H., Valencia-Luna, L., Villa-Castillo, J., Escobedo-Montaño, H., Arredondo-Bernal, H., Sánchez-Borja, M.C., Altamirano-Herrera, M.C. y Santiago-Islas, T. 2005.** Biological control of the pink hibiscus mealybug in Bahía de Banderas, Nayarit, Mexico. Second International Symposium on Biological Control of Arthropods.
- Gautam, R.D. 1996.** Multiplication and use of exotic coccinellids-a manual. Caribbean Agricultural Research and Development Institute, Trinidad and Tobago. pp. 30.
- Ghafoor, A., Saba, I., Khan, M. S., Farooq, H. A. y Amjad, I. 2011.** Predatory potential of *Cryptolaemus montrouzieri* for Cotton Mealybug under laboratory conditions. JAPS, Journal of Animal and Plant Sciences, 21(1), 90-93.
- Ghorbanian, S., Aghdam, H. R., Ghajarieh, H. y Malkeshi, H. 2011.** Life cycle and population growth parameters of *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant (Col.: Coccinellidae) reared on *Planococcus citri* (Risso) (Hem.: Pseudococcidae) on coleus. Journal of the Entomological Research Society, 13(2), 53-53.
- Ghulam Sarwar, S., Lohar, M.K., Abro, G.H. y Buriro, A.S. 2012.** Biology and release of exotic predator *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant on mealybug *Phenacoccus solenopsis* Tinsley at Tandojam. Sarhad Journal of Agriculture, 28(3).
- González Felipe, J. 2009.** Biología de *Nephus peyerimhoffi* Sicard y *Cryptomorpha desjardinsi* UER para el control de *Dysmicoccus grassii* (Leonardi) en cultivo de platanera. Trabajo final de carrera, Universidad de La Laguna.
- González-Hernández, H., Hohnson, M.W. y 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.
- Gordon, R.D. 1985.** The Coccinellidae (Coleoptera) of America north of Mexico.—*Jl N. Y. ent. Soc.* 93, 1–912.

- Hagen, K.S. 1962.** Biology and ecology of predaceous Coccinellidae. *Annu. Rev. Entomol.* 7: 289–326.
- Hamid, H.A. y Michelakis, S. 1994.** The importance of *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant (Col., Coccinellidae) in the control of the citrus mealybug *Planococcus citri* (Risso) (Hom., Coccoidea) under specific conditions. *Journal of Applied Entomology*, 118(1-5), 17-22.
- Hanchinal S.G. 2010.** Bioecology and management of mealybug, *Phenacoccus solenopsis* Tinsley (Hemiptera: Pseudococcidae) on Bt cotton, Ph. D. Thesis, University of Agricultural Sciences, Dharwad (India).
- Harmeet, K. y Virk, J.S. 2012.** Feeding potential of *Cryptolaemus montrouzieri* against the mealybug *Phenacoccus solenopsis*. *Phytoparasitica*, 40(2), 131-136.
- Harmeet, K., Virk, J.S. y Rabinder, K. 2010.** Biology of Australian ladybird beetle, *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant on *Phenacoccus solenopsis* Tinsley. *Journal of Biological Control*, 24: 123-125.
- 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.
- Henderson. C.F. y Tilton, E.W. 1955.** Tests with acaricides against the white flour mite. *J. Econ. Entomol.* 48: 157–161.
- Hernández-Moreno, S., González-Hernández, H., Lomeli-Flores, J.R., Rodríguez Leyva, E., y Robles Bermudez, A. 2012.** Effect of *Cryptolaemus montrouzieri* (Coleoptera: Coccinellidae) in the parasitoid activity of *Anagyrus kamali* (Hymenoptera: Encyrtidae) on *Maconellicoccus hirsutus* (Hemiptera: Pseudococcidae). *Revista Colombiana de Entomología*, 38(1), 64-69.
- Hodek, I., Hagen, K.S. y van Emden, H.F. 1972.** Methods for studying effectiveness of natural enemies. In *Aphid Technology*, Acad. Press, London and New York. 147 – 188 pp.

- Holling, C.S. 1959.** Some characteristics of simple types of predation and parasitism. *The Canadian Entomologist*, 91(7), 385-398.
- Holling, C.S. 1965.** The functional response of predator to prey density and its role in mimicry and population regulation. *Mem. Entomol. Soc. Can.* 45: 5-60.
- Houck, M.A. y Strauss, R.E. 1985.** The comparative study of functional responses: experimental design and statistical interpretation. *Can. Entomol.* 117: 617-629.
- Hussey, N.W. y Scopes, N. 1985.** Biological pest control. Cornell University Press, Ithaca, NY.
- ITIS. 2009.** *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant, 1853. Disponible en: <https://www.itis.gov/servlet/SingleRpt/SingleRpt?search_topic=TSN&search_value=114355#null>.
- Jacas Miret, J.A. y Gómez Cadenas, A. 2002.** Dossier Producción Integrada: Efectos de los plaguicidas sobre enemigos naturales de los cítricos. *Vida Rural*, 9(147), 42-46.
- 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.
- Kaufmann, T. 1996.** Dynamics of sperm transfer, mixing, and fertilization in *Cryptolaemus montrouzieri* (Coleoptera: Coccinellidae) in Kenya. *Annals of the Entomological Society of America*, 89(2), 238-242.
- Khani, A., Ahmadi, F. y Ghadamyari, M. 2012.** Side effects of imidacloprid and abamectin on the mealybug destroyer *Cryptolaemus montrouzieri*. *Trakia Journal of Sciences*, 10(3), 30-35.
- Krebs, C.J. 1985.** Ecología: estudio de la distribución y la abundancia (No. 574.5 K92e). México, MX: Edit. Harla.
- Leppla, N.C. 2002.** Quality Control of Natural Enemies. Mass Rearing System. Proceedings of the Eighth and Ninth Workshops of the IOBC Working Group on Quality Control of Mass-Reared Arthropods.

- Liñán, C. De. 2009.** Vademecum de productos fitosanitarios y nutricionales. Madrid, Ed. Agrotécnicas.
- Llorens, J.M. 1990.** Homóptera I, cochinillas de los cítricos y su control biológico. Valencia, Pisa Ediciones. 260 p.
- 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.
- Mali, A.K. y Kurtadikar, J.S. 2008.** Biological studies on coccinellid predator *Cryptolaemus montrouzieri* Muls. Of grapevine mealybug *Maconellicoccus hirsutus* Green. Asian J. Biol. Sci. 3(1): 152-158.
- Mani, M. 1988.** Bioecology and management of grapevine mealybug. Indian Instt. Hort. Res. Tech. Bullet. 5: 32.
- Mani, M. y Thontadarya, T.S. 1989.** Field evaluation of *Cryptolaemus montrouzieri* Muls. in the suppression of *Maconellicoccus hirsutus* green on grapevine. J. Biol. Contr, 2, 14-16.
- Mani, M., y Krishnamoorthy, A. 1990.** Evaluation of the exotic predator *Cryptolaemus montrouzieri* Muls.(Coccinellidae, Coleoptera) in the suppression of green shield scale, *Chloropulvinaria psidii* (Maskell) (Coccidae, Hemiptera) on guava. Entomon, 15(1-2), 45-48.
- 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.
- Merlin, J., Dolmans, M., Gérard, D. y Pasteels, J.M. 1992.** Analyses des potentialités des coccinelles *Exochomus quadripustulatus* L. et *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant en tant qu'auxiliares dans la lutte contre la cochenille *Eupulvinaria hydrangeae* (Steinw.). Mémoires de la Société Royale Belge d'Entomologie, 35, 541-547.
- Merlin, J., Lemaitre, O. y Grégoire, J.C. 1996b.** Chemical cues produced by conspecific larvae deter oviposition by the

coccidophagous ladybird beetle, *Cryptolaemus montrouzieri*. Entomologia Experimentalis et Applicata, 79(2), 147-151.

- Merlin, J., Lemaitre, O., y Grégoire, J.C. 1996a.** Oviposition in *Cryptolaemus montrouzieri* stimulated by wax filaments of its prey. Entomologia Experimentalis et Applicata, 79(2), 141-146.
- Meyerdirk, D.E., Warkentin, R., Attavian, B., Gersabeck, E., Francis, A., Adams, M. y Francis, G. 2003.** Manual del Proyecto para el Control Biológico de la Cochinilla Rosada del Hibisco. Traducción al español por IICA en acuerdo con el USDA. 2a. Edición. USDA-IICA. San José, Costa Rica. 194 p.
- Milán Vargas, O., et al. 1998.** Los coccinélidos: insectos benéficos para combatir fitófagos de interés para el agricultor. Instituto de Investigaciones de Sanidad Vegetal. Ministerio de la Agricultura. XVI Forum de Ciencia y Técnica.
- Mineo, G. 1967.** Sul *Cryptolaemus montrouzieri* Muls (Osservazioni morfobiologiche). Bollettino dell'Istituto di Entomologia Agraria e dell' Osservatorio di Fitopatologia di Palermo 6: 99-143.
- Moreira-González, I., y Villalba-Velásquez, V. 2010.** Establecimiento de los protocolos de colecta, multiplicación y crianza del coleóptero biocontrolador *Cryptolaemus montrouzieri* sobre su hospedante *Dysmicoccus brevipes* en tres cultivos hospedantes bajo condiciones controladas con miras a su producción masiva y liberación en campo.
- Mulsant, E. 1853.** Supplément à la monographie des coléoptères trimères sécuripalpes.—*Annls Soc. linn. Lyon* (N.S.) 1, 129–333.
- Murali Baskaran, R.K., Geetha Lakshmi, L. y Uthamasamy, S. 1999.** Comparative biology and predatory potential of Australian ladybird beetle (*Cryptolaemus montrouzieri*) on *Planococcus citri* and *Dactylopius tomentosus*. Indian Journal of Agricultural Sciences, 69: 605–606.
- Murali Baskaran, R.K., Srinivasan, T.R., Muthumeena, K., Muthulakshmi, S. y Mahadevan, N.R. 2002.** Life-table of Australia ladybird beetle (*Cryptolaemus montrouzieri*) feeding on mealybugs (*Maconellicoccus hirsutus* and *Dactylopius*

- tomentosus*). Indian Journal of Agricultural Science, 72(1), 54-56.
- Murthy, M.S. 1982.** Studies on the biology and habits of *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant (Coccinellidae: Coleoptera). M.Sc. (Agriculture) Thesis, Andra Pradesh Agricultural University, Hyderabad, India.
- Oaten, A. y Murdoch, W.W. 1975.** Functional response and stability in predator prey systems. Am. Nat. 109: 289-298.
- Öncüer, C. y Bayhan, N. 1982.** An investigation on voracity and feeding diet of *Cryptolaemus montrouzieri* (Muls.). Plant Protection Bulletin, 6, 85–90.
- Özgökce M.S., Atlıhan R. y Karaca I. 2006.** The life table of *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant (Coleoptera: Coccinellidae) after different storage periods. J Food Agr y Environ 4(1): 282-287.
- Pang, X. y Gordon, R.D. 1986.** The Scyminini (Coleoptera: Coccinellidae) of China. Coleopt. Bull. 40:157-199.
- Panis, A., y Brun, J. 1971.** Biological control tests against three species of Pseudococcidae (Homoptera, Coccoidea) in greenhouses. Revue de Zoologie Agricole et de Pathologie Vegetale, 70(2), 42-47.
- Parker G.A. 1970.** Sperm competition and its evolutionary consequence in the insects. Biol. Rev. 45: 525-567.
- Perera, S., y Molina, M.J. 2002.** Plagas y enfermedades de la platanera en Canarias y su control integrado. COPLACA. Canarias, España: 63pp.
- 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 García, J.L., Siverio Núñez, A. y Ramos Domínguez, M.T. 2002.** Control biológico de *Dysmicoccus alazon* y *Tetranychus urticae*, en un programa de control integrado en platanera en Canarias. Trabajo fin de Carrera. Universidad de La Laguna.

- 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., 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.
- Persad, A. y Khan, A. 2002.** Comparison of life table parameters for *Maconellicoccus hirsutus*, *Anagyrus kamali*, *Cryptolaemus montrouzieri* and *Scymnus coccivora*. BioControl 47:137-149.
- Puebla Rojas, A.S. 2005.** Efectos de distintos tiempos de almacenaje refrigerado sobre la sobrevivencia de *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant (Coleoptera: Coccinellidae). Ingeniero Agrónomo. Pontificia Universidad Católica de Valparaíso; Valparaíso; Chile.
- Reddy, K.B., Sreedharan, K. y Bhat, P.K. 1991.** Effect of rate of prey, *Planococcus citri* (Risso) on the fecundity of mealybug predator, *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant. J. Coffee Res. 21, 149–50.
- Ripollés, J.L. 1986.** La lucha biológica: utilización de entomófagos en la citricultura española. Integrated Pest Management in Citrus. Parasitis 86. Genève, CH.
- Rivera Galán, M. E., y Mansilla, A.A.H. 2007.** Evaluación de algunos aspectos biológicos de *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant asociados a la reproducción artificial.
- Rosas-García, N.M., Durán-Martínez, E.P., de Jesús de Luna-Santillana, E. y Villegas-Mendoza, J.M. 2009.** Potencial de depredación de *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant hacia *Planococcus citri* Risso. Southwestern Entomologist, 34(2), 179-188.
- Rosenheim, J. A., H. Kaya, L. E. Ehler, J. J. Morois, y B. A. Jaffee. 1995.** Intraguild predation among biological-control agents: theory and evidence. Biol. Control 5: 303-335.
- Sadof, C. 1995.** Know Your Friends: Mealybug Destroyer. Midwest Biological Control News On-line, 11:5.
- Sánchez, L. 2008.** Sex-determining mechanisms in insects. Int J Dev Biol 52:837–856. En: Franco, J.C., Zada, A. y Mendel, Z. Novel

approaches for the management of mealybug pest. Biorational Control of Arthropod Pest. Application and Resistance Management. Isaac Ishaaya y A. Rami Horowitz Editors.

- Satyanarayanamurthy, M. y Lakshmi Narayana, K. 1986.** Biology of *Cryptolaemus montrouzieri* Muls. (Coleoptera: Coccinellidae), a predatory beetle of mealybugs. Ind. Grape J. 2, 40–52.
- Saud, G. y Andres, G. 2000.** Almacenaje y alternativas de alimentación para *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant (Coleóptera: Coccinellidae). Taller de Licenciatura Ing. Agr. Quillota, Universidad Católica de Valparaíso, Facultad de Agronomía.
- Schroth, M.N. y Hancock, J.G. 1981.** Selected topics in biological control. Annual Reviews in Microbiology, 35(1), 453-476.
- SENASICA. 2012.** *Maconellicoccus hirsutus* (Green). Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria. Dirección General de Sanidad Vegetal, México D.F. Disponible en: <<https://www.gob.mx/senasica>>.
- Sengonca, C., y Yanuwidi, B. 1994.** Frassverhalten des schmierlausraubers *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant beidurch *Leptomastix dactylopii* (Howard) parasitierten *Placococcus citri* (Risso). Mitteilungen der Deutschen Gesellschaft für Allgemeine und Angewandte Entomologie, 9, 121-124.
- Simmonds, M.S.J., Manlove, J. D., Blaney, W. M., y Khambay, B. P. S. 2000.** Effect of Botanical Insecticides on the Foraging and Feeding Behavior of the Coccinellid Predator *Cryptolaemus montrouzieri*. Phytoparasitica, 28(2), 99.
- Solangi, G. S., Lohar, M. K., Abro, G. H. y Buriro, A. S. 2012.** Biology and release of exotic predator *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant on mealybug *Phenacoccus solenopsis* Tinsley at Tandojam. Sarhad J. Agric, 28(3), 429-435.
- Solomon, M. E. 1949.** The natural control of animal populations. Journal of Animal Ecology, 18: 1-35.
- Sterk, G., Hassan, S.A., Baillod, M., Bakker, F., Bigler, F., Blümel, S. 1999.** Results of the seventh joint pesticide testing programme carried out by the IOBC/WPRS Working Group 'Pesticides and Beneficial Organisms'. Biocontrol 44:99–117.

- Torres, F. y Marcano, R. 2007.** Efecto de la temperatura en el desarrollo de *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant (Coleoptera: Coccinellidae) utilizando como presa *Maconellicoccus hirsutus* Green (Hemiptera: Pseudococcidae). *Entomotropica*, 22(1), 17-25.
- Townsend, G.R. y Heuberger, J.V. 1943.** Methods for estimating losses caused by diseases in fungicide experiments. *Plant Disease Report*, vol. 24, 340-343 pp.
- Valdebenito, M. 1985.** Estudio de la biología y etología de *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant y proposición de un sistema optimizado de multiplicación masiva. Tesis de Grado Ing. Agr. Quillota, Universidad Católica de Valparaíso, Facultad de Agronomía. 101 p.
- Valencia-Luna, L., Santiago-Islas, T., Zamora, A. y Arredondo-Bernal, Y.H. 2007.** Control biológico de la cochinilla rosada del hibisco *Maconellicoccus hirsutus* (Hemiptera: Pseudococcidae). *Teoría y Aplicación del Control Biológico*. Sociedad Mexicana de Control Biológico, México, 250-266.
- Vilardebo, A. 1962.** Le bananier aux iles Canaries. V. Les insects et acariens parasites. El banano en las islas Canarias. V. Los insectos y ácaros parásitos. *Fruits*, 17 (8): 357-370.
- Villalba, M., Vila, N., Marzal, C., y García Marí, F. 2006.** Influencia en el control biológico del cotonet *Planococcus citri* (Hemiptera: Pseudococcidae) de la liberación inoculativa de enemigos naturales y la eliminación de hormigas, en parcelas de cítricos. *Bol. San. Veg. Plagas*, 32, 203-213.
- Villegas-Mendoza, J.M., Rivera, G., y Rosas-García, N.M. 2012.** Behavioral analysis of *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant while preying on the pink hibiscus mealybug under field conditions. *Southwestern Entomologist*, 37(2), 177-185.
- Williams, D.J. 2004.** Mealybugs of Southern Asia. The Natural History Museum, Kuala Lumpur: Southdene SDN, BHD.
- Williams, D.J. y Granara de Willink, M.C. 1992.** Mealybugs of Central and South America. CAB International, London, England. 635 pp.

- Williams, D.J. y Watson, G.W. 1988.** The Scale Insects of the Tropical South Pacific Region. Part 2. The Mealybugs (Pseudococcidae). Wallingford (UK): CAB International. 260p.
- Yigit, A., Canhilal, R. y Zaman, K. 1994.** Cool storage of some natural enemies of Citrus mealybug, *Planococcus citri* (Risso) (Homoptera: Pseudococcidae). (in Turkish, summary in English) Proceedings. III Turkish National Congress of Biological Control, Izmir, Turkey, pp. 25-28.
- Yudelevich, M. 1950.** Control biológico de los Pseudococcus en Chile. Tesis Ing. Agr. Santiago, Universidad de Chile, Facultad de Agronomía. 126 p.



@icia-Gobcan

www.icia.es



jardin_botanico_jao

