

FICHA TÉCNICA

Pseudococcus jackbeardsleyi Gimpel & Miller,
1996
(Hemiptera: Pseudococcidae).

Cochinilla de Jack Beardsley del plátano



Rung, 2014.



CONTENIDO

IDENTIDAD DE LA PLAGA	1
Nombre científico	1
Sinonimia.....	1
Clasificación taxonómica.....	1
Nombres comunes.....	1
SITUACIÓN FITOSANITARIA EN MÉXICO	1
IMPORTANCIA ECONÓMICA DE LA PLAGA.....	1
DISTRIBUCIÓN MUNDIAL.....	3
HOSPEDANTES.....	3
Superficie de hospedantes en México.....	4
ASPECTOS ECOLÓGICOS Y MORFOLÓGICOS	5
Biología y hábitos	5
Ciclo biológico	7
Dinámica poblacional.....	8
Dispersión.....	8
Descripción morfológica	8
DAÑOS.....	11
MONITOREO Y MUESTREO.....	12
MÉTODOS DE MANEJO Y CONTROL.....	13
Control cultural.....	13
Control biológico	14
Control químico.....	14
LITERATURA CITADA.....	16



IDENTIDAD DE LA PLAGA



Figura 1. Hembra adulta de cochinilla de Jack Beardsley. (Plantwise, 2019)

Nombre científico

Pseudococcus jackbeardsleyi Gimpel and Miller, 1996.

Sinonimia

S/d

Clasificación taxonómica

Las escamas (Coccoidea), es el nombre común por el que se conoce a más de 8000 especies, éstas pueden ser de tipo duras, suaves o algodonosas. Las familias que presentan el mayor número de especies corresponden a: Diaspididae con 2500, Pseudococcidae con 2200 y Coccidae con 1000 (Padilla, 2000; Ben-Dov et al., 2013).

La especie *Pseudococcus jackbeardsleyi* pertenece a la familia Pseudococcidae y su división taxonómica es la siguiente:

Reino: Animalia

Phyllum: Arthropoda

Subfilum: Atelocerata

Clase: Hexapoda

Subclase: Neoptera

Subclase: Pterygota

Orden: Hemiptera

Suborden: Sternorrhyncha

Superfamilia: Coccoidea

Familia: Pseudococcidae

Género: *Pseudococcus*

Especie: *Pseudococcus jackbeardsleyi*

Gimpel & Miller, 1996

(Williams y Granara-de-Willink, 1992; NCBI, 2006).

Nombres comunes

Cochinilla de Jack Beardsley

Cochinilla del plátano (IPM, 2018)

SITUACIÓN FITOSANITARIA EN MÉXICO

De acuerdo a Gimpel y Miller (1996), *Pseudococcus jackbeardsleyi* (Hemiptera: Pseudococcidae) se encuentra presente en México, específicamente en Chiapas. Con base en lo dispuesto en la NIMF 8, Determinación de la situación de una plaga en un área (IPPC, 2017), este insecto se encuentra presente: solo en algunas áreas de plátano en el estado de Chiapas.

IMPORTANCIA ECONÓMICA DE LA PLAGA

Las cochinillas son insectos fitófagos ampliamente distribuidos, a menudo con amplios rangos de huéspedes. Hay

aproximadamente 2000 especies de cochinilla descritas en todo el mundo. Según Millar *et al.* (2002), 158 especies de cochinillas son reconocidas como plagas que puede tener un impacto económico negativo considerable en una amplia gama de cultivos y plantas ornamentales. En los últimos 30 años, ha habido varios brotes importantes de cochinillas que causaron daños alarmantes en cultivos, como resultado de la introducción accidental. Las pérdidas y los costos para controlar la cochinilla en Georgia (EE. UU.) en 1996 se estimaron en alrededor de \$ 9.8 millones. Los daños y los costos para controlar la Cochinilla Rosada del Hibisco en los Estados Unidos de América, se estimaron recientemente en \$ 700 millones anuales. En Sudáfrica, los costos para el control de la cochinilla de la vid se estimaron en alrededor de \$ 100 por hectárea, por temporada. Las especies más conocidas de cochinilla son polífagas y se han convertido en plagas graves en diferentes cultivos y bajo diferentes condiciones ambientales (Mani y Shivaraju, 2016).

Las cochinillas harinosas en las musáceas pueden afectar todas las etapas de desarrollo del cultivo y causar pérdidas de la cosecha, provocando rechazo de la fruta para exportación. Los daños se manifiestan como un debilitamiento en la planta, también se puede observar decoloraciones en las hojas, acompañadas de necrosis en los bordes. El tipo de daño y síntomas provocados por estos

insectos son característicos en la mayoría de los miembros de la familia Pseudococcidae (SFE, 2015). Algunos individuos de esta familia se conocen por ser plagas y transmisores de patógenos de musáceas, tanto en plátano como en banano. Atacan partes de la planta como las axilas, raíces, tallos, puntos de crecimiento y frutos. Estudios recientes indican que, los cultivos de Musáceas se ven afectados principalmente por especies de los géneros *Pseudococcus* spp. y *Dysmicoccus* spp. (Palma-Jiménez y Blanco-Meneses, 2016a; 2016b; 2017); sin embargo, se ha determinado que diferentes especies participan como vectores del virus del estriado del banano (BSV) (Harper *et al.*, 2004; Meyer *et al.*, 2008; Sison *et al.*, 2017). El proceso de transmisión inicia cuando el insecto se alimenta de plantas enfermas; en esta actividad toman los jugos celulares y adquieren el BSV, posteriormente, al alimentarse de plantas sanas inoculan el virus (SFE, 2015). Aunque *P. jackbeardsleyi* nunca ha sido reportado como una plaga, ni tampoco se ha reportado o registrado la transmisión de virus por *P. jackbeardsleyi*, pero pertenece al mismo género que *P. elisae* que transmite el virus del estriado del banano (BSV), *P. maritimus*, que transmite el *Little cherry virus 2* a cereza dulce, y *P. longispinus*, que transmite el *Grapevine A trichovirus* (GAV) y el *Cacao swollen shoot virus* (VRHC) a cacao (N'Guessan *et al.*, 2014). El número de huéspedes de importancia económica que puede infestar, así como su capacidad para expandir su rango geográfico, lo convierten en



una plaga candidato ideal del futuro (CABI, 2001).

DISTRIBUCIÓN MUNDIAL

P. jackbeardsleyi, es originaria de la Región Neotropical, a menudo en el Caribe, Centro y Sudamérica (Gimpel y Miller, 1996; Shylesha, 2013; N'Guessan *et al.*, 2014). Actualmente está reportado en 52 países: Aruba, Bahamas, Barbados, Belice, Bolivia, Brasil (Espíritu Santo y Para), Brunei, Camboya, Canadá, China, Colombia, Costa Rica, Costa de Marfil, Cuba, El Salvador, Estados Unidos (Hawái, Islas

Vírgenes, Florida y Texas), Filipinas, Granada, Guatemala, Guyana Francesa, Haití, Honduras, India, Indonesia, Islas Galápagos, Islas Guadalupe, Jamaica, Java, Kiribati, Laos, Malasia (Sabah), Maldivas, Martinica, México, Micronesia, Nicaragua, Panamá, Papúa Nueva Guinea, Perú, Polinesia Francesa, Puerto Rico, República Dominicana, Reunión, Santa Elena, San Martín y San Bartolomé, Seychelles, Singapur, Sri Lanka, Taiwán, Tailandia, Trinidad y Tobago, Tuvalu, Venezuela, Vietnam (Figura 2) (Gimpel y Miller, 1996; Miller *et al.*, 2014; Garcia *et al.*, 2016; Plantwise/Cabi, 2019).

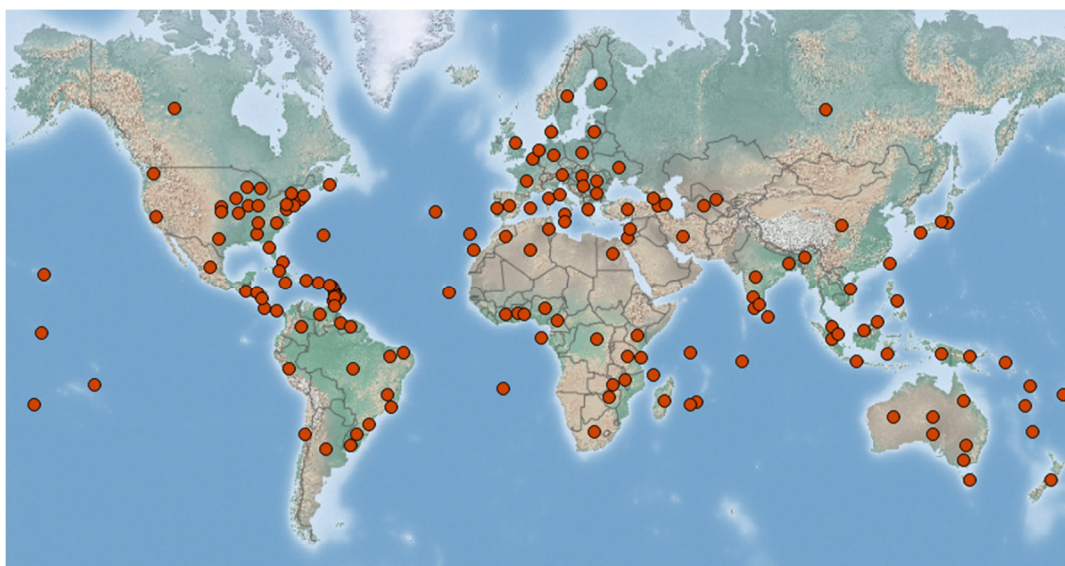


Figura 2. Distribución mundial de *Pseudococcus jackbeardsleyi* (Plantwise/Cabi, 2019).

HOSPEDANTES

Las cochinillas harinosas pueden infectar un amplio ámbito de plantas, desde ornamentales hasta cultivos agrícolas (Gullan y Martin, 2009). En el caso particular del género *Pseudococcus* se han encontrado especímenes en plantaciones de banano en localidades de Centroamérica como Costa

Rica, Guatemala, Honduras y Panamá (Williams y Granara-de-Willink, 1992; Palma-Jiménez y Blanco-Meneses, 2016a; 2016b). La cochinilla *P. jackbeardsleyi* se caracteriza por ser polífaga (Soysouvanh *et al.*, 2015) y se ha reportado diversos hospedantes para esta plaga (Cuadro 1).

Cuadro 1. Principales hospedantes primarios y secundarios de *Pseudococcus jackbeardsleyi*.

Hospedantes	Familia	Primario o secundario
<i>Annona cherimola</i>	Annonaceae	Primario
<i>Annona muricata</i>	Annonaceae	Primario
<i>Annona squamosa</i>	Annonaceae	Primario
<i>Abelmoschus esculentus</i> = <i>Hibiscus esculentus</i>	Malvaceae	Primario
<i>Coffea spp.</i>	Rubiaceae	Primario
<i>Carica papaya</i>	Caricaceae	Primario
<i>Gossypium barbadense</i>	Malvaceae	Primario
<i>Hibiscus cannabinus</i>	Malvaceae	Primario
<i>Hibiscus rosa-sinensis</i>	Malvaceae	Primario
<i>Melochia tomentosa</i>	Malvaceae	Primario
<i>Theobroma cacao</i>	Sterculiaceae	Primario
<i>Musa acuminata</i>	Musaceae	Primario
<i>Musa paradisiaca</i>	Musaceae	Primario
<i>Musa paradisiaca</i>	Musaceae	Primario
<i>Musa textilis</i>	Musaceae	Primario
<i>Capsicum annuum</i>	Solanaceae	Primario
<i>Capsicum frutescens</i>	Solanaceae	Primario
<i>Physalis peruviana</i>	Solanaceae	Primario
<i>Physalis pubescens</i>	Solanaceae	Primario
<i>Solanum lycopersicum</i>	Solanaceae	Primario
<i>Solanum melongena</i>	Solanaceae	Primario
<i>Solanum tuberosum</i>	Solanaceae	Primario
<i>Solanum virginianum</i>	Solanaceae	Primario
<i>Celosia spp.</i>	Amaranthaceae	Secundario
<i>Mangifera indica</i>	Anacardiaceae	Secundario
<i>Spondias spp.</i>	Anacardiaceae	Secundario
<i>Apium graveolens</i>	Apiaceae	Secundario
<i>Fernaldia sp.</i>	Apocynaceae	Secundario
<i>Hoya carnosa</i>	Apocynaceae	Secundario
<i>Nerium oleander</i>	Apocynaceae	Secundario
<i>Plumeria sp.</i>	Apocynaceae	Secundario
<i>Aglaonema commutatum</i>	Araceae	Secundario
<i>Aglaonema simplex</i>	Araceae	Secundario
<i>Anthurium sp.</i>	Araceae	Secundario
<i>Dieffenbachia sp.</i>	Araceae	Secundario
<i>Aralia sp.</i>	Araliaceae	Secundario
<i>Cocos sp.</i>	Arecaceae	Secundario
<i>Agave sp.</i>	Asparagaceae	Secundario
<i>Cordyline fruticosa</i>	Asparagaceae	Secundario
<i>Dracaena sp.</i>	Asparagaceae	Secundario
<i>Yucca sp.</i>	Asparagaceae	Secundario
<i>Ageratina altissima</i>	Asteraceae	Secundario
<i>Bidens bipinnata</i>	Asteraceae	Secundario
<i>Parthenium hysterophorus</i>	Asteraceae	Secundario
<i>Trixis inula</i>	Asteraceae	Secundario
<i>Begonia sp.</i>	Begoniaceae	Secundario
<i>Bixa orellana</i>	Bixaceae	Secundario
<i>Cordia curassavica</i> (= <i>Varronia curassavica</i>)	Boraginaceae	Secundario
<i>Ananas comosus</i>	Bromeliaceae	Secundario

<i>Acanthocereus sp.</i>	Cactaceae	Secundario
<i>Cereus repandus</i> (= <i>Cereus peruvianus</i>)	Cactaceae	Secundario
<i>Coryphantha cubensis</i> (= <i>Escobaria cubensis</i>)	Cactaceae	Secundario
<i>Hylocereus undatus</i>	Cactaceae	Secundario
<i>Melocactus sp.</i>	Cactaceae	Secundario
<i>Rhipsalis mesembryanthemoides</i>	Cactaceae	Secundario
<i>Carica papaya</i>	Caricaceae	Secundario
<i>Ipomoea batatas</i>	Convolvulaceae	Secundario
<i>Coccinia grandis</i>	Cucurbitaceae	Secundario
<i>Cucumis melo</i>	Cucurbitaceae	Secundario
<i>Cucurbita pepo</i>	Cucurbitaceae	Secundario
<i>Luffa cylindrica</i>	Cucurbitaceae	Secundario
<i>Sechium edule</i>	Cucurbitaceae	Secundario
<i>Trichosanthes cucumerina</i>	Cucurbitaceae	Secundario
<i>Acrotrema costatum</i>	Dilleniaceae	Secundario
<i>Diospyros hispida</i>	Ebenaceae	Secundario
<i>Ericaceae sp.</i>	Ericaceae	Secundario
<i>Acalypha wilkesiana</i>	Euphorbiaceae	Secundario
<i>Codiaeum variegatum</i>	Euphorbiaceae	Secundario
<i>Croton sp.</i>	Euphorbiaceae	Secundario
<i>Euphorbia sp.</i>	Euphorbiaceae	Secundario
<i>Hura crepitans</i>	Euphorbiaceae	Secundario
<i>Jatropha curcas.</i>	Euphorbiaceae	Secundario
<i>Manihot aesculifolia</i>	Euphorbiaceae	Secundario
<i>Manihot esculenta</i>	Euphorbiaceae	Secundario
<i>Manihot pringlei</i>	Euphorbiaceae	Secundario
<i>Acacia sp.</i>	Fabaceae	Secundario
<i>Acosmium subelegans</i>	Fabaceae	Secundario
<i>Aeschynomene americana</i>	Fabaceae	Secundario
<i>Albizia caribaea</i>	Fabaceae	Secundario
<i>Cajanus cajan</i>	Fabaceae	Secundario
<i>Centrosema macrocarpum</i>	Fabaceae	Secundario
<i>Haematoxylum campechianum</i>	Fabaceae	Secundario
<i>Mucuna sp.</i>	Fabaceae	Secundario
<i>Phaseolus limensis</i>	Fabaceae	Secundario
<i>Phaseolus lunatus</i>	Fabaceae	Secundario
<i>Pueraria phaseoloides</i> (= <i>Pueraria javanica</i>)	Fabaceae	Secundario
<i>Tamarindus indica</i>	Fabaceae	Secundario
<i>Pelargonium sp.</i>	Geraniaceae	Secundario
<i>Streptocarpus sp.</i>	Gesneriaceae	Secundario
<i>Heliconia sp.</i>	Heliconiaceae	Secundario
<i>Iris sp.</i>	Iridaceae	Secundario
<i>Mentha sp.</i>	Lamiaceae	Secundario
<i>Ocimum sp.</i>	Lamiaceae	Secundario
<i>Salvia sp.</i>	Lamiaceae	Secundario
<i>Solenostemon sp.</i> (= <i>Coleus</i>).	Lamiaceae	Secundario
<i>Persea americana</i>	Lauraceae	Secundario
<i>Punica granatum</i>	Lythraceae	Secundario
<i>Ficus elastica</i>	Moraceae	Secundario
<i>Ficus microcarpa</i>	Moraceae	Secundario
<i>Ficus tricolor</i>	Moraceae	Secundario
<i>Morus sp.</i>	Moraceae	Secundario

<i>Moringa oleifera</i>	Moringaceae	Secundario
<i>Eucalyptus sp.</i>	Myrtaceae	Secundario
<i>Eugenia sp.</i>	Myrtaceae	Secundario
<i>Psidium guajava </i>	Myrtaceae	Secundario
<i>Nephrolepis sp.</i>	Nephrolepidaceae	Secundario
<i>Bougainvillea sp.</i>	Nyctaginaceae	Secundario
<i>Jasminum multiflorum</i>	Oleaceae	Secundario
<i>Cattleya sp.</i>	Orchidaceae	Secundario
<i>Cycnoches sp.</i>	Orchidaceae	Secundario
<i>Dendrobium sp.</i>	Orchidaceae	Secundario
<i>Dendrobium tortile</i>	Orchidaceae	Secundario
<i>Mormolyca sp.</i>	Orchidaceae	Secundario
<i>Paphiopedilum sp.</i>	Orchidaceae	Secundario
<i>Piper nigrum</i>	Piperaceae	Secundario
<i>Cymbopogon citratus</i>	Poaceae	Secundario
<i>Zea mays</i>	Poaceae	Secundario
<i>Rumex sp.</i>	Polygonaceae	Secundario
<i>Macadamia sp.</i>	Proteaceae	Secundario
<i>Coffea arabica</i>	Rubiaceae	Secundario
<i>Gardenia jasminoides</i>	Rubiaceae	Secundario
<i>Citrus aurantiifolia</i>	Rutaceae	Secundario
<i>Citrus aurantium</i>	Rutaceae	Secundario
<i>Citrus aurantium</i>	Rutaceae	Secundario
<i>Citrus paradisi</i>	Rutaceae	Secundario
<i>Citrus sinensis</i>	Rutaceae	Secundario
<i>Blighia sapida</i>	Sapindaceae	Secundario
<i>Litchi chinensis</i>	Sapindaceae	Secundario
<i>Nephelium lappaceum</i>	Sapindaceae	Secundario
<i>Chrysophyllum cainito</i>	Sapotaceae	Secundario
<i>Pilea microphylla</i>	Urticaceae	Secundario
<i>Lantana camara</i>	Verbenaceae	Secundario
<i>Vitis sp.</i>	Vitaceae	Secundario
<i>Alpinia purpurata</i>	Zingiberaceae	Secundario
<i>Etlingera sp. (= Phaeomeria)</i>	Zingiberaceae	Secundario
<i>Zingiber officinale</i>	Zingiberaceae	Secundario

Fuente: Mani et al., 2013b; Gil et al., 2013; N'Guesson et al., 2014; Miller et al., 2014; Garcia et al., 2016; Zhan et al., 2016; Plantwise/Cabi, 2019.

Superficie de hospedantes en México

En México se cultivan varios cultivos hospedantes de *P. jackbeardsleyi*, con una superficie sembrada de 398521.5 hectáreas con un valor de la producción de 66411.8 millones de pesos (Cuadro 2), y uno cultivo importante del país es el de plátano como hospedante primario, de alto valor comercial en las exportaciones para México, con una

superficie sembrada de 80,283.16 hectáreas, una producción de 2,229,519.34 toneladas y un valor de producción de 6,965.8 millones de pesos (SIAP, 2019).



Cuadro 2. Producción nacional de los principales hospedantes de *Pseudococcus jackbeardsleyi* en México.

Hospedante	Superficie sembrada (ha)	Producción (toneladas)	Valor de la producción (millones de pesos)
Berenjena	2,545.43	184,871.80	1,385.9
Café	722,444.32	835,380.37	4,905.6
Papa	59,302.21	1,715,498.72	11,272.8
Chirimoya	42.00	258.80	1.5
Guanábana	3,527.43	28,853.66	246.2
Anona	-	-	-
Kenaf	-	-	-
Rambután	895.00	9,681.45	123.2
Papaya	18,772.99	961,768.25	4,948.2
Cacao	59,837.80	27,287.25	1,074.3
Plátano	80,283.16	2,229,519.34	6,965.8
Chile	161,285.22	3,296,874.66	29,125.3
Tomate verde	43,172.56	773,351.13	3,515.3
Tomate rojo	50,373.33	3,469,707.28	25,483.4
Total	398521.5	9825852.12	66,411.8

SIAP-SADER, 2019. Datos cierre agrícola 2017.

ASPECTOS ECOLÓGICOS Y MORFOLÓGICOS

Biología y hábitos

Todas las cochinillas tienen una forma de vida similar, solo difieren ligeramente en morfología, de acuerdo con la especie (Gullan, 2000).

Se han identificado cochinillas de acuerdo con el tamaño de su cola (Metcalf y Flint, 1962). Las de cola larga se reproducen por huevo, todos

los filamentos sobre el cuerpo son casi de igual longitud, ninguno de ellos supera un cuarto de la longitud del cuerpo; y las de cola corta paren ninfas, tienen cuatro filamentos largos en la punta de su abdomen que pueden ser tan largos como su cuerpo. Factores como la temperatura y el tipo de especie, influyen en el tiempo en que se desarrolla una generación (de huevo a adulto), algunos autores mencionan que tarda aproximadamente un

mes y tienen de una a nueve generaciones por año, dependiendo de las condiciones climáticas y la especie de esta plaga (Metcalf y Flint, 1962; Miller *et al.*, 2002).

La cochinilla de Jack Beardsley (*P. Jackbeardsleyi* Gimpel y Miller) es ovípara y pone huevos amarillentos. Los huevos son colocados o depositados en una masa dentro de un saco (ovisaco) suelto, delgado y ceroso detrás de su abdomen. El ovisaco (masas algodonosas), es alargado y el número de huevos depositados por una sola cochinilla varía de 650 a 900, con una media de 775. Los huevos recién puestos son amarillentos, lisos y ovalados con extremos ligeramente afilados, pero se vuelven de un amarillo oscuro antes de que eclosionen. El periodo de incubación es de 5 a 8 días, con una media de 5.37 días a 25 ± 1.88 °C y 70-85% de humedad relativa. Las ninfas permanecen en el saco de los huevos durante uno o dos días después de la eclosión, antes de moverse por la planta en busca de alimento. Las cochinillas recién nacidas son bastante activas o móviles. Las ninfas, una vez que comienzan a alimentarse, secretan un material blanco ceroso que cubre su cuerpo y produce aproximadamente 34 filamentos en forma de patas alrededor del perímetro del cuerpo. Las ninfas son de color amarillo claro y de seis patas con cuerpos ovalados, flácidos y lisos. Las ninfas hembras solo cambian ligeramente en apariencia con las adultas, excepto que crecen en tamaño cuando estas completan totalmente su desarrollo. Las

hembras de esta especie tienen tres estadios larvales (o instares); similares a otras cochinillas, las ninfas masculinas y femeninas son indistinguibles en el primer estadio, pero al final del segundo instar es posible diferenciarlas entre los sexos. Las ninfas hembras se hacen adultas después de la última muda; el período de ninfa hembra varía de 18 a 21 días. Los machos tienen cuatro estadios ninfales, similares a los de las otras cochinillas. Al final del segundo estadio, los machos producen capullos (pupas) sobre sus cuerpos. La tercera muda tiene lugar dentro del capullo; el cuarto estadio, también conocido como pupa, se caracteriza por tener almohadillas de alas bien desarrolladas. Solamente los machos pupan y se convierten en machos adultos. El desarrollo del macho, incluido los estadios o instares de ninfa y pupa, varía de 18 a 20 días las cochinillas hembras adultas son muy lentas similares a las ninfas. Las cochinillas machos son raros, pequeños y activos. Tienen un par de alas y dos filamentos caudales largos y cerosos en el extremo posterior del abdomen, similares a otras cochinillas. Son insectos parecidos a las moscas, no se alimentan y mueren pronto después de que se aparean. Las hembras completan el ciclo de vida en 25 a 29 días, y mientras que los machos completan su desarrollo en 23 a 26 días. La variación en el periodo de desarrollo de huevo a adulto en las cochinillas va a depender del clima y las plantas hospederas (Mani y Shivaraju, 2016).



Ciclo biológico

En las cochinillas predomina la reproducción sexual, aunque algunas especies son partenogenéticas (provenientes de células sexuales femeninas sin fecundación). Las cochinillas hembras presentan tres estadios de desarrollo, mientras que los machos presentan cuatro. Ambos sexos tienen tres estadios larvarios y las hembras no forman ovisaco hasta que son adultas (Metcalf y Flint, 1962; Miller *et al.*, 2002; Gullan y Martin, 2009), los machos adicionalmente tienen un estadio pupal (Figura 3).

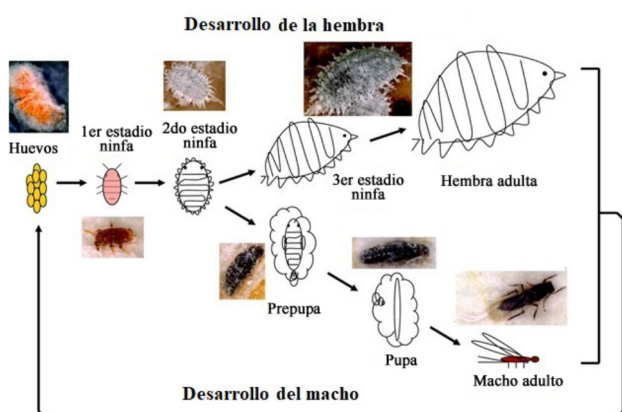


Figura 3. Ciclo de desarrollo de las cochinillas harinosas, hembra y macho, a partir de la formación de los huevos producto de la reproducción. La cochinilla hembra presenta tres estadios de desarrollo: tres estadios de ninfa y, por último, hembra adulta. El macho presenta cuatro estadios de desarrollo: dos estadios de ninfa, formación de la prepupa, formación de la pupa y el de macho adulto (modificado de Kono *et al.*, 2008).

Las cochinillas ponen de 300 a 600 huevos en un periodo de aproximadamente una o dos

semanas, que eclosionan las ninfas entre los seis y nueve días, lo que incrementa rápidamente su población. Su desarrollo ocurre dentro de un ovisaco de tipo algodonoso de bajo de su abdomen. Estos sacos de huevos generalmente los depositan en la base de tallos ramificados y hojas de las plantas. Las ninfas permanecen en el ovisaco durante un día o dos después de la eclosión, antes de trasladarse sobre la planta en busca de alimentos. Poco después de la producción de huevos, la cochinilla hembra muere (Mani, 1988; Cooman, 2009).

Las ninfas presentan un color más claro respecto al estado adulto, seis patas, cuerpos suaves de forma ovalada y aplanada. Cuando se encuentran en el primer estadio no se puede distinguir a la hembra del macho (Mani y Shivaraju, 2016). Una vez que ha comenzado la alimentación, las hembras fisiológicamente son capaces de secretar un material blanco de cera que cubre su cuerpo y produce aproximadamente 36 filamentos a su alrededor; solo cambian ligeramente de aspecto cuando pasan del estado de ninfa a la etapa adulta. Las hembras se convierten en adultas después de la última muda y los machos lo logran luego de pasar por una fase de pupa. Solo los machos pupan (Mau y Kessing, 2000) y solo se alimentan en su primer y segundo estadio ninfal; en su estadio de prepupa forman un saco ceroso (Williams, 1991) y luego pasan al estadio pupal en el cual no se alimentan, antes de emerger como

adulto (Williams y Hodgson, 2013). Ellos mueren poco después de que se han apareado, suelen sobrevivir por no más de un día (Mau y Kessing, 2000). La edad fisiológica de los machos adultos de cochinillas harinosas fue determinada por Mendel *et al.* (2012) en relación con el alargamiento del par de dos filamentos de cera secretados por la bolsa glandular, localizada en los segmentos VII y VIII del abdomen.

Dinámica poblacional

Los cambios en el clima pueden contribuir significativamente a los brotes de *P. jackbeardsleyi* y pueden causar un gran daño a los cultivos hospedantes. Sin embargo, debe tenerse en cuenta que todas las especies tienen una tolerancia térmica limitada que se asocia con cambios en los rangos de distribución. Estudios realizados por Piyaphongkul *et al.*, (2018), describen que algunas ninfas dejan de moverse a temperaturas de entre 14.9 y 20.5 °C criadas a 25 y 35 °C, mientras que ninguna hembra adulta fue capaz de moverse a temperaturas de 16.3 y 17.2 °C, pero a temperaturas de 10 °C murieron, tanto, hembras ninfas como adultas. Para el caso de las temperaturas extremas las temperaturas fueron de 50 °C para ninfas y de 48 °C para hembras adultas. En general, las especies tropicales como *P. jackbeardsleyi* están adaptadas para vivir en temperaturas medias a altas (25 y 35 °C) durante todo el año con una pequeña fluctuación entre estaciones. De acuerdo con Piyaphongkul *et*

al., (2018), reportan que las ninfas tienen más posibilidades de cambiar sus límites térmicos, lo que permitiendo soportar variaciones de temperaturas en condiciones de campo. Estos resultados son una señal que se debe considerar para la especie *P. jackbeardsleyi*, ya que esta condición podría volverla altamente dañina, causando daños severos en los cultivos hospedante en los trópicos, con los cambios de temperaturas a nivel mundial (Piyaphongkul *et al.*, 2018).

Dispersión

Al ser las cochinillas insectos con capacidad de movilizarse con el viento, generalmente se trasladan de planta en planta, inclusive se ha reportado casos donde la corriente las ha llevado a través del mar bajo condiciones meteorológicas adecuadas (de 18 a 30 °C de temperatura y alta humedad) (Meissner *et al.*, 2009). Estos aspectos permiten comprender la facilidad de la migración de estos insectos hacia otras regiones del mundo, ya que existen registros de especies oriundas de otros continentes en determinadas regiones geográficas (Kondo *et al.*, 2001). También Augura (2009) reporta que las cochinillas generalmente son transportadas por hormigas.

Descripción morfológica

Debido a su similitud morfológica de *P. elisae*, ha sido confundida con *P. jackbeardsleyi* (Beardsley), esta fue descubierta por Gimpel y Miller (1996) para separarla de *P. elisae*. Ambas

especies poseen un gran número de poros discoidales asociados con el ojo (entre 7 a 9) que se encuentran en un borde esclerosado. *P. elisae* tiene un rango de 3 a 8 ductos tubulares con anillo oral en el abdomen tergal y ninguno está presente en el segmento VII, presenta más de veinte poros multiloculares en el segmento III del abdomen esternal, la tibia suele ser más corta o de la misma longitud que el tarso del par posterior de las patas. *P. jackbeardsleyi* se diferencia por tener un rango de 14 a 27 ductos tubulares con anillo oral en el abdomen tergal y uno presente en el segmento VII, característica que se considera distintiva entre ambas especies. Presenta menos de quince poros multiloculares en el segmento III del abdomen esternal y la tibia ligeramente más larga que el tarso posterior (Figura 4) (Gimpel y Miller, 1996; Palma-Jiménez y Blanco-Meneses, 2016a).

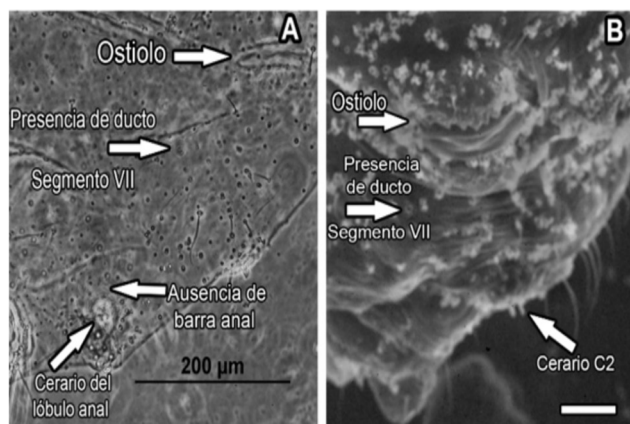


Figura 4. Ducto tubular con anillo oral contiguo al segmento VII, junto al ostiolo, que identifica la cochinilla harinosa *Pseudococcus jacksbeardsleyi* del cultivo de banano, colectado de la finca Siquirreña, región

Atlántica de Costa Rica, 2012. **A.** Mediante la técnica de microscopía óptica, se observó la ausencia de la barra anal en el lóbulo anal del cerario, así como la presencia del ducto. **B.** Por la técnica de microscopía electrónica de barrido se verificó la presencia del ducto tubular con anillo oral cerca del segmento VII. Escala: 36,4 µm (B); (modificado de Palma-Jiménez y Blanco-Meneses, 2016).

Por su parte Mani *et al.*, (2013b), y Palma-Jiménez y Blanco-Meneses (2016), describieron los caracteres morfológicos utilizados para la identificación de *P. jackbeardsleyi* como los siguientes: cuerpo de la hembra ovalada a alargada. Antena de 8 segmentos. Patas bien desarrolladas, poros translúcidos presentes sobre fémur posterior y tibia posterior. Poros discoidales presentes cerca del ojo en el borde esclerosado, 17 pares de cerarios. El cerario del lóbulo anal con 2 setas cónicas y muchos poros triloculares en el área esclerosada. Todos los demás cerarios en un área membranosa. Cerario anterior con setas relativamente más pequeñas y con 2 a 3 setas auxiliares. Cerario número 7 y cerario en la cabeza con 3-4 setas cónicas. Superficie dorsal con pequeñas setas y poros triloculares dispersos casi uniformemente. Todos los cerarios frontales con ducto tubular del anillo oral justo detrás de ellos. Discos multiloculares presentes en segmentos abdominales V a VII. Conducto tubular del borde oral y conducto tubular del anillo oral igual que el dorso. (Figura 5 y 6).

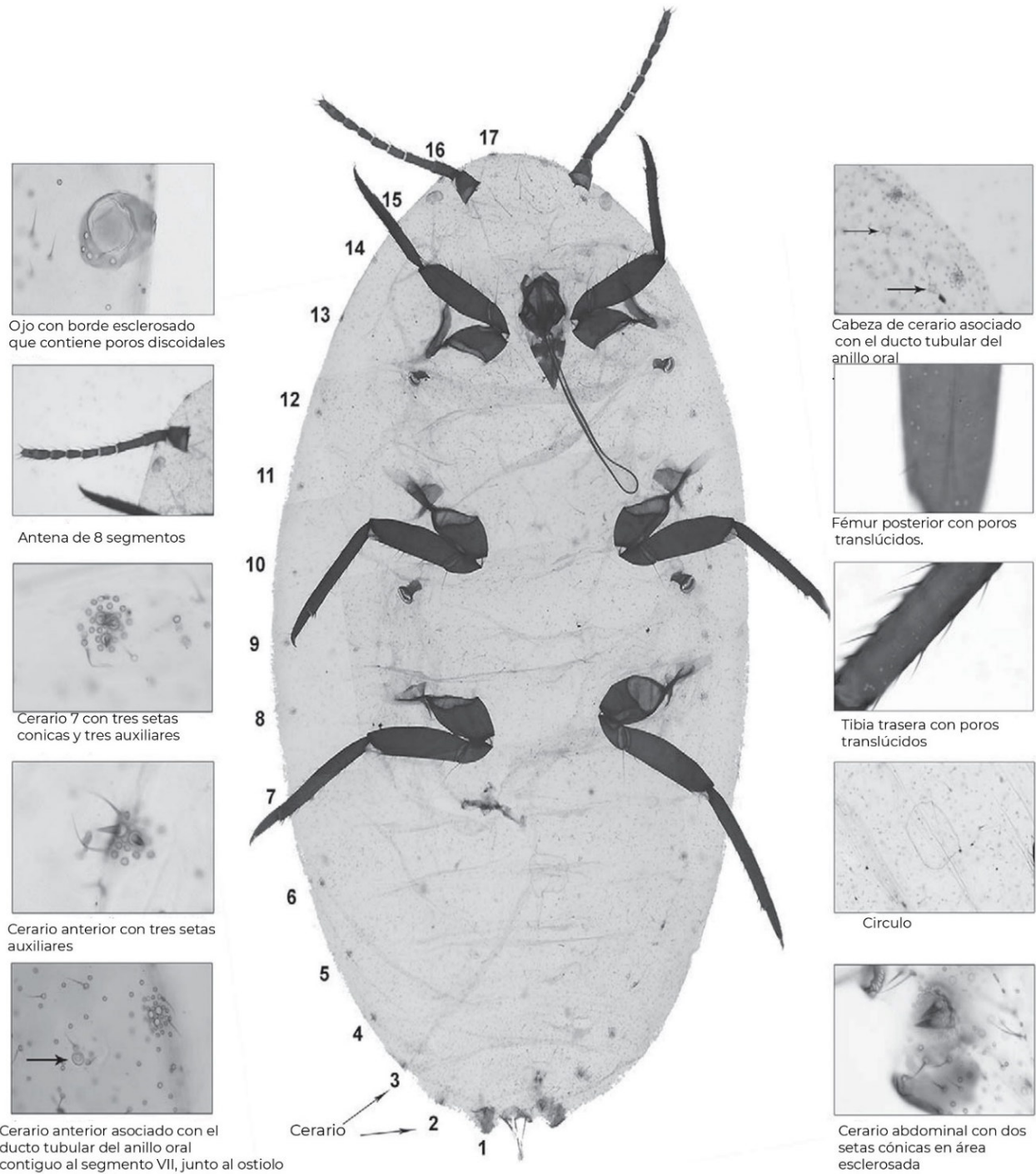


Figura 5. Caracteres morfológicos utilizados para la identificación de *Pseudococcus jackbeardsleyi* para diferenciarlos de *Pseudococcus elisae* (Mani et al., 2013b).

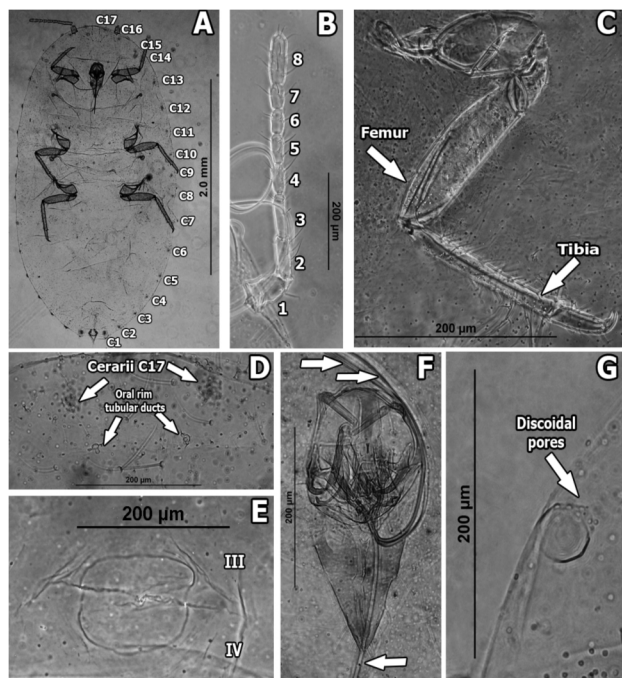


Figura 6. Caracteres morfológicos para identificar la cochinilla *Pseudococcus jacksbeardsleyi*: **A.** Cuerpo alargado de forma ovalada. **B.** Antena con ocho segmentos. **C.** Poros translúcidos en el fémur y la tibia de la metacoxa. **D.** Conducto tubular del borde oral asociado a cerario C17. **E.** Circulo de línea divisoria en los segmentos III y IV. **F.** Piezas bucales con tres estiletos. **G.** Nueve poros discoideales en el borde del ojo (Palma-Jiménez y Blanco-Meneses, 2016).

DAÑOS

Las cochinillas en todo el mundo causan una variedad de problemas económicos. El daño más obvio es causado por los hábitos de succión de estos insectos. También el daño causado por las cochinillas está relacionado con la ingesta de savia. Las infestaciones intensas a menudo causan retraso en el crecimiento o la muerte del huésped de la

planta. A veces, las cochinillas tienen toxinas y actúan como vectores de ciertos virus que son perjudiciales para la vida de las plantas (Mani y Shivaraju, 2016).

La cochinilla de Jack Beardsley se encontró dañando hojas, flores, frutos y tronco en plantas de papaya. No se habían obtenido reporte de daños en cultivo de papaya en campo en años pasados. Sin embargo, en laboratorio, se encontraron colonias de esta cochinilla. Al igual que cualquier otra cochinilla *P. jacksbeardsleyi* se alimenta del floema de las plantas hospedantes, es decir, chupan la savia de varias partes de la planta, incluidas las hojas, los tallos y los frutos (Mani *et al.* 2012, 2013b). No se ha determinado el nivel de daño económico de esta plaga en los cultivos de banano y plátano (Augura *et al.*, 2009). Por su parte Williams y Watson (1988) indican que no existen registros de daños reales por *P. jacksbeardsleyi*, pero que la especie es polífaga, y en ausencia de enemigos naturales, podría ser perjudicial para varios cultivos hospedantes y en especial para el cultivo de plátano, tal como se reporta a *P. elisae*, causando daño en fruta (Figura 7). De igual manera Mani *et al.* (2013a), indican que no hay reportes de daños severo y preocupantes para el nuevo invasor *P. jacksbeardsleyi* en India.



Figura 7. Daños en fruto de plátano, causado por *Pseudococcus elisae* (SFE, 2015).

MONITOREO Y MUESTREO

El muestreo del insecto se hace de forma aleatoria, debido a que su distribución en el campo no muestra patrones claramente definidos. Por el contrario, bajo niveles altos de población, su distribución tiende a ser generalizada. Para ello se recomienda tomar un total de 10 racimos y 20 pseudotallos provenientes de plantas recién florecidas, pues este estado fenológico es el más apreciado por el insecto y en el cual su efecto es más severo (Guillen et al., 2010).

De acuerdo con la escala poblacional (Cuadro 3), bajo un grado 2, se recomienda iniciar con quitar las brácteas que envuelven el pseudotallo, con mantenimiento cada 8 semanas; cuando se está en grado 3, se recomienda además la aplicación de sales potásicas (detergente industrial), a dosis de 25 gramos, por litro de agua (Guillen et al., 2010).

Cuadro 3. Escala poblacional de cochinillas.

Grado	Descripción	Cantidad de insectos /planta
0	Sin presencia	0
1	Baja	1 a 10
2	Baja a media	11 a 30
3	Media a alta	31 a 100
4	Muy alta	Más de 100

Guillen et al., 2010.

Para un muestreo generalizado en una plantación se recomienda el método de muestreo de guarda griega (Figura 8), la cual está recomendada para la cochinilla rosada. Este muestreo es para áreas no mayores a 5 ha, en la cual, se deberá seleccionar 20 plantas por hectárea, considerando iniciar con la búsqueda a orillas del predio hasta cubrir la totalidad de la superficie objetivo, de cada planta seleccionada se debe tomar una hoja de los diferentes puntos cardinales, revisando de cada una de ellas, la porción terminal en busca de cochinillas. En caso de que las plantas seleccionadas se encuentren en fructificación se inspeccionarán también los frutos, siguiendo la misma metodología, buscando frutos con presencia de daños de la plaga o, en su caso, al insecto (SADER-SENASICA-PVEF, 2019).

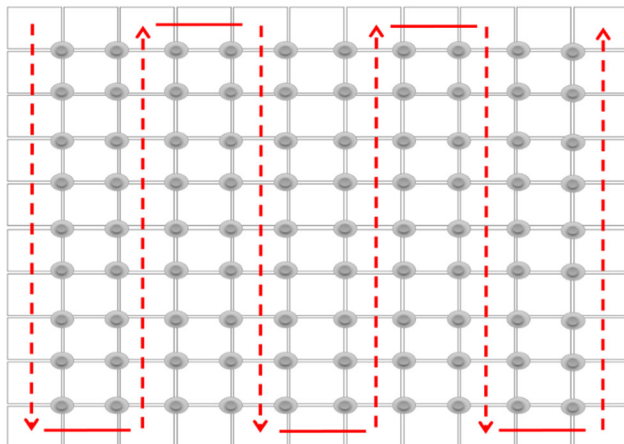


Figura 8. Muestreo en guarda griega. Este recorrido se realizará, empezando en la orilla del predio recorriendo las hileras o surcos iniciando en la primera hilera, pudiendo regresar dos o hasta cinco hileras después y continuar hasta terminar el predio (SADER-SENASICA-PVEF, 2019).

MÉTODOS DE MANEJO Y CONTROL

Las cochinillas al aire libre son vulnerables a una variedad de insectos parásitos y depredadores, incluidas avispas y escarabajos. Las lluvias intensas también ayudan a mantener bajas las poblaciones de cochinillas. Sin embargo, en lugares cerrados es difícil debido a que se mueven hacia el centro del cultivo donde se alimenta de las raíces y es difícil para los depredadores para abrirse paso y encontrar a su presa. Se requiere de la aplicación repetida de cualquier tratamiento dirigido a las ninfas o inmaduros que es cuando mayor eficacia se obtiene para controlar las cochinillas. Se recomienda los tratamientos inmediatamente después de ser detectados, debido a las cochinillas tienen

movilidad de una planta a otra. Debido a que el ciclo de vida de las cochinillas puede ser tan corto combinado con la superposición de generaciones, tendrá que hacer un tratamiento cada 10-14 días para poder controlar el problema. Se recomienda hacer uso de varios métodos de control para esta plaga.

Control cultural

Se recomienda una serie de pasos para el control cultural para las cochinillas, y éstos varían entre regiones. El saneamiento de cultivo es útil para reducir la población de cochinillas, lo cual se recomienda antes de aplicar cualquier insecticida químico. Se recomienda la extracción manual de los hospederos, lo cual aumenta enormemente la posibilidad de eliminación completa de las cochinillas (Mani y Shivaraju, 2016).

El problema de las cochinillas se acentúa en los meses lluviosos, por lo que se recomiendan las siguientes acciones:

1. Se debe implementar embolse prematuro con bolsas tratadas en los sectores de mayor presencia del insecto.
2. Un buen desguasque (consiste en la eliminación de los pecíolos de hojas secas alrededor del pseudotallo) que sirve para exponer los insectos que se refugian ahí a la desecación y al ataque de enemigos naturales) expone a este

insecto siendo afectado por la lluvia y otros huéspedes en las plantaciones.

3. Las cochinillas generalmente son transportadas por hormigas, por esto se recomienda doblar bien la hoja corbata (bandera) para que no sirva de vía de acceso al racimo.
4. Lavar los racimos con agua a presión para despegar las cochinillas de los dedos, coronas y vástagos.
5. Mantenimiento adecuado a la red de drenajes.
6. Hacer un buen control de malezas en canales y en plantación, enfocado a plantas hospederas (Augura, 2009).

También se recomienda evitar la circulación de personal por los campos procedentes de plantaciones o cables infestados por las cochinillas. Supervisión continúa de los embolsadores, deshojadores y de los cosechadores para evitar la diseminación de la plaga a otras áreas no infectadas. Lavar los racimos en la entrada de la planta empacadora con agua a presión (SFE, 2015).

Control biológico

En el ámbito del control biológico, se han identificado varias especies de insectos benéficos que de forma natural controlan ninfas de *P. jackbeardsleyi*, tal es el caso del grupo de las crisopas *Plesiochrysa ramburi*, *Mallada boninensis* y los géneros *Chrysoperla* y *Ceraeochrysa* (Chrysopidae), el escarabajo depredador *Cryptolaemus montrouzieri*

(Coccinellidae), *Aenasius advena* (Encyrtidae) y *Spalgis epeus* (Lycaenidae) (Johnson, 2009; Mani y Shivaraju, 2016; Sattayawong et al., 2016; Wyckhuys et al., 2017).

En un estudio realizado con enemigos naturales de *C. montrouzieri*, *S. epeus* y *M. boninensis* para el control de ninfas de *P. jackbeardsleyi* en el cultivo de papaya, se determinó que *C. montrouzieri* fue el que mejor control obtuvo a la cochinilla, seguido de *S. epeus* y por último a *M. boninensis*, disminuyendo la población de *P. jackbeardsleyi* (Mani et al. 2013a).

Por su parte Williams y Watson (1988) indicaron que no existen registros de daños reales por *P. jackbeardsleyi*, pero que la especie es polífaga y, en ausencia de enemigos naturales, podría ser perjudicial para varios cultivos hospedantes.

Control químico

Los insectos cerosos como las cochinillas y los insectos de escamas son difíciles de matar usando insecticidas de contacto porque las ceras producidas por estos insectos forman una barrera física que evita la penetración del producto. Es esencial que la cochinilla se elimine lo más pronto posible antes de que forme la cubierta protectora de algodón que puede repeler cualquier insecticida rociado sobre ella; por lo tanto, a menudo se requiere un agente humectante en el insecticida. Muchos insecticidas de contacto son

ineficientes contra las cochinillas porque la cubierta cerosa repele los productos químicos polares (Walton *et al.*, 2004). Los insecticidas de contacto y también con actividad sistémica, todavía se usan principalmente para controlar o regular las poblaciones de cochinillas y se pueden aplicar al follaje, al suelo o en agua de riego, o también se pueden aplicar en el tallo o ramas. Por ejemplo, se recomienda aplicar en el tronco/tallo de la vid clorpirifos para controlar las cochinillas (Mani y Shivaraju, 2016).

Recientemente, se ha encontrado un grupo de compuestos efectivo, que combina la toxicidad de las cochinillas con la seguridad para otros organismos no objetivo; estos son los llamados neonicotinoides, estos compuestos actúan sobre el sistema nervioso central y reemplazan fácilmente al grupo de los carbamatos, organofosforados y los piretroides, ya que no existen registros de resistencia cruzada asociados con ellos. Estos compuestos sistémicos muestran una alta eficacia contra las cochinillas. como ejemplos se incluyen el dinotefuran aplicado al follaje; Acetamiprid en tallos y ramas (Gross *et al.* 2000; Larrain, 1999); e imidacloprid y Tiametoxam que se aplican mediante riego, al suelo (Daane *et al.* 2006; Fu Castillo *et al.*, 2004; Grout y Stephen 2005; Martin y Workman 1999; Sazo *et al.*, 2006). Otros recomendados para el control de cochinillas son: Acefato, acetamiprid, Azadiractina, Bendiocarb, Bifentrina, buprofezin, carbaril, Clorpirifós,

Clotianidina, Ciflutrina + clorpirifos, ciflutrina + imidacloprid, diazinon, Fenpropatrin, Flonicamida, Fluvalinato, kinopreno, Lambda cyhalotrina, malation, Permetrina, Piriproxifen y Tiametoxam (Mani y Shivaraju, 2016). Aunque para el caso de México habría que revisar con calma.

También se han usado aceites minerales y botánicos durante mucho tiempo para el control de insectos de escamas, pero han sido ineficaces contra las cochinillas. Sin embargo, la aplicación de aceites ha sido un medio para disolver la cubierta de cera del insecto y con ello mejorar la eficacia del insecticida (Cranshaw *et al.*, 2000; Morishita, 2005).

El uso de los insecticidas para las cochinillas es útil. Sin embargo, se debe de tener cuidado con la residualidad de cada producto aplicado, ya que lo más recomendado es el control natural y que el exceso y mal aplicación de los insecticidas químicos que puede interrumpir la eficacia del control biológico, tal como sucedió con la cochinilla *Pseudococcus maritimus* (Mani y Shivaraju, 2016).

Algunos ejemplos son el aceite de neem, el aceite de hortalizas y los jabones que a menudo son consideran métodos "orgánicos" o no químicos, pero esto no es completamente exacto. Sin embargo, son más seguros que los insecticidas. No proporcionarán un control absoluto sobre las cochinillas, pero pueden reducir drásticamente sus poblaciones (Mani y



Shivaraju, 2016). También se utilizan insecticidas reguladores de crecimiento que puede reducir las poblaciones de cochinilla tales como: buprofezin y kinopreno utilizados al 0.001% para el control de ninfas de *Planococcus citri*, *Pseudococcus*, *Longispinus* y *Phenacoccus solani*, estos productos reguladores de crecimiento se utilizan como alternativa de sustituir los carbamatos y organofosforados (James 2004; Cloyd y Dickinson 2006; Muthukrishnan et al., 2005). Existen muchos productos para el control de cochinillas tal como se mencionó en los párrafos anteriores. Sin embargo, solo el producto **diazinón** se encuentra autorizado por la Cofepris (2019) para el uso en el cultivo de plátano. Por su parte Constantinides y McHugh, Jr (2003), reportan que están autorizados los insecticidas buprofezin, Diazinon y Azaractina, para el control de insectos en el cultivo de plátano y reportados para el control de cochinillas de diferentes especies.

LITERATURA CITADA

- Aurora**, 2009. Guía: identificación y manejo integrado, Magdalena y Urabá Colombia. Asociación de bananeros de Colombia.
- CABI** (CAB International). 2001. Crop Protection Compendium. Wallingford, UK: CAB International.
- Constantinides**, L. N., y Mchugh, Jr. J. J. 2003. Pest management strategic plan for banana production in Hawái. Workshop Summary Pearl City Urban Garden Center University of Hawaii at Manoa Honolulu, Hawaii. En línea: <https://www.ctahr.hawaii.edu/bbtd/downloads/HIBananaPMSP.pdf> fecha de consulta junio de 2019.
- Cloyd**, R. A., Dickinson, A. 2006. Effect of insecticides on mealybug destroyer (Coleoptera: Coccinellidae) and parasitoid *Leptomastix dactylopii* (Hymenoptera: Encyrtidae), natural enemies of citrus mealybug (Homoptera: Pseudococcidae). J. Econ Entomol 99:1596–1604.
- Cranshaw**, W., Jevremovic, Z., Sclar, D. C., Mannix, L. 2000. Observations on the biology and control of the hawthorn (two-circuli) mealybug, *Phenacoccus dearnessi* (King). J Arboric 26:225–229.
- Daane**, K. M., Bentley, W. J., Walton, V. M., Malakar-Kuenen, R., Millar, J. G., Ingels, C. A., Weber, E. A., Gispert, C. 2006. New controls investigated for vine mealybug. Calif Agric 60:31–38.
- Fu-Castillo**, A. A., Miranda-Blanco, J. L., Osorio-Acosta G., Martinez-Carrillo, J. L. 2004. Chemical control of mealybug *Planococcus ficus* Signoret (Homoptera: Pseudococcidae) in table grapes. Agric Tec Mex 30:101–105.
- García** M. M., Denno B. D., Miller, D. R., Miller, G. L., Ben-Dov, Y., Hardy, N. B. 2016. *ScaleNet: A literature-based model of scale insect biology and systematics*. Database. doi: 10.1093/database/bav118.<http://scalenet.info/catalogue/Pseudococcus%20jackbeardsleyi/> fecha de consulta junio de 2019.
- Gil**, P., Benavides, M. P., y Villegas, G., C. 2013. Manejo integrado de las cochinillas de las



raíces del café. Programa de Investigación Científica Fondo Nacional del Café (Cenicafe). Manizales, Caldas, Colombia. www.cenicafe.org

Gimpel, W.F., & Miller, D.R. 1996 Systematic analysis of the mealybugs in the *Pseudococcus maritimus* complex (Homoptera: Pseudococcidae). Contributions on Entomology, International 2: 1-163.

Gross, S., Gefen, D., Rotman, N., Tadmor, U., Zemer, B., Gotlib, A., Gefen, Y. 2000. Chemical control of the spherical mealybug (*Nipaecoccus viridis*) (Newstead) in citrus. Alon Hanotea 54:234–240 (in Hebrew).

Grout, T. G., Stephen, P. 2005. Use of an inexpensive technique to compare systemic insecticides applied through drip irrigation systems in citrus. Afr Entomol 13:353–358.

Gullan, P.J., and J.H. Martin. 2009. Sternorrhyncha (Jumping Plant-Lice, Whiteflies, Aphids, and Scale Insects). In: V. Resh, and R. Cardé, editors, Encyclopedia of Insects. 2nd ed. Academic Press, San Diego, USA. p. 957-967.

Guillén, S. C., Rodríguez M. A., Laprade, C. S., Valle, R. H., Segura, M., Uva, M. V., A. Sandoval F. J. A. 2010. Biología y control de las cochinillas y escamas que atacan al banano. Proyecto demostrativo con implementación de buenas prácticas agrícolas (BPA) en el cultivo del banano. Hoja divulgativa N° 5.

Harper, G., D. Hart, S. Moulton, and R. Hull. 2004. Banana streak virus is very diverse in Uganda. Virus Res. 100:51-56.

doi:10.1016/j.viruses.2003.12.02. Fecha de consulta junio de 2019.

IPPC. 2017. International Standards for Phytosanitary Measures (ISPM) 8. Determination of pest status in an area. International Plant Convention (IPPC). En línea:

https://www.ippc.int/static/media/files/publication/es/2017/06/ISPM_08_1998_Es_2017-04-22_PostCPM12_InkAm.pdf Fecha de consulta: enero de 2019.

IPM, 2018. Banana mealybug. *Pseudococcus jackbeardsleyi* Gimpel & Miller, 1996. En línea: <https://www.ipmimages.org/browse/subinfo.cfm?sub=56743#references>, fecha de consulta mayo de 2019.

James, D. G. 2004. Effect of buprofezin on survival of immature stages of *Harmonia axyridis*, *Stethorus punctum picipes* (Coleoptera: Coccinellidae), *Orius tristicolor* (Hemiptera: Anthocoridae), and *Geocoris* spp. (Hemiptera: Geocoridae). J. Econ Entomol 97: 900–904.

Kondo, T., T. Uesato, and S. Kawai. 2001. *Phenacoccus madeirensis* Green (Hemiptera: Pseudococcidae), a recently introduced exotic pest in Japan. Boll. Zool. Agrar. Bachic. 33:337-341.

Kondo, M., R. Koga, M. Shimada, and T. Fukatsu. 2008. Infection dynamics of coexisting beta and gammaproteobacteria in the nested endosymbiotic system of mealybugs. Appl. Environ. Microbiol. 74:4175-4184. doi:10.1128/AEM.00250-08.

Larrain, P. S. 1999. Effect of chemigation and painted applications of imidacloprid (ConfidorReg.) upon *Pseudococcus viburni* (Signoret) (Homoptera: Pseudococcidae) populations in table grapes. Agric Techn Santiago 59:13–25 (in Spanish).

Mani M., Shivaraju C. 2016a. Damage. In: Mani M., Shivaraju C. (eds) Mealybugs and their Management in Agricultural and Horticultural crops. Springer, New Delhi. 117-122 pp.

Mani M., Shivaraju C. 2016b. Biology. In: Mani M., Shivaraju C. (eds) Mealybugs and their Management in Agricultural and Horticultural crops. Springer, New Delhi. 87-106 pp.

Mani M, Shivaraju C, Kalyanasundaram M, Sunil Joshi, Asokan R, Sumana K, Krishnamoorthy A (2013a) Investigations on the new invasive Jack Beardsley mealybug *Pseudococcus jackbeardsleyi* Gimpel and Miller on papaya, *Carica papaya* L. in India. Paper presented in the International Symposium on Insect Science, Bangalore, 14–17.

Mani, M., Joshi, S., Kalyanasundaram, M., Shivaraju, C., Asokan, R., & Rebijith, K. B. 2013b A New Invasive Jack Beardsley Mealybug, *Pseudococcus jackbeardsleyi* (Hemiptera: Pseudococcidae) on Papaya in India. Florida Entomologist 96(1):242-245.

Martin, N. A., Workman, P. J. 1999. Efficiency of insecticides for longtailed mealybug control. In: Proceedings of the fifty second New Zealand Plant Protection Conference, Auckland Airport Centre, Auckland, New

Zealand, 10–12 Aug 1999. Wine Industry Association, Western Australia

Mau, R. F., and Kessing, M. J. 2000. *Pseudococcus jackbeardsleyi* Gimpel and Miller. Department of Entomology, Honolulu, HI, USA. http://www.extento.hawaii.edu/kbase/Crop/Type/p_jackbe.htm

Metcalfe, C. L., and Flint, W. P. 1962. Destructive and useful insects their habits and control. 4th ed. McGraw-Hill, NY, USA.

Meyer, J. B., Kasdorf, G. G. F., Nel, L. H., and Pietersen. G. 2008. Transmission of activated episomal *Banana streak OL (badna) virus* (BSOLV) to cv. Williams banana (*Musa* sp.) by three mealybug species. Plant Dis. 92:1158-1163. doi:10.1094/ PDIS-92-8-1158.

Miller, D. R., Miller, L. G., and Gillian, W. W. 2002. Invasive species of mealybug (Hemiptera: Pseudococcidae) and their threat to U.S. Agriculture. Proc. Entomol. Soc. 104:825-836.

Miller, D. Rung, A., Parikh, G., Venable, G., Redford, A. J. Evans G. A., and Gill R. J. 2014. *Pseudococcus jackbeardsleyi* Gimpel and Miller. Valid Names Results: ScaleNet: A literature-based model of scale insect biology and systematics. Database. doi: 10.1093/database/bav118.

<http://scalenet.info/catalogue/Pseudococcus%20jackbeardsleyi/>. Fecha de consulta mayo de 2019.

Morishita, M. 2005. Effect of bark-scraping, dormant spray of petroleum oil and applying pesticide in late spring on density of Japanese mealybug, *Planococcus kraunhiae* (Kuwana),



in persimmon. Annu Rep Kansai Plant Prot Soc 47:123-124.

NCBI (National Center for Biotechnology Information). 2006. Taxonomy browser: Pseudococcidae sp. NBH-2006. NCBI, USA. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/Taxonomy/Browser/wwwtax.cgi?mode=Info&id=490930&lvl=3&lin=f&keep=1&srchmode=1&unlock> (accessed junio, 2019).

N'Guessan, P. W., Watson, G.W., Brown J. K., and N'Guessan. F.K. 2014. First record of *Pseudococcus jackbeardsleyi* (Hemiptera: Pseudococcidae) from Africa, Côte D'ivoire. Florida Entomologist, 97: 1690-1693.

NRCB, 2019. *Jack Beardsley mealybug (Pseudococcus jackbeardsleyi) is an invasive species recently reported from South India and it has become a common but minor pest of banana fruits.* En línea:<http://nrcb.res.in/album/Jack%20Beardsley%20mealybug%2C%20Pseudococcus%20jackbeardsleyi/index.html>.

Padilla, M.R. 2000. Bioecología de la cochinilla rosada y su riesgo de ingreso a Honduras. Manejo Integrado Plagas 57:10-22.

Palma-Jiménez, M., and M. Blanco-Meneses. 2016. First Record of Morphological and Molecular Identification of Mealybug *Pseudococcus jackbeardsleyi* (Hemiptera: Pseudococcidae) in Costa Rica. Univer. J. Agric. Res. 4:125-133. doi:10.13189/ ujar.2016.040403.

Palma-Jiménez, M., and M. Blanco-Meneses. 2016a. First study about morphological and molecular identification of *Pseudococcus*

elisae (Hemiptera: Pseudococcidae) in Costa Rica. Int. J. Curr. Res. 8:31791-31800.

Palma-Jiménez, M., and M. Blanco-Meneses. 2016b. First Record of Morphological and Molecular Identification of Mealybug *Pseudococcus jackbeardsleyi* (Hemiptera: Pseudococcidae) in Costa Rica. Univer. J. Agric. Res. 4:125-133. doi:10.13189/ ujar.2016.040403.

Palma-Jiménez, M., and M. Blanco-Meneses. 2017. Morphological and molecular identification of *Dysmicoccus brevipes* in Costa Rica. J. Entomol. Zool. Stud. 5:1211-1218.

Plantwise Knowledge Bank (CABI). 2019. Jack Beardsley mealybug (*Pseudococcus Jackbeardsleyi*). Plantwise Technical Factsheet. En línea:<http://www.plantwise.org/KnowledgeBank/Datasheet.aspx?dsid=45087> Consultado: mayo de 2019.

Piyaphongkula, J., Suraksakula, P., Tangchitsomkidb, V., Sahayab, S. 2018. Thermal acclimation capacity of Jack Beardsley mealybug (*Pseudococcus jackbeardsleyi*) to survive in a warming world. Journal of Asia-Pacific Entomology, 21: 737-742.

Rung, 2014. **Banana mealybug (*Pseudococcus jackbeardsleyi*)** Gimpel & Miller, 1996. Scale Insects, USDA APHIS PPQ, Bugwood.org en línea:<https://www.invasive.org/browse/detail.cfm?imgnum=5508259> fecha de consulta mayo de 2019.

SADER-SENASICA-PVEF. 2019. Manual Técnico Vigilancia Epidemiológica Fitosanitaria. Secretaria de Agricultura,



Desarrollo Rural (SADER). Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria (SENASICA)-Dirección General de Sanidad Vegetal- Programa de Vigilancia Epidemiológica Fitosanitaria (PVEF). 67 p.

Sattayawong, C., Uraichuen, S., & Suasa-ard, W. 2016 Larval preference and performance of the green lacewing, *Plesiochrysa ramburi* (Schneider) (Neuroptera: Chrysopidae) on three species of cassava mealybugs (Hemiptera: Pseudococcidae). Agriculture and Natural Resources 50: 460-464.

Sazo, L., Pizarro, E., Araya, J. E. 2006. Effect of the form of application of imidacloprid on control of the longtailed mealybug *Pseudococcus longispinus* (Targioni & Tozzetti) on avocado and its impact on *Neoseiulus californicus* (McGregor) in Chile. Bol San Veg Plagas 32:483-490.

SIAP_SADER. SIAP-SADER. 2019. Cierre de producción agrícola por cultivo. Ciclo agrícola 2017. Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. En línea: <http://www.siap.gob.mx/cierre-de-la-produccion-agricola-por-cultivo/>. Fecha de consulta: junio de 2019.

Sison, M. L. J., dela-Cueva, F. M., and Pozon, A. P. M. 2017. Transmission of episomal banana streak virus by mealybugs of different host plants. J. ISSAAS 23 (2):203-214.

SFE (Servicio Fitosanitario del Estado). 2015. Guía técnica para el monitoreo de *Pseudococcus elisae* y *Diaspis boisduilli* en *Musa* AAA. Ministerio de Agricultura y Ganadería, San José, CRC.

<http://docplayer.es/32859552-Ministerio-de-agricultura-y-ganaderia-servicio-fitosanitario-del-estado-departamento-de-operaciones-regionales-unidades-operativas-regionales.html> (consultado junio de 2016).

Shylesha. A. N. 2013. Host range of invasive Jack Beardsley mealybug, *Pseudococcus jackbeardsleyi* Gimple and Miller in Karnataka. Plant Management in Horticulture Ecosystem, 19:106-107.

Soysouvanh, P., Soo-Jung, S., and Ki-Jeong, H. 2015. Faunistic Study of the Family Pseudococcidae (Hemiptera) from Cambodia and Laos. Korean Journal of Applied Entomology, 54: 199-209.

Walton, V. M., Daane K. M., Pringle, K. L., 2004 Monitoring *Planococcus ficus* in South African vineyards with sex pheromone-baited traps. Crop Prot 23:1089-1096.

Williams, D. J. 2004 A synopsis of the subterranean mealybug genus *Neochavesia* Williams and Granara de Willink (Hemiptera: Pseudococcidae: Rhizoecinae). Journal of Natural History 38(22): 2883-2899.

Williams, D. J., and M. Granara-de-Willink. 1992. Mealybugs of Central and South America. CAB International, Wallingford, GBR.

Wyckhuys, K. A. G., Graziosi, I., Burra, D. D., & Walter, A. J. 2017 Phytoplasma infection of a tropical root crop triggers bottom-up cascades by favoring generalist over specialist herbivores. PlosOne 12(8):1-18.

Zhan, G., Shao, Y., Yu, Q., Xu, L., Liu, B., Wang, Y., and Wang, Q. 2016. Phytosanitary irradiation of Jack Beardsley mealybug (Hemiptera:

Pseudococcidae) females on rambután
(Sapindales: Sapindaceae) fruits. Florida
Entomologist, 99: 114-120.

Forma recomendada de citar:

DGSV-CNRF. 2019. *Pseudococcus
jackbeardsleyi* Gimpel & Miller, 1996
(Hemiptera: Pseudococcidae). SADER-
SENASICA. Dirección General de Sanidad
Vegetal- Centro Nacional de Referencia
Fitosanitaria. Ficha técnica. Tecámac, México
23 p.

Nota: Las imágenes contenidas son utilizadas
únicamente con fines ilustrativos e
informativos, las cuales han sido tomadas de
diferentes fuentes otorgando los créditos
correspondientes.



DIRECTORIO

Secretario de Agricultura y Desarrollo Rural

Dr. Víctor Manuel Villalobos Arámbula

Director en Jefe del Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria

Dr. Francisco Javier Trujillo Arriaga

Director General de Sanidad Vegetal

Ing. Francisco Ramírez y Ramírez

Director del Centro Nacional de Referencia Fitosanitaria

Dr. José Abel López Buenfil