



COLEGIO DE POSTGRADUADOS

INSTITUCIÓN DE ENSEÑANZA E INVESTIGACIÓN EN CIENCIAS AGRÍCOLAS

CAMPUS MONTECILLO

POSGRADO EN FITOSANIDAD

ENTOMOLOGÍA Y ACAROLOGÍA

**EFFECTIVIDAD BIOLÓGICA DE INSECTICIDAS PARA EL
MANEJO DE LA COCHINILLA ROSADA DEL HIBISCO
Maconellicoccus hirsutus (GREEN) (HEMIPTERA:
PSEUDOCOCCIDAE) Y SU IMPACTO EN ENEMIGOS
NATURALES**

MIGUEL ANGEL JUÁREZ MAYA

T E S I S
PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL GRADO DE:

MAESTRO EN CIENCIAS

MONTECILLO, TEXCOCO, ESTADO DE MÉXICO

2021

La presente tesis titulada: "**Efectividad biológica de insecticidas para el manejo de la Cochinilla Rosada del Hibisco *Maconellicoccus hirsutus* (Green) (Hemiptera: Pseudococcidae) y su impacto en enemigos naturales**", realizada por el alumno: **Miguel Angel Juárez Maya**, bajo la dirección del Consejo Particular indicado, ha sido aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

MAESTRO EN CIENCIAS
FITOSANIDAD
ENTOMOLOGÍA Y ACAROLOGÍA

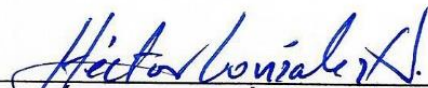
CONSEJO PARTICULAR

CONSEJERA



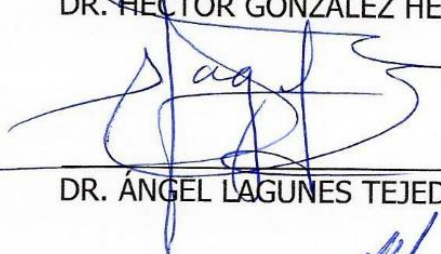
DRA. LAURA DELIA ORTEGA ARENAS

ASESOR



DR. HÉCTOR GONZÁLEZ HERNÁNDEZ

ASESOR



DR. ÁNGEL LAGUNES TEJEDA

ASESOR



DR. JUAN FERNANDO SOLÍS AGUILAR

Montecillo, Texcoco, Estado de México, enero de 2021.

**EFFECTIVIDAD BIOLÓGICA DE INSECTICIDAS PARA EL MANEJO DE LA
COCHINILLA ROSADA DEL HIBISCO *Maconellicoccus hirsutus* (GREEN)
(HEMIPTERA: PSEUDOCOCCIDAE) Y SU IMPACTO EN ENEMIGOS
NATURALES**

**Miguel Angel Juárez Maya, M. en C.
Colegio de Postgraduados, 2021**

RESUMEN

El manejo de la Cochinilla Rosada del Hibisco (CRH) *Maconellicoccus hirsutus* Green, se ha enfocado en el uso de agentes de control biológico mediante la liberación del depredador *Cryptolaemus montrouzieri* y del parasitoide *Anagyrus kamali*, dentro de un programa de Manejo Integrado de Plagas (MIP). Sin embargo, en situaciones de detección de nuevos brotes en zonas libres, se usan insecticidas de amplio espectro que pueden afectar a éstos. El objetivo de este trabajo fue evaluar la toxicidad y selectividad de insecticidas para la plaga y sus enemigos naturales, así como explorar la compatibilidad entre ambas tácticas de control. En condiciones de laboratorio, se determinó, la toxicidad, a través de la estimación de la CL₅₀ y CL₉₅ de productos, como el aceite parafínico de petróleo, imidacloprid, buprofezin, bifentrina, jabón, flonicamid, piriproxifen, spirotetramat, sulfoxaflor y polisulfuro de calcio, en poblaciones susceptibles de *M. hirsutus*, *C. montrouzieri* y *A. kamali*. Para *M. hirsutus* se establecieron las dosis diagnósticas (DD), cuya aplicación en poblaciones de campo, permitió verificar su efectividad. Seis de los diez productos evaluados resultaron tóxicos, tanto para *M. hirsutus* como para el parasitoide y depredador. Esta toxicidad dependió de la especie, insecticida y dosis. Los insecticidas tóxicos para *M. hirsutus* tóxicos fueron imidacloprid, sulfoxaflor, bifentrina, spirotetramat, piriproxifen y jabón; mientras que, en *C. montrouzieri* fueron la bifentrina, imidacloprid y sulfoxaflor y para *A. kamali*, sulfoxaflor, bifentrina, imidacloprid y piriproxifen. La mortalidad ocasionada por la aplicación de las dosis diagnósticas en las poblaciones de campo de *M. hirsutus*, en comparación con el testigo, evidenció la efectividad de bifentrina, imidacloprid, sulfoxaflor, spirotetramat,

piriproxifen y jabón (mortalidad mayor de 80%). En condiciones de laboratorio el spirotetramat y jabón fueron efectivos para matar *M. hirsutus* y no afectaron enemigos naturales. Por tanto, se infiere que estos dos últimos productos pueden aplicarse en campo para el control de *M. hirsutus*, a las dosis efectivas, sin afectación a los enemigos naturales.

Palabras clave: *Maconellicoccus*, control químico, selectividad, compatibilidad.

**BIOLOGICAL EFFECTIVENESS OF INSECTICIDES FOR MANAGEMENT OF
THE PINK HIBISCUS MEALYBUG *Maconellicoccus hirsutus* (GREEN)
(HEMIPTERA: PSEUDOCOCCIDAE) AND IMPACT ON ITS NATURAL ENEMIES**

**Miguel Angel Juárez Maya, M. Sc.
Colegio de Postgraduados, 2021**

ABSTRACT

Management of the Pink Hibiscus Mealybug (PHM) *Maconellicoccus hirsutus* Green has focused on the use of biological control agents by releasing the predator *Cryptolaemus montrouzieri* and the parasitoid *Anagyrus kamali*, within an Integrated Pest Management (IPM) program. However, in situations of new outbreaks in free zones, broad-spectrum insecticides are used that can affect them. The objective of the work was to evaluate the toxicity and selectivity of insecticides for the pest and its natural enemies, as well as to explore the compatibility between both control tactics. Under laboratory conditions, toxicity, through the estimation of CL₅₀ and CL₉₅, of products, such as petroleum oil, imidacloprid, buprofezin, bifenthrin, soap, flonicamid, pyriproxyfen, spirotetramat, sulfoxaflor, and calcium polysulfide, in susceptible populations of *M. hirsutus*, *C. montrouzieri* and *A. kamali* were determined. For *M. hirsutus*, diagnostic doses (DDs) were also established, the application of which in field populations, allowed us to verify their effectiveness. Six of the ten products evaluated were toxic to *M. hirsutus*, the parasitoid, and the predator. Toxicity depended on the insect species, insecticide, and dosage. The toxic insecticides to *M. hirsutus* were imidacloprid, sulfoxaflor, bifenthrin, spirotetramat, pyriproxyfen and soap; while, in *C. montrouzieri* were bifenthrin, imidacloprid and sulfoxaflor, and for *A. kamali*, sulfoxaflor, bifenthrin, imidacloprid, and pyriproxyfen. Mortality caused by the application of diagnostic doses in field populations of *M. hirsutus*, compared to the check, demonstrated the effectiveness of bifenthrin, imidacloprid, sulfoxaflor, spirotetramat, pyriproxyfen, and soap (mortality greater than 80%). Under laboratory conditions, spirotetramat and soap

were effective for to kill *M. hirsutus* but did not affect both natural enemies. Therefore, it is suggested that these last two products can be applied in the field for the control of *M. hirsutus*, at effective doses, without affecting its natural enemies.

Key words: *Maconellicoccus*, chemical control, selectivity, compatibility.

DEDICATORIA

Dedico mi trabajo a mi amada esposa Yaneth Juárez Santos mi compañera en la vida y a nuestro hijo que viene en camino, quienes me motivan a seguir adelante.

A mis padres, Sr. Paulino Jaime Juárez González y Sra. María Estela Maya Rosales, ejemplo de amor y cariño, por sus sabios consejos y gran apoyo en todo momento.

A mi hermana Estela Itzel por su gran cariño y apoyo y a mis sobrinos Daniel Aldahir y bebé Jaime, quienes su llegada nos dio felicidad.

AGRADECIMIENTOS

Agradezco a Dios por permitirme concluir esta etapa en mi desarrollo profesional.

Al CONACyT por el financiamiento para cursar los estudios de maestría.

Al Colegio de Postgraduados, al programa de Entomología y Acarología del posgrado en Fitosanidad, por la oportunidad para realizar mis estudios de maestría.

Al CONACOFI, por el financiamiento de la investigación.

A la Dra. Laura Delia Ortega Arenas por sus consejos, apoyo y dirección durante la investigación y estancia en el Colegio, por la confianza brindada, paciencia y atención en todo momento.

Al Dr. Héctor González Hernández por la oportunidad y confianza para realizar el presente trabajo, mi profundo respeto para una gran persona.

Al Dr. Ángel Lagunes Tejeda por sus observaciones y asesoría en la mejora del presente trabajo.

Al Dr. Juan Fernando Solís Aguilar por su apoyo, atención y disposición en participar en la investigación.

Al Dr. Esteban Rodríguez Leyva por su amistad, por sus revisiones y contribuciones del escrito y su participación como sinodal.

Al M. C. Hugo César Arredondo Bernal por su colaboración en la investigación facilitando el material biológico y las instalaciones para los experimentos en el Laboratorio Regional de Reproducción de Agentes de Control Biológico, en Bahía de Banderas, Nayarit, así como a su personal que labora, particularmente al M. C. Ignacio Segura del Moral, al Ing. Efraín Islas Blasco, por su amistad y solidaridad durante la estancia en Nayarit.

A los profesores del programa de Entomología y Acarología por sus enseñanzas y compartir experiencias en torno a la protección fitosanitaria en México.

A los compañeros del posgrado, administrativos y trabajadores que de una u otra manera brindaron su amistad y apoyo.

¡GRACIAS A TODOS!

CONTENIDO

RESUMEN	iii
ABSTRACT	v
DEDICATORIA.....	vii
AGRADECIMIENTOS	viii
LISTA DE CUADRO.....	xi
1. INTRODUCCIÓN	1
2. OBJETIVOS	3
Objetivo general	3
Objetivos específicos	3
3. REVISIÓN DE LITERATURA	4
3.1 Origen y dispersión de la Cochinilla Rosada del Hibisco	4
3.2 Clasificación taxonómica	5
3.3 Biología y morfología de la CRH	5
3.4. Hospederos	6
3.5. Importancia y daños de CRH	7
3.6 Distribución en México de la CRH.....	8
3.7 Impacto de la CRH en Nayarit.....	9
3.8 Tácticas de manejo de la CRH en México.....	10
3.8.1 Disposición legal.....	10
3.8.2 Combate químico	11
3.8.3 Control biológico.....	12
3.8.4. Efecto de plaguicidas en la CRH y enemigos naturales.....	13
4. MATERIALES Y MÉTODOS	16
4.1 Material biológico	16

4.2 Insecticidas.....	17
4.3 Bioensayos en <i>Maconellicoccus hirsutus</i>	18
4.4 Bioensayos en Enemigos Naturales.....	19
4.5. Análisis estadístico	19
4.6. Efectividad de insecticidas en poblaciones de campo de <i>M. hirsutus</i>	20
5. RESULTADOS	22
5.1 Toxicidad en <i>Maconellicoccus hirsutus</i>	22
5.2 Toxicidad en <i>Cryptolaemus montrouzieri</i>	23
5.3 Toxicidad en <i>Anagyrus kamali</i>	23
5.4 Toxicidad comparativa en las tres especies evaluadas y selectividad a enemigos naturales	24
5.5 Efectividad de insecticidas en poblaciones de campo de <i>M. hirsutus</i>	30
6. DISCUSIÓN	31
7. CONCLUSIONES.....	36
8. LITERATURA CITADA.....	37

LISTA DE CUADRO

Cuadro 1. Insecticidas que se evaluaron sobre <i>Maconellicoccus hirsutus</i> , <i>Anagyrus kamali</i> y <i>Cryptolaemus montrouzieri</i>	17
Cuadro 2. Mortalidad (%) de adultos de <i>Maconellicoccus hirsutus</i> 24 h después de la exposición a diferentes concentraciones de 10 insecticidas...	26
Cuadro 3. Mortalidad (%) de adultos del depredador <i>Cryptolaemus montrouzieri</i> 24 h después de la exposición a diferentes concentraciones de 10 insecticidas.	27
Cuadro 4. Mortalidad (%) de adultos del parasitoide <i>Anagyrus kamali</i> 24 h después de la exposición a diferentes concentraciones de 10 insecticidas.	28
Cuadro 5. Toxicidad de insecticidas en poblaciones susceptibles de <i>M. hirsutus</i> , <i>C. montrouzieri</i> y <i>A. kamali</i> 24 h después de la exposición.	29
Cuadro 6. Mortalidad de una colonia de <i>M. hirsutus</i> de campo 24 y 48 horas después de la aplicación de la dosis diagnóstica (DD) y bajo dos modalidades de ensayo.	30

1. INTRODUCCIÓN

La Cochinilla Rosada del Hibisco (CRH), *Maconellicoccus hirsutus* Green (Hemiptera: Pseudococcidae), es una plaga polífaga e invasiva en regiones tropicales y subtropicales del mundo. Afecta la calidad de las plantas, produce retraso en el desarrollo de brotes, malformaciones en flores, frutos, hojas y tallos, debido a la toxina que inyecta al alimentarse e incluso puede provocar la muerte de las plantas, además, la mielecilla que excreta, genera un medio propicio para el desarrollo de hongos (fumagina) que interfieren con la fotosíntesis de las plantas (Michaud, 2002; Vitullo *et al.*, 2009; Culik *et al.*, 2013; Chong *et al.*, 2015). Esta plaga ataca a más de 300 especies de plantas hospederas, incluidas en 77 familias botánicas (Padilla, 2000; Meyerdirk, 2003; García-Valente *et al.*, 2009; Briseño-Fierro *et al.*, 2012; García-Morales *et al.*, 2016; Cham *et al.*, 2019).

En México, la primera detección de la CRH fue en 1999 en zonas urbanas de Mexicali, Baja California. Una segunda incursión de la CRH se detectó en el área de Bahía de Banderas, en Nayarit en febrero de 2004 y posteriormente ese mismo año en Puerto Vallarta, Jalisco, donde esta plaga infestó cultivos agrícolas como mango (*Manguifera indica* L., Anacardiaceae), guayaba (*Psidium guajava* L., Myrtaceae), guanábana (*Anona muricata* L., Annonaceae), carambolo (*Averrhoa carambola* L., Oxalidaceae), yaca (*Artocarpus heterophyllus* Lam., Moraceae), ciruelo (*Spondias* sp. Anacardiaceae); maderables como teca (*Tectona grandis* L., Verbenaceae) y parota (*Enterolobium cyclocarpum* Jacq., Griseb, Fabaceae); plantas ornamentales, como obelisco (*Hibiscus rosa-sinensis* L., Malvaceae), majahua (*H. pernambucensis* Arruda, Malvaceae) y otras especies de Fabaceae, lo que causó pérdidas económicas de consideración (Valencia-Luna *et al.*, 2007; García-Valente *et al.*, 2008; Echegoyén-Ramos y González-Hernández, 2010; Rosas-García *et al.*, 2010; Rosas-García y Parra-Bracamontes, 2011; Briseño-Fierro *et al.*, 2012).

Como consecuencia de los daños de la CRH, y a la probable dispersión a otras áreas de importancia agrícola en México, el gobierno federal y los estatales de Nayarit y Jalisco establecieron un programa regional de control y erradicación entre

2004-2005. Este programa incluyó tácticas de combate como el químico, cultural, legal y un programa de control biológico clásico. Este último fue la base del programa dentro de la estrategia de Manejo Integrado de Plagas (MIP). El programa de control biológico incluyó el empleo de enemigos naturales exóticos, como el parasitoide *Anagyrus kamali* Moursi (Hymenoptera: Encyrtidae) y el depredador *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant (Coleoptera: Coccinellidae). Este programa se convirtió en un nuevo ejemplo de control biológico clásico exitoso a nivel nacional e internacional (Santiago-Islas *et al.*, 2008; González-Hernández, 2010).

El Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria (SENASICA), de la Secretaría de Agricultura y Desarrollo Rural (SADER) en México, declaró en 2006 que la CRH se consideraba una plaga reglamentada. Por lo tanto, se estableció la Campaña Fitosanitaria Cochinilla Rosada, la cual estuvo coordinada por el SENASICA, a través de la Dirección General de Sanidad Vegetal (García-Valente *et al.*, 2009; Briseño-Fierro *et al.*, 2012; SENASICA, 2012a; SENASICA, 2018; Cham *et al.*, 2019).

De acuerdo con los lineamientos de la Campaña Fitosanitaria Cochinilla Rosada, el manejo de la CRH se realiza través de la acción simultánea de muestreo y control de focos de infestación. Además del control cultural (podas y eliminación del material vegetal infestado), se puede realizar la aplicación de productos químicos y posteriormente la liberación de agentes de control biológico como el parasitoide *A. kamali*. Sin embargo, la aplicación de productos químicos no ha resultado en un control eficiente de los focos de infestación de esta plaga (Sagarra y Peterkin, 1999; Martínez-Rivero, 2007). La acción de estos compuestos se dificulta, debido a que este piojo harinoso, además de estar recubierto por secreciones cerosas, se protege en los brotes inmaduros. En esos brotes su alimentación ocasiona un acortamiento de los entrenudos, y por tanto un arrosetamiento de follaje donde puede obtener más protección por el daño que causa en estas partes de la planta. La CRH también se puede proteger dentro de la corteza de árboles, grietas o en la unión de ramas (García-Valente *et al.*, 2009; Patil y Sathe, 2011; Chong *et al.*, 2015; Fatima *et al.*, 2016; Sunil-Naik *et al.*, 2017).

Debido a la biología particular de la CRH, y a la necesidad de evidencia de efectividad de productos químicos para su combate (dentro de la estrategia MIP), es bien importante hacer una selección de productos efectivos sobre la CRH, y de menor impacto sobre sus agentes de control biológico. También es importante para que se establezcan protocolos de manejo de insecticidas efectivos, acordes con los niveles de infestación de la plaga, con el propósito de retrasar la aparición de la resistencia, y seleccionar insecticidas de bajo impacto en el medio ambiente, especialmente sobre la fauna benéfica asociada a esta plaga (Cerna *et al.*, 2012; Chong *et al.*, 2015; Mani, 2018; Torres de la Cruz *et al.*, 2019).

2. OBJETIVOS

Objetivo general

- Determinar insecticidas efectivos para el manejo de *Maconellicoccus hirsutus* y su compatibilidad con sus enemigos naturales *Anagyrus kamali* y *Cryptolaemus montrouzieri*

Objetivos específicos

- Evaluar en condiciones de laboratorio la toxicidad de 10 insecticidas en poblaciones susceptibles de *M. hirsutus*, *A. kamali* y *C. montrouzieri*
- Determinar la selectividad de insecticidas a *C. montrouzieri* y *A. kamali*
- Evaluar la efectividad biológica de insecticidas sobre una población de campo de *M. hirsutus* a través de dosis diagnósticas

3. REVISIÓN DE LITERATURA

3.1 Origen y dispersión de la Cochinilla Rosada del Hibisco

La Cochinilla Rosada del Hibisco (CRH), *Maconellicoccus hirsutus* Green (Hemiptera: Pseudococcidae), es originaria del sur de Asia de la región Indo-Malaya y/o Australia, fue descrita por primera vez como *Phenacoccus hirsutus* en la India por Green en 1908 y se detectó en un hospedante no identificado (Williams, 1996; Goolsby *et al.*, 2002; Daane *et al.*, 2012). Es de distribución cosmopolita, dado el amplio rango de hospedantes, está presente en regiones tropicales y subtropicales en 93 países (Chong *et al.*, 2015; CABI, 2019). En Egipto se reportó en 1912 y en Kenia en 1954; posteriormente se extendió hacia países de Medio Oriente, África y China; en Australia se distribuye desde la parte occidental, territorio del norte y Queensland, donde los primeros registros datan de 1959 (Williams, 1996; Kairo *et al.*, 2000; Chong, 2009; Culik *et al.*, 2013). Algunos vegetales infestados pudieron haber introducido a *M. hirsutus* en las Islas Seychelles, Zanzíbar, Fiji, las Marianas, Palau, Samoa, Tonga, Tuvalu, Vanuatu, Samoa Occidental, Maldivas y las islas Andamán, en los océanos Índico y Pacífico (Chong *et al.*, 2015).

En América la CRH se detectó en Hawaii, EUA, en 1983, posteriormente en Guam en 1984; en 1993 se extendió por varias islas del caribe como Grenada, Trinidad y Tobago y más de 27 islas de la región (Williams, 1996; Miller, 1999; Culik *et al.*, 2013); en 1999 se detectó en el sur de California, EUA, en la zona conocida como el Valle Imperial; así como en el Valle de Mexicali, Baja California, México, Belice y Venezuela (Roltsch *et al.*, 2000; Cermeli *et al.*, 2002; Culik *et al.*, 2013). En Sudamérica, en 1997 se reportó en Guyana, las Islas Vírgenes y Puerto Rico (Michaud y Evans, 2000; Culik *et al.*, 2013), en Florida, EUA, en 2002 (Vitullo *et al.*, 2009; Chong *et al.*, 2015), en Colombia en 2003 (Kondo *et al.*, 2012); en 2006 en las Islas Gran Caimán (Pioro, 2006) y para 2010 se reportó en Brasil (Marsaro-Júnior *et al.*, 2013).

3.2 Clasificación taxonómica

- Phylum: Arthropoda
- Subphylum: Hexapoda
- Clase: Insecta
- Subclase: Pterygota
- Infraclase: Neoptera
- Superorden: Paraneoptera
- Orden: Hemiptera
- Suborden: Sternorrhyncha
- Superfamilia: Coccoidea
- Familia: Pseudococcidae
- Género: *Maconellicoccus*
- Especie: *Maconellicoccus hirsutus* (Green, 1908)
- (Ramos-Portilla y Serna-Cardona, 2004; CABI, 2019).

3.3 Biología y morfología de la CRH

La CRH es un insecto pequeño de cuerpo blando. Como todos los hemípteros, tiene metamorfosis incompleta, por lo que su ciclo biológico pasa por huevo, tres instares ninfales en hembras y cuatro en machos y el adulto (Meyerdirk *et al.*, 2003). Las ninfas de primer instar, también denominadas caminantes, son de color naranja a rosado, tienen ojos compuestos rojizos, antenas con seis segmentos, y carecen de filamentos cerosos. Los instares posteriores tienen coloración gris-rosada y a menudo producen cera blanca que cubre sus cuerpos; a partir del segundo instar se observa el dimorfismo sexual. Las hembras adultas son ápteras de color rosa anaranjado a rojizo con cuerpo escasamente cubierto con una cera blanca harinosa dispersa sobre el dorso, que finalmente se cubre por el ovisaco. El cuerpo es de forma ovoide, ligeramente más ancho y redondeado en el extremo anterior, con un promedio de 1.7 mm de largo y 1.1 mm de ancho, alcanzando mayor tamaño con la madurez (3.2 mm × 1.7 mm). Carece de filamentos cerosos conspicuos laterales y caudales. El ovisaco es alargado con filamentos de cera blanca sueltos en los que

la hembra adulta deposita cientos de huevos. Los huevos de *M. hirsutus* recién puestos son translúcidos y de color amarillo o naranja claro. Son alargados y de forma ovalada de 0.3 mm de longitud. A medida que avanza el período de incubación, los huevos translúcidos adquieren un color rosado antes de eclosionar.

La reproducción de *M. hirsutus* es básicamente sexual (Chong *et al.*, 2008, Chong *et al.*, 2015; Mani y Shivaraju, 2016a); sin embargo, bajo ciertas condiciones también se presenta la partenogénesis (Gautam *et al.*, 2000; Padilla, 2000; Gautam, 2003). El período de pre-oviposición varía de 6 a 7 días y el período de oviposición de 7 a 9 días. El período de incubación del huevo dura de 5 a 7 días, con un 90% de eclosión. La ninfa I se desarrolla en un periodo de 7 a 9 días, mientras que el segundo instar dura de 6 a 8 días; en las hembras, el tercer instar dura de 8 a 10 días, y en los machos la prepupa dura de 1 a 2 días; y la pupa de 5 a 7 días. La duración del ciclo de vida, desde huevo hasta hembra adulta, es de 30.3 días y para el macho adulto es de 28.7 días. La longevidad de las hembras adultas oscila entre 13 y 16 días y la hembra puede producir entre 426 y 573 huevos; los machos adultos viven entre 3 y 5 días (Chong *et al.*, 2015; Mani y Shivaraju, 2016a). Los machos adultos tienen coloración rosada a naranja, diminutos y activos, pero de poca dispersión; el cuerpo mide 1.05 mm de largo y 0.31 mm de ancho; su aparato bucal está atrofiado, por lo que no se alimentan; presentan un par de alas y dos filamentos caudales largos y cerosos. Los machos adultos pueden diferenciarse de otras especies de pseudocóccidos por la presencia de un proceso esclerosado en forma de "Y" en el extremo anterior del *aedeagus* (Williams, 1996; Miller, 1999; Chong *et al.*, 2015; Mani y Shivaraju, 2016a).

3.4. Hospederos

La CRH tiene alrededor de 330 especies de plantas como hospederos, representantes de 70 familias botánicas entre cultivos agrícolas, hortícolas, forestales y ornamentales importantes, no obstante, el número de especies de plantas en las que *M. hirsutus* completa su desarrollo es probablemente menor (Chong *et al.*, 2015).

El obelisco o hibisco, *Hibiscus rosa-sinensis*, es uno de los hospederos preferenciales y planta ornamental económicamente importante (Vitulo *et al.*, 2009). Esta planta es abundante en las regiones tropicales y subtropicales, donde el clima, temperatura y humedad también favorecen el desarrollo de la CRH. La preferencia por las malváceas se asocia con la presencia de mucilagos como fibras solubles en agua, además del contenido de aminoácidos, hierro, calcio y potasio, que favorecen su desarrollo e incremento de las colonias en este tipo de plantas (Shrewsbury *et al.*, 2006; Isiordia-Aquino *et al.*, 2011).

3.5. Importancia y daños de CRH

La CRH ha tenido impacto sobre la producción agrícola y el comercio de material vegetal, incluso el turismo que no debe realizar movilización de material vegetal, esto se debe a que la CRH es una plaga altamente polífaga e invasiva en regiones tropicales y subtropicales del mundo (Ramos-Portilla y Serna-Cardona, 2004). Las ninfas I o caminantes son responsables de la rápida diseminación de la plaga desde los sitios iniciales de infestación, aunque el viento, la lluvia, aves, animales silvestres (foresis), material vegetal infestado e instrumentos de labranza, facilitan la dispersión de la plaga (Sagarra y Peterkin, 1999). La CRH se alimenta de tejidos de floema, y ataca preferentemente meristemas en crecimiento, tallos jóvenes, flores y frutos en desarrollo. Al alimentarse excreta gran cantidad de mielecilla, lo que reduce el valor estético de las plantas y proporciona un medio propicio de crecimiento para la fumagina; lo que obstaculiza la fotosíntesis, reduce el crecimiento y confiere a los frutos características indeseables para su comercialización (Vitulo *et al.*, 2009; Chong *et al.*, 2015). Las ninfas y hembras adultas de *M. hirsutus* al alimentarse extraen la savia y secretan una toxina de tipo regulador del crecimiento, lo que provoca un retraso en el desarrollo, disminución y deformación severa de brotes terminales, en forma de "arrosetamiento" en plantas sensibles y senescencia prematura de flores y follaje; de esta forma, la toxina provoca malformaciones en flores, frutos, hojas y tallos, incluso la muerte de árboles adultos (Kairo *et al.*, 2000, Meyerdirk *et al.*, 2003). En el obelisco, la deformación de

la parte superior de los brotes terminales suele ser el primer síntoma observable y permanente. En altas densidades de la CRH, las hojas deformadas caen, hay aborto prematuro de flores y frutos; los depósitos de cera, numerosos ovisacos y fumagina acumulada envuelven los brotes terminales distorsionados. Las partes vegetativas de plantas y árboles infestadas frecuentemente están cubiertas por masas algodonosas blanquecinas que contienen en su interior cientos de huevos que iniciarán nuevas generaciones (Culik *et al.*, 2013; Chong *et al.*, 2015).

3.6 Distribución en México de la CRH

En 2006, la CRH se detectó en los municipios de Chahuites y San Pedro Tapanatepec, Oaxaca; en Othón P. Blanco, Quintana Roo; así como en Cihuatlán, La Huerta y Tomatlán, Jalisco; en 2008 en Acapulco Guerrero y Arriaga, Chiapas; para 2009, se detectó en Manzanillo, Colima; Escuinapa y Mazatlán, Sinaloa y en Mérida, Yucatán; en 2011 en Lázaro Cárdenas, Michoacán (González-Hernández, 2010; SENASICA, 2012a).

De acuerdo con el Sistema Nacional de Vigilancia Epidemiológica Fitosanitaria (SINAVEF, 2020), actualmente la CRH en México está bajo control oficial, principalmente en zonas costeras del pacífico, golfo de México y algunas zonas templadas en el centro y noreste del país, atacando a 103 especies de plantas hospedantes de 27 familias botánicas, incluyendo especies forestales como teca (*Tectona grandis*), concha (*Acacia cochliacantha* Schlecht. & Cham.) y parota (*Enterolobium cyclocarpum*), ornamentales y frutales. En áreas urbanas está presente en plantas ornamentales y algunos árboles frutales de traspatio, sin valor económico y a densidades de población muy bajas (García-Valente *et al.*, 2009; Isiordia-Aquino *et al.*, 2011; Isiordia-Aquino *et al.*, 2012; González-Hernández, 2017).

Torres de la Cruz *et al.* (2019) reportaron la presencia de la CRH en Cacao (*Theobroma cacao* L., Malvaceae) en Tabasco, lo que puede impactar en la producción y aumentos en costos en el control de la CRH, ya que el 70% de la

producción de cacao en México se cultiva en este estado. El estado de Sonora y Mexicali, Baja California, son zonas libres de la CRH (SINAVEF, 2020).

3.7 Impacto de la CRH en Nayarit

Nayarit fue un estado muy afectado por la llegada de la CRH en 2004, las condiciones agroecológicas, climáticas y diversidad de cultivos, permitieron una rápida dispersión y colonización en varios de sus hospedantes (Briseño-Fierro *et al.*, 2012). El primer reporte fue en Bahía de Banderas, municipio ubicado en la Costa Sur y límites con Puerto Vallarta, Jalisco, donde se registraron infestaciones en teca (*Tectona grandis*) (Rosas-García *et al.*, 2010) que fue uno de sus principales hospederos en Nayarit (García-Valente *et al.*, 2009). Además de mango (*Mangifera indica*), arbustos silvestres del género *Acacia*, *A. pennatula* (Schltdl. y Cham.), *A. cochliacantha*, *A. farnesiana* (L.) Willd, *A. hindsii* (Benth) (Fabaceae), en guanábano (*Annona muricata*) y *Mimosa* sp. (Fabaceae). Posteriormente se dispersó hacia los municipios costeros del norte del estado como Compostela, Ruiz, Santiago Ixcuintla, Tuxpan, Rosamorada, Tecuala, Acaponeta, Huajicori, San Blas, El Nayar y Tepic (Rosas-García y Parra Bracamontes, 2011; Isiordia-Aquino *et al.*, 2012).

En huertos de mango, en Bahía de Bandera, la CRH se encontró en yemas terminales y frutos; así como en malezas dentro de las parcelas y zonas aledañas; pero la mayor incidencia de ninfas de tercer instar, hembras jóvenes y ovisacos fue en frutos, principalmente del cultivar Ataulfo (Rosas-García y Parra-Bracamontes, 2011).

Durante 2009 se reportó la presencia de la CRH en áreas marginales y urbanas, baja incidencia en áreas forestales y agrícolas, y nula presencia en viveros, principalmente en los municipios de Tuxpan, Ruiz y Rosamorada, Nayarit, donde se registraron 24 especies hospederas de las familias Fabaceae, Moraceae, Asteraceae, Sterculiaceae, Euphorbiaceae, Meliaceae, Solanaceae y Verbenaceae, con predominio en la familia Fabaceae. *Acacia cochliacantha*, *Mimosa pigra* (L.), y *Albizia lebeck* (L.), fueron las especies preferidas por la CRH (Isiordia-Aquino *et al.*, 2012). También reportaron a *Cedrela odorata* (L.), (Meliaceae), *Guazuma ulmifolia* (Lam.), (Sterculiaceae), *Prosopis laevigata* (H. & B. Jonhston.) (Fabaceae),

Tithonia diversifolia (Hemsl.) A. Gray y *Verbesina greenmanii* (Urban) (Asteraceae) como nuevos registros de especies vegetales afectadas por la CRH (Isiordia-Aquino *et al.*, 2012).

La distribución actual de la CRH comprende 14 de los 20 municipios de Nayarit, con preferencia como hospedantes a teca (*Tectona grandis*), obelisco (*Hibiscus rosa-sinensis*), majahua (*Hibiscus pernambucensis*), huinol (*Acacia cymbispina* Sprague & Riley) y guanábano (*Annona muricata*) y en menor proporción, en sierrilla (*Mimosa invisa* Mart. Ex colla), coatante (*Mimosa pigra*), parota (*Enterolobium cyclocarpum*), capiro (*Albizia lebbbeck*) y mango (García-Valente *et al.*, 2009; Briseño *et al.*, 2012;). En guanábano en 2017, la CRH fue la especie más abundante en los municipios de San Blas y Compostela (Cham *et al.*, 2019).

3.8 Tácticas de manejo de la CRH en México

3.8.1 Disposición legal

La Dirección General de Sanidad Vegetal (DGSV) implementó, en el año 2000, el Dispositivo Nacional de Emergencia con el objeto de prevenir el ingreso de la cochinilla rosada *Maconellicoccus hirsutus* (Green), e instrumentar las medidas fitosanitarias para monitorear y erradicar brotes eventuales de la plaga. Con ello se reguló la movilización de material vegetal y frutos procedentes en Mexicali, B. C., y Chetumal, Quintana Roo, por su colindancia con EE. UU. y Belice, respectivamente, hacia zonas libres de la plaga; también se fortalecieron los Puntos de Verificación Interna, a fin de revisar el tránsito de vehículos procedentes de estas zonas con el objeto de revisar y en su caso destruir los vegetales sospechosos que no cumplieran con la disposición legal (SAGARPA, 2000).

Después de la confirmación oficial de la CRH en 2004, se implementó la Campaña Cochinilla Rosada y se establecieron las medidas fitosanitarias para la detección, control y mitigación de la introducción y dispersión de la CRH en el territorio nacional, a través del Programa de Vigilancia Epidemiológica Fitosanitaria de la DGSV y los Organismos Auxiliares de Sanidad Vegetal. Las medidas fitosanitarias

incluyeron muestreo, delimitación de focos de infestación y control fitosanitario que fue cultural, químico y biológico. Estos lineamientos incluyeron regular las movilizaciones de productos hospederos, material vegetal y frutos, originarios o procedentes de las zonas bajo control fitosanitario, con el objeto de mitigar el riesgo de dispersión hacia zonas libres (SAGARPA, 2000; SENASICA, 2012b; SENASICA, 2016).

3.8.2 Combate químico

El combate químico de la CRH se basa en el uso de insecticidas, aplicaciones foliares con organofosforados, piretroides, neonicotinoides, reguladores de crecimiento, estos últimos actúan sobre la síntesis de quitina, además del uso de insecticidas de acción antialimentaria (Chong *et al.*, 2015). Los carbamatos, organofosforados, piretroides y neonicotinoides son perjudiciales para los enemigos naturales de la CRH; además de que los insecticidas no han resultado efectivos debido a que la capa cerosa que cubre el cuerpo de la CRH la protege del contacto con insecticidas y reduce la efectividad de éstos (Sagarra y Peterkin, 1999; Cloyd y Bethke, 2010). Las ninfas instar 1, son las más susceptibles, debido a que carecen de la cubierta de cera (Persad y Khan, 2000; Sunil-Naik *et al.*, 2017). También la falta de efectividad se asocia a que la CRH se protege en los brotes inmaduros arrosados, en cortezas de árboles, grietas o en la unión de ramas, así como en oquedades y crestas de frutos (Sagarra y Peterkin, 1999).

Por otra parte, el uso continuo de productos, conlleva entre otros problemas, a la aparición de plagas secundarias, el desarrollo de resistencia, eliminación de enemigos naturales y polinizadores, la contaminación del suelo, agua y plantas, daños a la salud de los aplicadores y consumidores, por la acumulación y exposición a residuos plaguicidas (Dagli y Bahsi, 2009; García-Gutiérrez y Rodríguez Meza, 2013). El uso intensivo de plaguicidas, genera una presión de selección sobre los individuos plaga sobre los que se aplican, aunado a que el desarrollo de productos con modos de acción diferente a los actuales es más lento que lo demandado en el campo, y cada vez son menos los productos efectivos (Cerna *et al.*, 2012; Vega-Chávez *et al.*, 2020).

Productos como los reguladores de crecimiento, flonicamid, spirotetramat, azadiractina, o aquellos que actúan sobre la respiración celular y aceites agrícolas, son productos de bajo impacto a enemigos naturales (Cloyd y Dickinson, 2006; Jansen *et al.*, 2011; Roditakis *et al.*, 2014) y pueden ser compatibles con enemigos naturales como parasitoides y depredadores como *C. montrouzieri* y crisopas (Neuroptera) (Cloyd y Dickinson, 2006; Chong *et al.*, 2015). Por lo tanto, se debe tener cuidado de limitar la aplicación de insecticidas que puedan perturbar la actividad de los enemigos naturales (Chong *et al.*, 2015).

3.8.3 Control biológico

Los parasitoides y depredadores son los principales enemigos naturales de piojos harinosos, de los cuales se han identificado varias especies generalistas y especialistas para *M. hirsutus*, como algunos coccinélidos, crisópidos, encírtidos (Meyerkirk *et al.*, 2003). Los parasitoides atacan al segundo y tercer instar de la CRH, además de hembras adultas, mientras que los depredadores consumen todos los estados de desarrollo (Santiago-Islas *et al.*, 2008). La implementación de un programa de control biológico clásico o por aumento, mediante enemigos naturales con el parasitoide *Anagyrus kamali* Moursi (Hymenoptera: Ecyrtidae) y el depredador *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant (Coleoptera: Coccinellidae), es un caso eficaz y exitoso de control biológico en el manejo de la CRH (Kairo *et al.*, 2000). En 1995, se introdujeron en el Caribe enemigos naturales exóticos para el combate de la CRH, de los cuales los parasitoides *A. kamali*, *Gyranusoidea indica* Shafee, Alam y Agarwal, y el depredador *C. montrouzieri* se establecieron y dispersaron en todas las regiones del Caribe donde se liberaron, y suprimieron las poblaciones de la CRH (Sagarra y Peterkin, 1999; Michaud, 2002). En México, a raíz de las detecciones en Baja California en 1999, se importaron parasitoides de Puerto Rico y se liberaron 1,600 especímenes de *A. kamali* y 600 de *G. indica* sobre plantas de mora (*Morus* sp. L., Moraceae), obelisco, toronja (*Citrus paradisi* Macf., Rutaceae) y algarrobo (*Ceratonia siliqua* L., Fabaceae) en el área urbana. En 2004, para el área de Bahía de Banderas, se importaron parasitoides *A. kamali* del laboratorio del

OIRSA en Belice y del laboratorio del USDA-APHIS en Puerto Rico; mientras que el depredador *C. montrouzieri* se obtuvo de laboratorios comerciales de California, EUA, y Canadá. Estos organismos se liberaron en zonas infestadas por la CRH en Bahía de Banderas, Nayarit y Puerto Vallarta, Jalisco. En 2005 se iniciaron operaciones en el Laboratorio Regional de Reproducción de Agentes de Control Biológico en Bahía de Banderas con el propósito de iniciar la reproducción masiva de *A. kamali* y posteriormente se comenzó con la reproducción del depredador *C. montrouzieri* (Santiago-Islas *et al.*, 2008). Esto con el fin de realizar liberaciones en las zonas aledañas a Bahía de Banderas y a varios estados de la República, con presencia de la CRH, como Jalisco, Colima, Michoacán, Morelos, Guerrero, Oaxaca, Chiapas, Yucatán, Tabasco, Veracruz, Tamaulipas, Sinaloa y Baja California. García-Valente *et al.* (2008) evaluaron el impacto de las liberaciones de enemigos naturales en Bahía de Banderas, en plantaciones de teca y frutales, donde el depredador redujo poblaciones de la CRH en poco más del 96%, en un periodo de dos a cinco meses después de su liberación; y el parasitoide redujo poblaciones en más del 98% después de poco más de ocho meses de la liberación. También se mencionó que el depredador es efectivo en altas poblaciones de la CRH; mientras que el parasitoide lo es a bajas densidades poblacionales, poco después de la actividad del depredador (García-Valente *et al.*, 2009). Estos resultados demostraron que *C. montrouzieri* y *A. kamali* enemigos naturales exóticos fueron eficientes en el combate de la CRH, además de que este programa representó un caso exitoso de control biológico clásico y por aumento en México (Santiago-Islas *et al.*, 2008).

3.8.4. Efecto de plaguicidas en la CRH y enemigos naturales

Diversos estudios reportan efectividad de insecticidas organofosforados, piretroides y neonicotinoides sobre inmaduros la CRH (Chong *et al.*, 2015). Muthukrishnan *et al.* (2005) reportaron que la aplicación de buprofezin redujo poblaciones de ninfas y adultos de CRH en viñedos, persistiendo la actividad insecticida durante 15 días. Resultados similares reportaron Biradar *et al.* (2006) con la aplicación de

diafenthiuron, inhibidor de la respiración celular, que redujo infestaciones de CRH. Así mismo, en ensayos de laboratorio, Patil y Sathe (2011) reportaron alta mortalidad sobre ninfas instar II de CRH con buprofezin, diclorvos y metomilo. Por su parte, Fatima *et al.* (2016) encontraron alta mortalidad de ninfas instar III de CRH en laboratorio y campo; ellos evaluaron bifentrina y la combinación de bifentrina + imidacloprid en *Hibiscus rosa-sinensis*. La efectividad de la combinación piretroide y neonicotinoide se atribuyó a la doble acción de los compuestos. Sunil-Naik *et al.* (2017) señalaron que poblaciones de CRH sobre *Annona squamosa* se redujeron con la aplicación de profenofos, paratión metílico y diclorvos.

Ganjisaffar *et al.* (2019) mencionaron que bifentrina, fenpropatrin, flupyradifurone, acetamiprid y sulfoxaflor fueron efectivos sobre las primeras etapas ninfales de la CRH, con spirotetramat y buprofezin la mortalidad máxima fue 42.8 y 50.6% al sexto día, respectivamente, y no encontraron efecto tóxico en hembras adultas. Sin embargo, observaron efecto tóxico sobre huevos. Con buprofezin observaron que las ninfas murieron durante la muda, probablemente por el efecto como un inhibidor de la biosíntesis de quitina.

Persad y Khan (2000) evaluaron, en ensayos de laboratorio, el efecto de pirimifos metil, triazofos, decametrina, fipronil y lambda cyhalotrina sobre enemigos naturales de la CRH. *A. kamali* fue más susceptible a todos los insecticidas; los piretroides y organofosforados fueron tóxicos para *C. montrouzieri*, mientras que fipronil fue menos tóxico al depredador y poco residual para *A. kamali*. La toxicidad fue mayor en ninfas de instar I de CRH presumiblemente porque carecen de cera protectora.

Por otro lado, Cloyd y Dickinson *et al.* (2006) reportaron que buprofezin, piriproxifen (reguladores de crecimiento) y flonicamid (inhibidor de la alimentación) fueron menos tóxicos para adultos del depredador, mientras que los neonicotinoides fueron muy tóxicos. Estos autores también mencionaron que las larvas del depredador fueron más susceptibles que los adultos a los reguladores de crecimiento. Mgocheki y Addison (2009) reportaron que fipronil y α -cipermetrina fueron altamente tóxicos para *Anagyrus* sp. cercano a *pseudococci*; por esta razón, sugirieron restringirlos

durante liberaciones de parasitoides. No obstante, encontraron que el buprofezin y un jabón agrícola (bórax + aceite de naranja) no fueron tóxicos para el parasitoide y que los adultos estaban más expuestos a los insecticidas que las larvas ya que las momias de las cochinillas les sirven de protección. Mansour *et al.* (2011) reportaron que spirotetramat fue seguro para *Anagyrus*. sp. *cercano a pseudococci* sin efectos adversos en su biología y desarrollo.

Planes *et al.* (2013) reportaron que spirotetramat fue inofensivo para larvas y adultos de *C. montrouzieri* aun cuando consumieron presas tratadas. Contrario a lo encontrado con piriproxifen que fue tóxico a larvas, y con efectos secundarios cuando consumieron presas tratadas. Según Halappa *et al.* (2013), Kakde *et al.* (2014) y Dumaniya *et al.* (2015), el carbaril, acefato, endosulfan, monocrotofos, quinalfos, malatión, profenofos, acetamiprid e imidacloprid fueron insecticidas no selectivos y altamente tóxicos para larvas y adultos de *C. montrouzieri*. Estos resultados fueron similares a lo reportado por Alvandy *et al.* (2013), estos autores reportaron que la aplicación de imidacloprid y diazinón afectó parámetros reproductivos del depredador. Al respecto, Pakyari *et al.* (2015) mencionaron que abamectina y fenpropatrin mostraron efectos adversos sobre el depredador por lo que sugirieron limitar su uso en un programa de manejo integrado. Toorani *et al.* (2017), El-Aalaoui *et al.* (2019), y Maneesha *et al.* (2019) reportaron que buprofezin, aceite de neem, aceites minerales y jabones fueron menos tóxicos para *C. montrouzieri*.

Aunque hay evidencia de algunos insecticidas que pueden ser menos dañinos a los enemigos naturales, de manera general se puede decir que los insecticidas no selectivos afectan a enemigos naturales, lo que puede repercutir en la dinámica poblacional de plagas. Por tanto, antes de seleccionar un producto químico, para incluirse en un programa de Manejo Integrado de Plagas (MIP) que tiene una participación decisiva de enemigos naturales, se debe evaluar cuidadosamente su compatibilidad con esos agentes de control biológico nativos, o aquellos que se pretenden liberar ya sea nativos o no nativos (Ganjisaffar *et al.*, 2019).

4. MATERIALES Y MÉTODOS

Este trabajo se realizó en el periodo de junio a septiembre de 2020, en el laboratorio de Insectos Vectores del Colegio de Postgraduados, Campus Montecillo, Texcoco, Estado de México, y en el Laboratorio Regional de Reproducción de Agentes de Control Biológico (LRRACB), dependiente del SENASICA, en Bahía de Banderas, Nayarit, México.

4.1 Material biológico

Los individuos de *M. hirsutus*, *A. kamali* y *C. montrouzieri* se obtuvieron de las colonias en reproducción en el LRRACB. Originalmente la colonia de *M. hirsutus* se colectó en 2004, en plantaciones de teca *Tectona grandis* (Rosas-García *et al.*, 2010) y arbustos del género *Acacia* en Bahía de Banderas, Nayarit, y desde entonces se mantiene aislada y en reproducción periódica sobre calabazas (*Cucurbita moschata*) Super Gold (Santiago-Islas *et al.*, 2008).

En la cría de *A. kamali* se empleaban ninfas de tercer instar de *M. hirsutus* que a su vez se reproducían en las calabazas conservadas en recipientes de plástico cubiertos con tela de organza; para la producción de *C. montrouzieri* se utilizaron calabazas altamente infestadas con hembras adultas de *M. hirsutus* con ovisacos según metodología descrita por Santiago-Islas *et al.* (2008). Las tres colonias se mantuvieron en condiciones controladas a 25 ± 5 °C, 60 ± 5 % HR y fotoperiodo de 14:10 h (luz: oscuridad).

La colonia de *M. hirsutus* de campo se recolectó de frutos infestados de guanábana en un huerto comercial ubicado en Bahía de Banderas, Nayarit ($20^{\circ}47'23.1''N$ y $105^{\circ}14'44.3''O$). Los frutos de guanábana se colocaron en cajas de unicel y trasladaron al LRRACB. En el laboratorio se seleccionaron ovisacos de la CRH para infestar calabazas variedad Super Gold para iniciar una nueva generación. Las calabazas infestadas se conservaron en una habitación oscura (25 ± 5 °C, 60 ± 5 % HR) hasta la obtención de hembras adultas jóvenes, lo cual ocurrió ~30 días después de la infestación.

4.2 Insecticidas

Se evaluaron 10 formulaciones comerciales de insecticidas de diferente grupo toxicológico y modo de acción (Cuadro 1). Las diluciones de los insecticidas se realizaron con agua corriente para obtener una concentración madre a partir de la cual se hicieron diluciones subsecuentes, que se homogeneizaron a un pH de 5.5 con el acidificante, dispersante, penetrante y antiespumante DAP-PLUS® (QUÍMICA SAGAL, Monterrey, N.L. México).

Cuadro 1. Insecticidas que se evaluaron sobre *Maconellicoccus hirsutus*, *Anagyrus kamali* y *Cryptolaemus montrouzieri*.

Ingrediente activo	Producto	Grupo toxicológico	Modo de acción
Aceite parafínico de petróleo	de Anasef-T (Anajalsa)	AMIN.	Deformación y ruptura de tejido celular
Imidacloprid	Velfidor 350 SC (Velsimex)	NEONIC.	Antagonistas de los receptores de la acetilcolina
Buprofezin	Applaud 40 SC (Arysta)	REGC.	Inhibe la síntesis de quitina
Bifentrina	Veltar 100 CE (Velsimex)	PIR. II	Modulador del canal de sodio
Jabón	Axión (Colgate Palmolive)	I-MISC.	Deshidratación de la cutícula
Flonicamid	Beleaf (FMC)	Piridina	Inhibidor de la alimentación
Piriproxifen	Proxy 100 EC (koor Agro)	REGC.	Análogo de la hormona juvenil
Spirotetramat	Movento 150 OD (Bayer)	Ácido tetrónico	Inhibe la síntesis de lípidos, regulador de crecimiento
Sulfoxaflor	Toretto SC (Dow AgroSciences)	Sulfoxaminas	Antagonista de los receptores de la acetilcolina
Polisulfuro de Calcio	Sulfocalcio Guerman (Biogerman)	INOR.	Altera el transporte de electrones y produce sulfuro de hidrógeno.

4.3 Bioensayos en *Maconellicoccus hirsutus*

Para los ensayos de toxicidad se seleccionaron ninfas de 3er instar y hembras jóvenes de CRH. Éstas se separaron en grupos de 20 individuos dentro de cajas Petri (\varnothing 6.0 cm), las cajas contenían papel filtro humedecido en su base para incrementar la humedad relativa. La aplicación de los insecticidas se realizó mediante una torre de aspersión tipo Burgerjon (1956), con una boquilla neumática de aspersión de cono sólido (Cat. 1/4J-SS+SU1A-SS, Spraying Systems, Wheaton, Illinois, USA), conectada a una fuente de aire con presión constante. El sistema se calibró para aplicar 2 mg cm^{-2} de insecticida al introducir 20 mL de solución a una presión de 20 PSI (Colin *et al.*, 1994; Medina *et al.*, 2004).

Después de la aplicación de los tratamientos, las cajas Petri se cerraron y mantuvieron dentro de una cámara bioclimática a $25 \pm 5^\circ\text{C}$, $60 \pm 5 \%$ HR y fotoperiodo de 14:10 h (luz: oscuridad). La mortalidad se registró 24 h después de la aplicación, se consideraron muertas a las hembras de la CRH que no reaccionaron al ser estimuladas con las cerdas de un pincel 000.

Para cada insecticida, primero se estimó la ventana de respuesta biológica con la aplicación de siete concentraciones seriadas ($1.0 - 1 \times 10^{-6} \%$) de insecticida, con el fin de identificar aquellas que causaron entre el cero y el 100 % de mortalidad a las 24 h. Posteriormente, se realizó el bioensayo con al menos siete dosis por insecticida.

El diseño del bioensayo fue completamente al azar. Cada combinación insecticida/concentración se consideró una repetición, en la cual se emplearon 20 individuos y se realizaron cinco repeticiones. Los insectos del control fueron tratados con 20 mL del solvente (agua). El nivel máximo de mortalidad aceptable en el testigo fue 12 %. Con la mortalidad observada en el control se ajustó la mortalidad de los tratamientos mediante la ecuación de Abbott (1925).

4.4 Bioensayos en enemigos naturales

Para estos bioensayos se siguió el método propuesto por Luna-Cruz *et al.* (2015) con ligeras modificaciones. Se recolectaron grupos de 20 adultos del parasitoide *A. kamali* (puntas de micropipeta de 1 mL (ThermoScientific®, U.S.A.), y del depredador *C. montrouzieri* (frascos de plástico de 40 mL), y se mantuvieron en ayuno por 2 h antes de los bioensayos. Para facilitar la aplicación de los tratamientos, los recipientes de plástico con los adultos de los enemigos naturales se colocaron dentro de bolsas plásticas Ziploc®, se sellaron y se anestesiaron con CO₂ por 35 s para parasitoides y 3 min para depredadores. Los insectos anestesiados se transfirieron en grupos de 20 a recipientes de plástico, 24.8 mL de capacidad, perforados en su tapa para permitir ventilación y que contenían papel absorbente en su base. En estos recipientes (a los que se les había removido su tapa) se expusieron a la aplicación del insecticida correspondiente. Posteriormente, ambos enemigos naturales dispusieron de líneas de miel en la cara interior de la tapa del recipiente. Al igual que en los bioensayos con la CRH, la aplicación de los insecticidas se realizó mediante una torre de aspersion tipo Burgerjon (1956). Las unidades experimentales se mantuvieron a $25 \pm 5^\circ\text{C}$, $60 \pm 5\%$ HR y fotoperiodo de 14:10 h (luz: oscuridad). La mortalidad se evaluó 24 h después de la aplicación, considerando individuos muertos a aquellos que no reaccionaron al ser estimulados con las cerdas de un pincel 000, o no mostraron coordinación en sus movimientos.

Al igual que en el bioensayo de *M. hirsutus*, primero se estimó la ventana de respuesta biológica, después se seleccionaron al menos siete dosis por insecticida para realizar el bioensayo. Cada combinación insecticida/ concentración se consideró una repetición, en la cual se emplearon 20 individuos y se realizaron cinco repeticiones.

4.5. Análisis estadístico

Las concentraciones de los insecticidas expresadas en mg L⁻¹; así como la mortalidad total y corregida por medio de la ecuación de Abbott (1925), para cada

una de las tres especies, se procesaron con el programa estadístico SAS versión 9.0. Se estimaron las concentraciones letales de cada insecticida capaces de causar el 50 y 95 % de mortalidad (CL₅₀ y CL₉₅, respectivamente), sus límites fiduciales (LF) al 95% de confiabilidad, así como la pendiente de línea de regresión con su error estándar asociado ($b \pm ee$) y el valor de la chi cuadrada (χ^2) para la prueba de ajuste al modelo Probit (Rodríguez *et al.*, 2009; Yu, 2015; Robertson *et al.*, 2017).

Las CL₅₀ y CL₉₅ se consideraron como las líneas base de susceptibilidad, los valores de las CL₉₅ de cada insecticida multiplicada por tres se consideraron como la dosis diagnóstica (DD) del insecticida de interés. Adicionalmente, para determinar la selectividad de insecticidas a *C. montrouzieri* y *A. kamali* se calculó la proporción de selectividad (PS), a través de la fórmula $PS = (CL_{50} \text{ del insecticida para el enemigo natural}) / (CL_{50} \text{ del insecticida para la plaga})$. La proporción fue clasificada como $PS > 1$, que indicaba que el insecticida era selectivo al enemigo natural; es decir, más tóxico para la plaga, y $PS < 1$, cuando el insecticida era perjudicial para el enemigo natural (Bacci *et al.*, 2009; Cerna *et al.*, 2012; Alexander *et al.*, 2013; Stanley y Preetha, 2016).

4.6. Efectividad de insecticidas en poblaciones de campo de *M. hirsutus*

Las CL₉₅ estimadas en ensayos de toxicidad de líneas base de cada insecticida se multiplicaron por tres y el valor resultante se estableció como la dosis diagnóstica (DD). De esta forma las DD que se obtuvieron fueron: jabón (23400 mg L⁻¹), spirotetramat (10950 mg L⁻¹), piriproxifen (10600 mg L⁻¹), bifentrina (340 mg L⁻¹), sulfoxaflor (16 mg L⁻¹) e imidacloprid (12 mg L⁻¹). Para realizar estas pruebas se emplearon ninfas III y hembras jóvenes de la colonia de CRH recolecta de campo (Sección 4.1).

Para estimar la DD se hicieron dos bioensayos. En el primero se emplearon cuatro frutos de guanábana infestados; de cada fruto se seleccionaron cuatro secciones de 2 cm² cada una con ninfas III y hembras jóvenes de CRH. Dos secciones de cada fruto se removieron, cuidando de no dañar los insectos, y cada sección se colocó

dentro en una caja Petri (\varnothing 6.0 cm), con un papel filtro humedecido en la base. Usando una lupa 10X se registró el número de insectos presentes antes de exponerlos a la aplicación del insecticida correspondiente en la torre de aspersión. Cada sección de 2 cm² constituyó una repetición, y se realizaron ocho repeticiones por tratamiento. Los insectos tratados se mantuvieron en las cajas Petri y la mortalidad se registró a las 24 y 48 h.

Para el segundo bioensayo se seleccionaron ninfas y hembras jóvenes de la CRH de la primera generación de la colonia de campo. Las hembras de la CRH se separaron en grupos de 20 individuos dentro de cajas Petri (\varnothing 6.0 cm), que contenían una base de papel filtro humedecido. Al igual que en los bioensayos anteriores, la aplicación de los insecticidas se realizó en la torre de aspersión tipo Burgerjon (1956) y se realizaron cinco repeticiones. Los individuos del control se asperjaron con agua. Las unidades experimentales se mantuvieron en las condiciones ambientales antes señaladas, y la mortalidad se evaluó a las 24 y 48 h después de la aplicación.

Con los porcentajes de mortalidad se realizó un análisis de varianza con el programa estadístico SAS ver. 9.0, la hipótesis nula se asumió como igualdad de medias como resultado de los tratamientos. Cuando los supuestos del análisis de varianza (normalidad y homogeneidad de varianzas) no se cumplieron, se realizó la prueba no paramétrica de Kruskal-Wallis con el mismo programa estadístico y mediante la asignación de rangos a los datos, se determinaron diferencias estadísticas entre insecticidas ($p < 0.0001$, $\alpha=0.05$).

5. RESULTADOS

El nivel de toxicidad de los insecticidas fue diferente para cada especie. El porcentaje de mortalidad dependió del insecticida y la concentración, cuando aumentaron las concentraciones, también aumentó la mortalidad. Se encontraron diferencias significativas entre las concentraciones de un mismo producto; sin embargo, no todos los productos mostraron toxicidad ante el incremento de la concentración.

5.1 Toxicidad en *Maconellicoccus hirsutus*

La CRH resultó susceptible a seis de los diez productos evaluados. Estos productos causaron mortalidad significativa ($p < 0.0001$) con respecto al testigo, pero el grado de toxicidad dependió del insecticida y la concentración (Cuadro 1). La mortalidad total (100%) se obtuvo con imidacloprid a 6 mg L⁻¹; sulfoxaflor a 10 mg L⁻¹; piriproxifen a 6000 mg L⁻¹; spirotetramat y jabón a 10000 mg L⁻¹; mientras que, con bifentrina, la mayor mortalidad (93.2%) se obtuvo a 100 mg L⁻¹. Con sulfuro de calcio, buprofezin, aceite parafínico y flonicamid, a la máxima concentración, la mortalidad osciló entre 15 y 84% y no se encontraron diferencias entre concentraciones subsecuentes. Esto indicó baja a moderada toxicidad de los productos a la CRH, por lo que no fue posible estimar con precisión las concentraciones letales en esos casos (Cuadro 2).

A nivel de la CL₅₀, el imidacloprid (CL₅₀=0.5 mg L⁻¹) fue el insecticida más tóxico para *M. hirsutus*, seguido por sulfoxaflor (CL₅₀=1.5 mg L⁻¹), bifentrina (CL₅₀=17.6 mg L⁻¹), spirotetramat (CL₅₀=875.5 mg L⁻¹), piriproxifen (CL₅₀=1155 mg L⁻¹) y jabón (CL₅₀=2681 mg L⁻¹). A nivel de la CL₉₅, imidacloprid, spirotetramat y piriproxifen fueron los más tóxicos y estos fueron diferentes respecto a los otros insecticidas que evidenciaron traslape en los límites fiduciales correspondientes. Las pendientes registradas para todos los productos fueron mayores que 1.8, lo que indicó uniformidad de la colonia de CRH en su respuesta a los tóxicos (Cuadro 5).

5.2 Toxicidad en *Cryptolaemus montrouzieri*

Los adultos del depredador *C. montrouzieri* resultaron susceptibles (mortalidad 100%) solo a bifentrina (1000 mg L⁻¹), imidacloprid (6000 mg L⁻¹) y sulfoxaflor (10000 mg L⁻¹) (Cuadro 2). De acuerdo con la Organización Internacional de Control Biológico (IOBC) (Hassan *et al.*, 1994) para ensayos en laboratorio, estos productos se clasificaron como altamente tóxicos (categoría 4). De estos, el producto más tóxico fue bifentrina (CL₅₀ = 168.3 mg L⁻¹), seguido de imidacloprid (533.8 mg L⁻¹) y sulfoxaflor (1477 mg L⁻¹). El valor de la pendiente osciló entre 2.5 y 2.8, lo que indicó que la población fue homogénea en su respuesta a los tres insecticidas (Cuadro 4). Con los otros siete productos, la mortalidad máxima registrada no superó el 18.3% a la concentración más alta evaluada (35000 mg L⁻¹), lo que indicó poca toxicidad de los productos al depredador y debido a que la mortalidad de éstos no superó el 30%, se clasificaron como inofensivos para el depredador de acuerdo con la IOBC (categoría 1) (Hassan *et al.*, 1994) (Cuadro 2).

5.3 Toxicidad en *Anagyrus kamali*

Los insecticidas sulfoxaflor, bifentrina, imidacloprid y piriproxifen resultaron altamente tóxicos al parasitoide *A. kamali*. Cualquiera de ellos causó mortalidad total (100%) a la concentración más alta evaluada (Cuadro 4), por lo que se clasificaron como altamente tóxicos de acuerdo con la IOBC (categoría 4) (Hassan *et al.*, 1994). Las CL₅₀ oscilaron entre 4.0 y 3,613 mg L⁻¹. El producto más tóxico fue sulfoxaflor (CL₅₀=4.0 mg L⁻¹), seguido de bifentrina (10.1 mg L⁻¹), imidacloprid (84.3 mg L⁻¹) y piriproxifen (3,613 mg L⁻¹). Los valores de las pendientes fueron mayores a 1.9, lo que indica una respuesta homogénea de la población de *A. kamali* a los insecticidas (Cuadro 5). La mortalidad de adultos de *A. kamali* con buprofezin, jabón, spirotetramat, aceite parafínico, polisulfuro de calcio, piriproxifen y flonicamid fue baja (de 15 a 38.3%), razón por la cual no fue posible estimar con precisión las concentraciones letales. De acuerdo con la IOBC y debido a que la mortalidad fue menor a 30% con aceite parafínico, polisulfuro de calcio, flonicamid y jabón, éstos fueron clasificados como inofensivos para el parasitoide (categoría 1); con

spirotetramat y buprofezin la mortalidad fue 32.5 y 38.3% respectivamente, éstos dos insecticidas se clasificaron como ligeramente tóxicos para el parasitoide (categoría 2).

5.4 Toxicidad comparativa en las tres especies evaluadas y selectividad a enemigos naturales

Los insectos adultos de las tres especies evaluadas (*M. hirsutus*, *C. montrouzieri* y *A. kamali*) fueron susceptibles a bifentrina, imidacloprid y sulfoxaflor; mientras que *M. hirsutus* y *A. kamali* lo fueron a piriproxifen; el spirotetramat y jabón no fueron tóxicos a los dos enemigos naturales. (Cuadro 5). Buprofezin, aceite parafínico, polisulfuro de calcio y flonicamid ejercieron poca o nula toxicidad en las tres especies evaluadas. Las CL₅₀ de los insecticidas en las tres especies se utilizaron para determinar las proporciones de selectividad de los insecticidas hacia los dos enemigos naturales. La toxicidad se dio a diferentes concentraciones y no hubo traslape entre los límites fiduciales. Las CL₅₀ de imidacloprid, sulfoxaflor y piriproxifen para *M. hirsutus* fueron significativamente menores ($p < 0.0001$) comparadas con las obtenidas para *C. montrouzieri* y *A. kamali*, lo cual indica que estos insecticidas presentaron mayor toxicidad sobre la plaga, comparado con el depredador y el parasitoide, excepto con bifentrina, donde la CL₅₀ fue menor para *A. kamali*, lo que indicó mayor toxicidad para el parasitoide que para la plaga.

El depredador *C. montrouzieri* fue más tolerante a bifentrina, imidacloprid y sulfoxaflor, ya que la toxicidad se dio a altas concentraciones, como lo indican los valores más altos de CL₅₀ (168.3 - 1477) en relación con el parasitoide (4.0 - 84.3) y la plaga (0.5 - 17.6). Así mismo, el parasitoide *A. kamali*, fue más tolerante a piriproxifen en relación con la plaga (CL₅₀= 3613 y 1155 respectivamente). La CL₅₀ de imidacloprid para *M. hirsutus* fue 1068 y 168.5 veces menor comparada con *C. montrouzieri* y *A. kamali* respectivamente, lo que indica que estos enemigos naturales toleraron a este insecticida respecto a la plaga, lo cual no significa que estos no sean perjudiciales a los enemigos naturales, indica una tendencia a conocer que productos pueden ser más compatibles con los enemigos naturales

(Vega-Chávez *et al.*, 2020). La CL₅₀ de sulfoxaflor para *M. hirsutus* fue 985 y 2.7 veces menor que la CL₅₀ para *C. montrouzieri* y *A. kamali*, respectivamente, por tanto, este insecticida fue selectivo para el depredador, pero mostró baja selectividad para *A. kamali* por lo que puede ser perjudicial para el parasitoide. La bifentrina mostró cierta selectividad hacia el depredador, ya que la CL₅₀ para *M. hirsutus* fue 10 veces menor que la de *C. montrouzieri*, pero fue dañino para el parasitoide ya que la CL₅₀ fue 1.7 veces mayor hacia *M. hirsutus*. Piriproxifen mostró baja selectividad al parasitoide, debido a que la CL₅₀ fue 3.1 veces menor que para *M. hirsutus*.

Cuadro 2. Mortalidad (%) de adultos de *Maconellicoccus hirsutus* 24 h después de la exposición a diferentes concentraciones de 10 insecticidas.

Concentración (mg L ⁻¹)	MORTALIDAD (%)									
	Bifentrina ¹	Imidacloprid ¹	Sulfoxaflor ²	Piriproxifen ²	Spirotetramat ²	Jabón ²	Buprofezin ¹	Flonicamid ¹	Aceite parafínico ¹	Polisulfuro de Calcio ²
35000	-	-	-	-	-	100 a	-	84.8 a	52.5 a	-
20000	-	-	-	-	-	--	-	--	--	-
10000	-	-	-	100 a	100 a	100 a	22.5 a	46 ab	22.5 ab	15 a
6000	-	-	-	100 a	--	86.4 a	--	50.5 ab	35 ab	-
2000	-	-	-	80.2 b	--	33.7 b	--	34.1 b	33.8 ab	-
1000	-	-	-	45.2 c	57.3 b	9.5 bc	8.8 a	47.3 ab	16.3 ab	2.5 a
600	-	-	-	18.8 cd	35.1 c	-	--	37.5 b	-	-
350	-	-	-	--	--	-	--	--	8.8 ab	-
200	-	-	-	8.4 de	9.1 d	-	--	31.9 b	-	-
100	93.8 a	100 a	-	-	-	-	10 a	37.5 b	8.8 ab	2.5 a
60	88.8 a	-	-	-	-	-	--	--	-	-
35	--	100 a	-	-	-	-	--	22.6 b	-	-
20	55 b	-	-	-	-	-	--	--	-	-
10	36.3 bc	100 a	100 a	-	-	-	15 a	22.3 b	-	2.5 a
6	25 cd	100 a	95.3 b	-	-	-	--	--	-	-
2	10 cd	87.5 ab	66.3 c	-	-	-	--	--	-	-
1	5 d	72.5 b	32.1 d	-	-	-	1.3 a	3.3 c	-	2.5 a
0.6	-	47.5 c	-	-	-	-	--	-	-	-
0.2	-	30 cd	-	-	-	-	--	-	-	-
0.1	-	22.5 de	-	-	-	-	5 a	-	-	5 a
Testigo	7.5 d	7.5 e	5 e	6.5 e	4.1 d	2.3 c	1.3 a	3.4 c	3.8 b	7.5 a

Letras distintas entre concentraciones indican diferencias significativas

¹Por ANOVA y separación de medias por Tukey ($\alpha=0.05$).

²Por Kruskal-Wallis y comparación de rangos de medias ajustadas ($\alpha=0.05$).

– Concentración no evaluada.

Cuadro 3. Mortalidad (%) de adultos del depredador *Cryptolaemus montrouzieri* 24 h después de la exposición a diferentes concentraciones de 10 insecticidas.

Concentración (mg L ⁻¹)	MORTALIDAD (%)									
	Bifentrina ²	Imidacloprid ²	Sulfoxaflor ²	Aceite Parafínico ²	Buprofezin ²	Polisulfuro de Calcio ¹	Flonicamid ¹	Piriproxifen ¹	Spirotetramat ¹	Jabón ²
100000	-	-	-	3.3 a	0 a	-	-	-	-	1.7 a
35000	-	-	-	3.3 a	0 a	0 a	18.3 a	15.2 a	-	3.3 a
10000	-	100 a	100 a	5 a	2.5 a	4.0 a	12 a	10.5 a	2.5 a	2.5 a
6000	-	100 a	96.3 a	-	-	-	-	2.5 a	-	-
2000	-	94 b	51.3 b	-	-	-	-	11.3 a	-	-
1000	100 a	77 c	35.0 bc	0 a	3.3 a	3.0 a	9.0 a	9.5 a	2.6 a	1.3 a
600	-	46 d	20.0 c	-	-	-	-	-	-	-
350	77 ab	-	-	-	-	-	-	3.8 a	-	-
200	-	16 e	1.3 d	-	-	-	-	-	3.7 a	-
100	37 b	5 f	-	0 a	0 a	7.9 a	5.1 a	12 a	-	2.5 a
60	16 c	-	-	-	-	-	-	-	-	-
20	5.1 cd	-	-	-	-	-	-	-	-	-
10	2.0 d	-	-	0 a	2.5 a	5.9 a	4.0 a	-	3.7 a	2.5 a
3.5	5.0 cd	-	-	-	-	-	-	-	-	-
1	-	-	-	0 a	1.3 a	1 a	5.1 a	-	2.5 a	1.3 a
0.1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	0 a
Testigo	7.0 cd	0 g	0 d	0 a	0 a	2.5 a	3 a	6 a	0 a	0 a

Letras distintas entre concentraciones indican diferencias significativas

¹Por ANOVA y separación de medias por Tukey ($\alpha=0.05$).

²Por Kruskal-Wallis y comparación de rangos de medias ajustadas ($\alpha=0.05$).

- Concentración no evaluada.

Cuadro 4. Mortalidad (%) de adultos del parasitoide *Anagyrus kamali* 24 h después de la exposición a diferentes concentraciones de 10 insecticidas.

Concentración (mg L ⁻¹)	MORTALIDAD (%)									
	Bifentrina ²	Imidacloprid ¹	Sulfoxaflor ²	Piriproxifen ¹	Aceite parafínico ¹	Buprofezin ¹	Polisulfuro de Calcio ¹	Flonicamid ¹	Jabón ¹	Spirotetramat ¹
100000	-	-	-	-	-	38.3 a	19.2 a	19 a	20 a	-
60000	-	-	-	100 a	-	--	--	-	--	-
35000	-	-	-	-	-	30 a	14.2 a	18 a	16.7 a	-
20000	-	-	-	91.0 a	-	--	--	-	--	-
10000	-	-	-	89.0 a	13 a	19 a	11.7 a	14 a	20 a	32.5 a
6000	-	-	-	68 b	-	-	-	-	-	-
2000	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
1000	100 a	100 a	-	21 c	15 a	18 a	9.2 a	17 a	17.5 a	16.3 a
600	-	100 a	-	-	-	-	-	-	-	-
350	-	-	-	12 c	-	-	-	-	-	-
200	-	87 a	-	-	-	-	-	-	-	-
100	100 a	57 b	100 a	-	11 a	21 a	7.5 a	24 a	8.8 a	13.8 a
60	97.5 a	45 b	100 a	-	-	-	-	-	-	-
35	81.3 b	-	-	-	-	-	-	-	-	-
20	-	8 c	98.8 a	-	-	-	-	-	-	-
10	55 c	-	91.3 b	-	15 a	12 a	10 a	18 a	16.3 a	13.8 a
6	36.3 c	-	66.3 c	-	-	-	-	-	-	-
2	23.8 d	-	30.0 d	-	-	-	-	-	-	-
1	15 de	-	20 d	-	10 a	12 a	8 a	14 a	7.5 a	15 a
0.1	-	-	-	-	6 a	-	3 a	12 a	10 a	10 a
Testigo	12 e	7 c	10 e	10 c	9 a	10 a	3 a	8 a	9 a	12 a

Letras distintas entre concentraciones indican diferencias significativas

¹Por ANOVA y separación de medias por Tukey ($\alpha=0.05$).

²Por Kruskal-Wallis y comparación de rangos de medias ajustadas ($\alpha=0.05$)

– Concentración no evaluada.

Cuadro 5. Toxicidad de insecticidas en poblaciones susceptibles de *M. hirsutus*, *C. montrouzieri* y *A. kamali* 24 h después de la exposición.

Insecticida	Variable	<i>M. hirsutus</i>	<i>C. montrouzieri</i>	<i>A. kamali</i>
Bifentrina	n	560	700	640
	b±ee	2.0±0.15	2.8±0.21	1.9±0.13
	CL ₅₀	17.6	168.3	10.1
	LF95%	15.1-20.7	147.7-193.1	8.6-11.9
	CL ₉₅	111.7	658.4	69.9
	LF95%	84.5-159.4	524.2-882.8	53.5-97.4
	X ²	1.22	6.2	10.2
PS	-	9.6	0.6	
Imidacloprid	n	720	700	600
	b±ee	1.8±0.13	2.5±0.17	3.0±0.25
	CL ₅₀	0.5	533.8	84.3
	LF95%	0.42-0.59	469.9-604.9	75.3-94
	CL ₉₅	4.03	2441	289.3
	LF95%	3.02-5.8	1989-3153	238.9-373
	X ²	11.00	5.26	6.06
PS	-	1068	169	
Sulfoxaflor	n	352	478	600
	b±ee	3.0±0.31	2.6±0.29	2.6±0.19
	CL ₅₀	1.5	1477	4.0
	LF95%	1.3-1.7	1112-1985	3.5-4.5
	CL ₉₅	5.3	6435	15.1
	LF95%	4.3-7.2	4159-13798	12.2-19.9
	X ²	1.08	8.18	5.36
PS	-	985	2.7	
Piriproxifen	n	599		600
	b±ee	3.4±0.3		2.0±0.14
	CL ₅₀	1155		3613
	LF95%	1032-1296	--	3039-4249
	CL ₉₅	3537		22985
	LF95%	2893-4648		18209-30573
	X ²	6.18		5.72
PS	-		3	
Spirotetramat	n	378		
	b±ee	2.7±0.31		
	CL ₅₀	875.5		
	LF95%	755.5-1045	--	--
	CL ₉₅	3650		
	LF95%	2589-6231		
X ²	0.42			
Jabón	n	434		
	b±ee	3.55±0.29		
	CL ₅₀	2681		
	LF95%	2377-3021	--	--
	CL ₉₅	7787		
	LF95%	6494-9857		
X ²	3.01			

n: número de insectos tratados, b±ee pendiente ± error estándar, CL₅₀: Concentración letal que causa mortalidad en el 50% de la población. CL₉₅: Concentración letal que causa mortalidad en el 95% de la población, LF: Límites fiduciales al 95%, X²: chi cuadrada, Los valores de la CL₅₀ y CL₉₅ están expresadas en mg L⁻¹. PS: proporción de selectividad= CL₅₀ enemigo natural / CL₅₀ plaga. -- No fue tóxico el producto a esa especie.

5.5 Efectividad de insecticidas en poblaciones de campo de *M. hirsutus*

La mortalidad ocasionada en *M. hirsutus* por la aplicación de las dosis diagnósticas de los seis insecticidas en ambos ensayos, en comparación con la registrada en el testigo, evidenció efectividad de todos los productos, ya que la mortalidad registrada fue superior a 78 % (Cuadro 6).

Para ambos ensayos, bifentrina, imidacloprid, sulfoxaflor y spirotetramat fueron los productos más efectivos, ya que causaron mortalidad superior a 93% a las 24 h y fueron estadísticamente diferentes respecto del resto de los productos y testigo ($\alpha=0.05$). Para piriproxifen y jabón, se obtuvo un aumento en la mortalidad a las 48 h de exposición (Cuadro 6). Aun cuando el jabón provocó menor mortalidad en la CRH respecto a los demás insecticidas, puede considerarse efectivo ya que la mortalidad fue superior a 78% y se incrementó cerca de 90% a las 48 horas sin afectar enemigos naturales.

Cuadro 6. Mortalidad de una colonia de *M. hirsutus* de campo 24 y 48 horas después de la aplicación de la dosis diagnóstica (DD) y bajo dos modalidades de ensayo.

Producto	DD	Mortalidad (%)			
		Primer ensayo		Segundo ensayo	
		24 h	48 h	24 h	48 h
Bifentrina	340	100 a	100 a	100 a	100 a
Imidacloprid	12	99.1 a	100 a	100 a	100 a
Sulfoxaflor	16	95.0 a	100 ab	100 a	100 a
Spirotetramat	10950	96.0 a	98.4 ab	93.1 ab	97 a
Piriproxifen	10600	81.3 b	96.3 b	94.2 ab	99 a
Jabón	23400	78.4 b	88.2 c	80.0 b	89.0 b
Testigo	-	6.1 c	10.2 d	5.8 c	7.8 c

Letras distintas entre insecticidas indican diferencias significativas, prueba de Kruskal-Wallis ($\alpha=0.05$). DD= Dosis diagnóstica ($CL_{95} X3$) expresada en $mg L^{-1}$.

6. DISCUSIÓN

Con los resultados se muestra un panorama general del efecto tóxico diferencial que tuvieron los 10 insecticidas sobre las tres especies de insectos estudiadas, lo que permite visualizar que el manejo de *M. hirsutus* en campo con estos productos, puede ser factible con aquellos insecticidas que fueron efectivos para la plaga y que no ejercieron un efecto negativo sobre las poblaciones de sus enemigos naturales.

La CRH, el parasitoide y el depredador resultaron susceptibles a seis de los productos evaluados, y el grado de toxicidad dependió de la especie, insecticida y dosis. En general, la CRH y el parasitoide mostraron menor tolerancia a los insecticidas en comparación con el depredador. El imidacloprid, sulfoxaflor, bifentrina y piriproxifen fueron más tóxicos para *M. hirsutus* que para los enemigos naturales, excepto bifentrina que fue más tóxica sobre *A. kamali*. Es decir, se encontró toxicidad alta de los insecticidas sobre la plaga y un efecto tóxico moderado y bajo para el parasitoide y depredador, respectivamente. Por tanto, estos productos se considerarían de baja a moderada toxicidad para *A. kamali* o *C. montrouzieri*, de acuerdo con la selectividad obtenida ($PS > 1$), que indicó que los cuatro insecticidas, a excepción de bifentrina sobre el parasitoide, fueron inofensivos hacia los enemigos naturales; hecho que se contrapone con lo expuesto por autores quienes indican toxicidad de dichos productos sobre diversos enemigos naturales (Huerta *et al.*, 2003 a y b; Nasreen *et al.*, 2004; Naranjo y Akey, 2005; Bacci *et al.*, 2007; Dagli y Bahsi, 2009; Hussain *et al.*, 2010; Yeary *et al.*, 2015).

Independiente de la selectividad obtenida con el imidacloprid, éste fue tóxico a ambos enemigos naturales, por tanto, *C. montrouzieri* y *A. kamali* se consideran altamente susceptibles a este insecticida. Además, en la literatura se ha documentado que este mismo insecticida afecta los parámetros biológicos y reproductivos de especies de depredadores y parasitoides (Cloyd y Dickinson *et al.*, 2006; Seal *et al.*, 2006; Khani *et al.*, 2012; Alvandy *et al.*, 2013; Kakde *et al.*, 2014; Maneesha *et al.*, 2019). El efecto tóxico de imidacloprid se ha observado en diversas especies de enemigos naturales, como en los depredadores *Hippodamia*

convergens (Guérin-Méneville), *Cycloneda sanguinea* (Linneaus), *Chrysoperla rufilabris* (Burmeister), y *Orius insidiosus* (Say) (Yeary *et al.*, 2015; Barbosa *et al.*, 2017; Barbosa *et al.*, 2018) y los parasitoides, *Encarsia formosa* (Gahan) (Estay *et al.*, 2005), *Tamarixia triozae* (Burks) (Luna-Cruz *et al.*, 2011) y *Aphidius colemani* (Viereck) (Ketabi *et al.*, 2014) por lo que sugieren limitar el uso de dicho producto (Alvandy *et al.*, 2013).

Aunque el sulfoxaflor causa toxicidad y afecta la supervivencia de algunos enemigos naturales (Garzón *et al.*, 2015, Wanumen *et al.*, 2016, Carlesso *et al.*, 2020), en este trabajo este insecticida fue selectivo para *C. montrouzieri* y *A. kamali*, lo cual coincide con la respuesta encontrada en adultos de *Adalia bipunctata* (L.) por Garzón *et al.* (2015), Colares *et al.* (2017) en adultos de *H. convergens*, y Barbosa *et al.* (2017) en larvas de *Chrysoperla carnea* (Stephens). Los primeros sugieren que este insecticida es un buen candidato en un programa de manejo integrado del pulgón amarillo del sorgo *Melanaphis sacchari* (Zehntner).

La bifentrina fue selectiva al depredador, pero dañina hacia *A. kamali*. Este resultado es similar al de Persad y Khan (2000) con los piretroides lambda ciahalotrina y decametrina, pero contrario a lo obtenido en este estudio, los insecticidas fueron tóxicos tanto al parasitoide *A. kamali* como al depredador *C. montrouzieri*. La selectividad con los piretroides fue observada por Bacci *et al.* (2009) en bioensayos con los depredadores *Acanthinus* sp. (LaFerté-Sénéctère) y *C. sanguinea* y el parasitoide *Diaeretiella rapae* (McIntosh). Estos resultados sugieren que imidacloprid, sulfoxaflor y bifentrina no son candidatos idóneos para su uso en sistemas de MIP de la CRH basados en control biológico.

La toxicidad de imidacloprid y sulfloxaflor sobre el parasitoide y depredador en este estudio puede estar influenciada por la vía de exposición y contacto, ya que la selectividad de estos insecticidas se basa en su actividad sistémica, lo cual minimiza su impacto sobre organismos no blanco (Fuentes-Contreras *et al.*, 2007; Sparks *et al.*, 2013). Sin embargo, el uso de ambos para el control de algunas plagas implica los dos tipos de aplicación, como lo recomiendan Barbosa *et al.* (2002). Estos autores enfatizan que el uso de imidacloprid sería efectivo solo si se realizan

aplicaciones sistémicas del producto en combinación con liberaciones de enemigos naturales como se ha demostrado en sistemas MIP para el control de *Bemisia tabaci* (Genn.).

Las diferencias en la toxicidad y selectividad encontradas en este estudio se atribuyen a la diferencia de tamaño, peso, constitución, dosis y grosor de la cutícula de la CRH, parasitoide y depredador. En *M. hirsutus* podría estar relacionada con una alta penetración del insecticida a través del integumento (Guedes, 1999). Por otro lado, la penetración del insecticida en los enemigos naturales pudo haber sido disminuida por la cutícula quitinizada; sin descartar alguna degradación del insecticida en los enemigos naturales por la actividad enzimática (Yu, 2015). Los insectos inmaduros y de cuerpo blando como *M. hirsutus* tienen una cutícula más fina y permeable en comparación con *C. montrouzieri* y *A. kamali*, lo que facilita, en el primero, la penetración de insecticidas y de una posible baja detoxificación enzimática (Cloyd y Dickinson 2006; Carlesso *et al.*, 2020; Rasheed *et al.*, 2020).

El spirotetramat fue el producto menos dañino para los enemigos naturales y el más efectivo contra la CRH (mortalidad superior a 96%); lo cual coincide con Ghafoor *et al.* (2019), quienes estudiaron la toxicidad de este insecticida sobre ninfas del piojo harinoso del mango *Drosicha manguiiferae* (Stebbins). No obstante, lo encontrado en este estudio se contrapone con lo obtenido por Ganjissaffar *et al.* (2019), quienes observaron baja mortalidad (42.8%) en ninfas de *M. hirsutus* al sexto día de exposición y nulo efecto tóxico del spirotetramat sobre hembras adultas.

El efecto tóxico del spirotetramat sobre la CRH y selectividad sobre *A. kamali* y *C. montrouzieri* encontrado en este estudio, coincide con lo reportado por Planes *et al.* (2013), Tena *et al.* (2013) y Vanaclocha *et al.* (2013). Estos autores lo consideraron a dicho insecticida eficaz en el control químico de la escama roja de California *Aonidiella aurantii* (Maskell), sin efectos secundarios sobre sus enemigos naturales asociados. Mansour *et al.* (2011) y Planes *et al.* (2013) mencionan que spirotetramat es seguro para *Anagyrus* sp. cercano a *pseudococci* (Girault) y *C. montrouzieri*, ya que no mostró efectos adversos sobre la reproducción.

La efectividad de spirotetramat podría asociarse con su modo de acción como inhibidor de la síntesis de lípidos. Se sabe que los lípidos y ácidos grasos son importantes en la constitución de la cutícula de los insectos, sirven como precursores en la biosíntesis de feromonas, ceras y eicosanoides (moléculas lipídicas), son fuentes de energía y componentes estructurales de membranas y secreciones defensivas (Yu, 2015). Insectos de cuerpo blando, como la CRH, pueden ser más susceptibles al spirotetramat debido a que este piojo harinoso se recubre de secreciones cerosas, que son blanco de acción del producto y que después pueden derivar en una ruptura cuticular y deformación en el cuerpo (Abdel-Fatah *et al.*, 2019). La constitución del cuerpo del depredador y el parasitoide pudo ser lo que favorece la tolerancia a este producto, además de que el producto tiene poca acción residual (Luna-Cruz *et al.*, 2015; Ganjisaffar *et al.*, 2019).

La toxicidad del jabón se puede asociar a la degradación de cera cuticular de la CRH, así como a la penetración por los espiráculos y tráqueas que bloquea el intercambio de aire, lo que conduce a muerte por asfixia, además de rotura celular y desecación de la cutícula (Palacios-Mendoza *et al.*, 2004; Baldwin y Koehler 2007; Reza *et al.*, 2010; Curkovic 2016). Toorani *et al.* (2017) observaron que la aplicación del jabón Ave® a base de hidróxido de sodio y a dosis de 10 mL L⁻¹, fue tóxico a ninfas y adultos de la escama suave algodonosa de los cítricos *Pulvinaria aurantii* (Cockerell), e inofensivo sobre larvas y adultos de *C. montrouzieri*. En cambio, El-Aalaoui *et al.* (2019) observaron que el jabón Hamper® a 20-60 mL 100 L⁻¹ fue ligeramente tóxico para larvas y adultos de *C. montrouzieri*.

Derivado de los resultados encontrados en este estudio, se sugiere que el jabón y el spirotetramat son los candidatos para su uso combinado con *A. kamali* y *C. montrouzieri*, en un programa de manejo integrado de *M. hirsutus*, lo que concuerda con lo reportado por otros autores (Azod *et al.*, 2016; Toorani *et al.*, 2017; El-Aalaoui *et al.*, 2019 y Ramdani *et al.*, 2020).

A diferencia de lo encontrado con los seis productos mencionados, no se encontró toxicidad, en las tres especies de insectos evaluados, con los insecticidas buprofezin, flonicamid, aceite parafínico y polisulfuro de calcio, por tanto, quedarían

descartados para su uso en un programa de manejo para la CRH. Este resultado se contrapone a lo encontrado por otros autores, quienes afirman que su efectividad se relaciona con su particular modo de acción de cada producto. Con buprofezin, por ejemplo y dado que es un inhibidor de la síntesis de quitina, se sugiere evaluar su efecto a mayor tiempo de exposición sobre ninfas (Sohrabi *et al.*, 2012; Ghafoor *et al.*, 2019). Para flonicamid se sugiere cambiar el método de bioensayo para detectar acción antialimentaria de este compuesto, que ha mostrado efectividad para insectos plaga y bajo impacto a organismos no blanco (Patil y Sathe 2011; Roditakis *et al.*, 2014; Ganjisaffar *et al.*, 2019; Ghafoor *et al.*, 2019). Productos a base de sulfuro han resultado efectivos para el pulgón lanígero *Eriosoma lanigerum* (Hausmann) y la mosca blanca *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) (Ocete *et al.*, 2003; Fajardo *et al.*, 2013). Mani y Shivaraju (2016b) mencionan que el uso de aceites es poco efectivo para piojos harinosos y sugieren combinarlo con insecticidas. Particular atención debe darse a los reguladores de crecimiento como el piriproxifen. Aunque representa una buena opción en el manejo de piojos harinosos, y son poco tóxicos a enemigos naturales, como se demostró en este estudio, se han encontrado efectos subletales en la biología, reproducción y fertilidad en depredadores expuestos (o que se alimentan de presas tratadas) a estos productos (Campos *et al.*, 2008; Planes *et al.*, 2013; Barbosa *et al.*, 2018; Iftikhar *et al.*, 2020).

La mortalidad ocasionada por la aplicación de las dosis diagnósticas en las poblaciones de campo y bajo dos modalidades de ensayo, en comparación con el testigo, refuerza la propuesta de considerar al spirotetramat y jabón como las mejores opciones para el control de la CRH, a las dosis efectivas, con poca probabilidad de afectar a los enemigos naturales, puesto que la mortalidad ocasionada con jabón y spirotetramat en la CRH fue superior a 78% y 96%, respectivamente. Ese porcentaje de mortalidad es superior al límite especificado en la norma oficial, NOM-032 FITO 1995, para definir a un producto efectivo. En dicha norma se indica que 50% de mortalidad para pruebas de efectividad con plaguicidas botánicos y/o misceláneos, y 85% para plaguicidas convencionales puede considerarse suficiente para señalarse como efectivos (Anónimo, 2015).

En resumen, spirotetramat y jabón, a las dosis efectivas, son las opciones más viables para uso combinado con liberaciones de *C. montrouzieri* y *A. kamali* en un sistema de manejo integrado de la CRH. Sin embargo, habría que considerar, desde el punto de vista económico, que una aplicación de spirotetramat implica el doble o triple de la inversión de la que se realizaría si se aplican otros de los insecticidas recomendados por la campaña del CRH. Aunque imidacloprid y sulfoxaflor resultaron efectivos para la CRH y con cierta selectividad para el depredador y/o parasitoide, como lo mostraron las pruebas, es necesario realizar estudios en campo para valorar su uso y riesgo potencial real. Dado que bifentrina resultó tóxica, tanto para la CRH, como para *A. kamali*, y poco selectiva para *C. montrouzieri*, debería quedar descartada como parte de la táctica de combate químico para el manejo de CRH. Se sugiere el uso de piriproxifen pero de manera sistémica para evitar la exposición directa de este producto sobre *A. kamali*, ya que fue efectivo para la CRH e inofensivo para *C. montrouzieri*.

7. CONCLUSIONES

Imidacloprid, sulfoxaflor, bifentrina, spirotetramat, piriproxifen y jabón fueron tóxicos para *M. hirsutus*; para *C. montrouzieri* lo fueron bifentrina, imidacloprid y sulfoxaflor y para *A. kamali* sulfoxaflor, bifentrina, imidacloprid y piriproxifen.

El nivel de toxicidad fue diferente en las tres especies. Bifentrina fue más tóxica para el parasitoide, imidacloprid y sulfoxaflor fueron más tóxicos para la CRH, mientras que el depredador fue más tolerante a éstos tres insecticidas. Spirotetramat, piriproxifen y jabón fueron tóxicos para la CRH a altas concentraciones.

Los productos polisulfuro de calcio, buprofezin, flonicamid y aceite parafínico de petróleo, tuvieron de moderada a baja toxicidad sobre la CRH. El aceite parafínico, buprofezin, jabón, polisulfuro de calcio, flonicamid, piriproxifen y spirotetramat fueron inofensivos para *C. montrouzieri*, de éstos, spirotetramat y buprofezin fueron ligeramente tóxicos para *A. kamali* los restantes cuatro productos fueron inofensivos.

Los productos imidacloprid, bifentrina y sulfoxaflor fueron efectivos para la población de campo de la CRH, pero por su toxicidad hacia los dos enemigos naturales se sugiere no emplearlos en el manejo de la CRH. Spirotetramat y jabón fueron efectivos para la CRH y de bajo impacto a los dos enemigos naturales, por lo tanto, estos productos pueden emplearse en el manejo de la CRH.

8. LITERATURA CITADA

- Abbott, W. S. 1925. A method of computing the effectiveness of an insecticide. J. Econ. Entomol. 18: 265-267.
- Anónimo. 2015. Modificación a la Norma Oficial Mexicana NOM-032-FITO-1995. Por la que se establecen los requisitos y especificaciones fitosanitarios para la realización de estudios de efectividad biológica de plaguicidas agrícolas y su dictamen Técnico. Diario Oficial de la Federación 11 de agosto de 2015. Disponible en <http://www.dof.gob.mx/notadetalle.php?código=5403310&fecha=11/08/2015>. (Consultado el 02 de diciembre 2020).
- Abdel-Fatah, R. M., S. M, Mohamed, A. A. Aly, and A-KH Sabry. 2019. Biochemical characterization of spiromesifen and spirotetramat as lipid synthesis inhibitors on cotton leaf worm, *Spodoptera littoralis*. Bull. Natl. Res. Cent. 43: 65.
- Alexander, A., S. V. Krishnamoorthy, and S. Kuttalam. 2013. Toxicity of insecticides to the coccinellid predators, *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant and *Scymnus coccivora* Ayyar of papaya mealybug, *Paracoccus marginatus* Williams and Granara de Willink. J. Biol. Control. 27: 18-23.
- Alvandy, S., S. Aghabaglou, S. Goldasteh, and Z. R. Karahroudi. 2013. Study on side effects of diazinon and imidaclopride on *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant (Coleoptera: Coccinellidae) under laboratory conditions in indirect method in first and second generation (Prey Treated with Insecticide). J. Entomol. Zool. Stud. 1: 78-80.
- Azod, F., S. Shahidi-Noghabi, K. Mahdian, and G. Smagghe. 2016. Lethal and sublethal effects of spirotetramat and abamectin on predatory beetles (*Menocheilus sexmaculatus*) via prey (*Agonoscena pistaciae*) exposure, important for integrated pest management in pistachio orchards. Belg. J. Zoo. 146: 113-122.
- Bacci, L., A. L. Crespo, T. L. Galvan, E. J. Pereira, M. C. Picanço, G. A. Silva, and M. Chediak. 2007. Toxicity of insecticides to the sweetpotato whitefly (Hemiptera: Aleyrodidae) and its natural enemies. Pest. Manag. Sci. 63: 699-706.

- Bacci, L., M. Coutinho-Picanço, J. Fagundes-Rosado, G. Adriano-Silva, A. L. Barreto-Crespo, E. J. Guedes-Pereira, and J. Cláudio-Martins. 2009. Conservation of natural enemies in brassica crops: comparative selectivity of insecticides in the management of *Brevicoryne brassicae* (Hemiptera: Sternorrhyncha: Aphididae). *Appl. Entomol. Zool.* 44: 103-113.
- Baldwin, R. W., and P. G. Koehler. 2007. Toxicity of commercially available household cleaners on cockroaches, *Blattella germanica* and *Periplaneta americana*. *Fla. Entomol.* 90: 702-709.
- Barbosa, F. R., K. M. M. Siquiera, E. A. Souza, W. A. Moreira, F. N. P. Haji y J. A. Alencar. 2002. Efeito do controle químico da mosca-branca na incidencia do vírus-do-mosaico-dourado e na produtividade do feijoeiro. *Pesqu. Agropec, Bras.* 37: 879-883.
- Barbosa, P. R. R., J. P. Michaud, C. L. Bain, and J. B. Torres. 2017. Toxicity of three aphicides to the generalist predators *Chrysoperla carnea* (Neuroptera: Chrysopidae) and *Orius insidiosus* (Hemiptera: Anthocoridae). *Ecotoxicology.* 26: 589-599.
- Barbosa P. R. R., M. D. Oliveira, E. M. Barros, J. P. Michaud, and J. B. Torres. 2018. Differential impacts of six insecticides on a mealybug and its coccinellid predator. *Ecotoxicol. Environ. Saf.* 147: 963-971.
- Biradar A. P., C.B. Kabadagi, and D.R. Patil. 2006. Evaluation of Diafenthiuron 50SC (polo) against grape mealy bug *Maconellicoccus hirsutus* (Green). *Internat. J. Agric. Sci.* 2: 470-471.
- Briseño-Fierro, P., J. L. Bojórquez-Serrano, S. Marcelleño-Flores, O. Nájera-González, F. Flores-Vilchez y N. Isordia-Aquino. 2012. Distribución y grado de establecimiento de cochinilla rosada del hibisco en Nayarit, México. *Revista Bio Ciencias.* 2: 48-59.
- Burgerjon, A. 1956. Pulvérisation et poudrage au laboratoire par des préparations pathogènes insecticides. *Ann. Epiphy.* 4: 675-684.
- CABI. 2019. *Maconellicoccus hirsutus* (pink hibiscus mealybug). Disponible en <https://www.cabi.org/isc/datasheet/40171#E008EC89-8393-4C7E-8387-210D32BD933A> (Consultado el 21 de enero de 2020).
- Campos, J. M., M. T. Martinez-Ferrer, and V. Forés. 2008. Secondary effects of seven pesticides on *Anagrus pseudococci* (Girault) and *Leptomastix dactylopii* Howard (Hymenoptera: Encyrtidae), parasitoids of *Planococcus citri* (Risso)(Hemiptera: Pseudococcidae). *IOBC/WPRS Bulletin:* 111-116.
- Carlesso, A. R., A. K. Tran, and R. L. Koch. 2020. Susceptibility of first instar *Hippodamia convergens* (Coleoptera: Coccinellidae) and *Chrysoperla rufilabris* (Neuroptera: Chrysopidae) to the Insecticide Sulfoxaflor. *Fla. Entomol.* 103: 191-196.

- Cermeli, M., P. Morales V., F. Godoy, R. Romero y O. Cárdenas. 2002. Presencia de la cochinilla rosada de la cayena *Maconellicoccus hirsutus* (Green) (Hemiptera: Pseudococcidae) en Venezuela. *Entomotrópica*. 17: 103-105.
- Cerna, E., C. Ail, J. Landeros, S. Sánchez, M. Badii, L. Aguirre y Y. Ochoa. 2012. Comparación de la toxicidad y selectividad de insecticidas para la plaga *Bactericera cockerelli* y su depredador *Chrysoperla carnea*. *Agrociencia*. 46: 783-793.
- Cham, A., G. Esquivel, A. Robles, C. Rios, J. Coronado-Blanco, and O. Cambero-Campos. 2019. Insects associated with the soursop (*Annona muricata* L.) crop in Nayarit, Mexico. *Fla. Entomol.* 102: 359-365.
- Chong, J. H., A. L. Roda, and C. M. Mannion. 2008. Life history of the mealybug, *Maconellicoccus hirsutus* (Hemiptera: Pseudococcidae), at constant temperatures. *Environ. Entomol.* 37: 323–332.
- Chong, J. H. 2009. First report of the pink hibiscus mealybug, *Maconellicoccus hirsutus* (Green) (Hemiptera: Pseudococcidae), in South Carolina. *J. Agric. Urban Entomol.* 26: 87–94.
- Chong, J. H., L. F. Aristizabal, and S. P. Arthurs. 2015. Biology and management of *Maconellicoccus hirsutus* (Hemiptera: Pseudococcidae) on ornamental plants. *J. Int. Pest. Manag.* 6: 1-14.
- Cloyd, R. A., and A. Dickinson. 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.
- Cloyd, R. A., and J. A. Bethke. 2010. Impact of neonicotinoid insecticides on natural enemies in greenhouse and interiorscape environments. *Pest. Manag. Sci.* 67: 3-9.
- Colin, M. E., F. Ciavarella, G. Otero-Colina, and L. P. Belzunces. 1994. A method for characterizing the biological activity of essential oils against *Varroa jacobsoni*. pp. 109-114. *In*: A. Matheson (Ed.). *New perspectives on Varroa*. Bee Research Assoc. Cardiff, United Kingdom.
- Colares, F., J. P. Michaud, C. L. Bain, and J. B. Torres. 2017. Relative Toxicity of Two Aphicides to *Hippodamia convergens* (Coleoptera: Coccinellidae): Implications for Integrated Management of Sugarcane Aphid, *Melanaphis sacchari* (Hemiptera: Aphididae). *J. Econ. Entomol.* 110: 52-58.
- Culik, M. P., M. J. Fornazier, D. dos Santos Martins, J. S. Zanuncio, J. A. Ventura, A. L. B. G. Peronti, and J. C. Zanuncio. 2013. The invasive mealybug *Maconellicoccus hirsutus*: lessons for its current range expansion in South America and invasive pest management in general. *J. Pest. Sci.* 86: 387-398.
- Curkovic, S. T. 2016. Detergents and soap as tools for IPM in agriculture. pp 155-189. *In*: Harsimran-Gill and G. Goyal (Eds.). *Integrate pest management*

- (IPM): Environmentally sound pest management. Intech Open Limited. London, United Kingdom.
- Daane, K. M., R. P. P. Almeida, V. A. Bell, J. T. S. Walker, M. Botton, M. Fallahzadeh, M. Mani, J. Miano, R. Sforza, V. M. Walton, and T. Zaviezo. 2012. Biology and Management of Mealybugs in Vineyards. pp. 271–307. *In*: Bostanian, N., C Vincent and R. Isaacs (Eds). *Arthropod Management in Vineyards*. Springer. Dordrecht, Netherlands.
- Dağlı, F., and Ş. Ü. Bahşi. 2009. Topical and residual toxicity of six pesticides to *Orius majusculus*. *Phytoparasitica*. 37: 399-405.
- Dumaniya, S. G., M. B. Patel, and M. R. Siddhpara. 2015. Toxicity of insecticides to *Cryptolaemus montrouzieri* (Mulsant). *J. Cotton Res. Dev.* 29: 121-124.
- Echegoyén-Ramos, P. E. y H. González-Hernández. 2010. Plan de contingencia ante un brote de cochinilla rosada del hibisco (*Maconellicoccus hirsutus*) en un país de la Región del OIRSA. Una publicación del Organismo Internacional Regional de Sanidad Agropecuaria – OIRSA. El Salvador. 165 p.
- El-Aalaoui, M., R. Bouharroud, M. Sbaghi, M. El Bouhssini, L. Hilali, and K. Dari. 2019. Comparative toxicity of different chemical and biological insecticides against the scale insect *Dactylopius opuntiae* and their side effects on the predator *Cryptolaemus montrouzieri*. *Arch. Phytopath. Plant. Protect.* 1-15.
- Estay, P., J. E. Araya y M. H. Araya. 2005. Toxicidad en laboratorio de imidacloprid, acetamiprid y abamectina sobre adultos de *Encarsia formosa* (Gahan) (Hymenoptera, Aphelinidae). *Bol. S. E. A.* 37: 369-371.
- Fajardo, M. S. C., A. Soto G. y J. F. Kogson Q. 2013. Eficiencia de productos alternativos contra *Trialeurodes vaporariorum* (Homoptera: Aleyrodidae). *Bol. Cient. Mus. Hist. Nat.* 17: 91-97.
- Fatima, S., M. Hussain, S. Shafqat, M. Faheem Malik, Z. Abbas, N. Noureen, and N. ul Ane. 2016. Laboratory evaluation of different insecticides against hibiscus mealybug, *Maconellicoccus hirsutus* (Hemiptera: Pseudococcidae). *Scientifica*. 1-7.
- Fuentes-Contreras E., E. Basoalto, C. Sandoval, P. Pavez, C. Leal, R. Burgos y C. Muñoz. 2007. Evaluación de la eficacia, efecto residual y de volteo de aplicaciones en pretrasplante de insecticidas nicotinoides y mezclas de nicotinoide-piretroide para el control de *Myzus persicae nicotianae* (Hemiptera: Aphididae) en Tabaco. *Agricultura Técnica*. 67: 16-22.
- Ganjisaffar, F., S. A. Andreason and T. M. Perring. 2019. Lethal and sub-Lethal effects of insecticides on the pink hibiscus mealybug, *Maconellicoccus hirsutus* (Hemiptera: Pseudococcidae). *Insects*. 10: 1-13.
- García-Morales, M., B. D. Denno, R. D. Miller, L. G. Miller, Y. Ben-Dov, and N. B. Hardy. 2016. ScaleNet: a literature-based model of scale insect biology and systematics. *Database*. 2016: 1-5.

- García-Gutiérrez, C., G. D. Rodríguez-Meza. 2012. Problemática y riesgo ambiental por el uso de plaguicidas en Sinaloa. Ra Ximhai, Universidad Autónoma Indígena de México. El Fuerte, México. 8: 1-10.
- García-Valente, F. L. D. Ortega-Arenas, H. González-Hernández, J. A. Villanueva-Jiménez, J. López-Collado y A. González-Hernández. 2008. Control biológico de la Cochinilla Rosada del Hibisco, *Maconellicoccus hirsutus* (Green) en México. Tesis de Doctorado. Postgrado en Fitosanidad, Entomología y acarología, Colegio de Postgraduados. 129 p.
- García-Valente, F., L. D. Ortega-Arenas, H. González-Hernández, J. A. Villanueva-Jiménez, J. López-Collado, A. González-Hernández y H. C. Arredondo-Bernal. 2009. Parasitismo natural e inducido de *Anagyrus kamali* sobre la cochinilla rosada en brotes de teca, en Bahía de Banderas, Nayarit. Agrociencia. 43: 729-738.
- Garzón, A., P. Medina, F. Amor, E. Viñuela and F. Budia. 2015. Toxicity and sublethal effects of six insecticides to last instar larvae and adults of the biocontrol agents *Chrysoperla carnea* (Stephens) (Neuroptera: Chrysopidae) and *Adalia bipunctata* (L.) (Coleoptera: Coccinellidae). Chemosphere 132: 87-93.
- Gautam, R. D., R. N. Pilgrim., and V. E. Stewart. 2000. The pink mealybug. Protocols for the Protection of Agricultural Production and Trade. The Systems Approach (SA). The Caribbean Agricultural Research and Development Institute (CARDI). Trinidad. 53 p.
- Gautam, R. D. 2003. Classical biological control of pink hibiscus mealybug, *Maconellicoccus hirsutus* (Green) in the Caribbean. Plant Protection Bulletin 55: 1-8
- Ghafoor, H.A., M. Afzal, M. Luqman and M. Z. Majeed. 2019. Comparative toxicity of some selected novel chemistry insecticides against mealybug *Drosicha mangiferae* (Hemiptera: Pseudococcidae) infesting citrus orchards in Pakistan. Pakistan J. Agric. Res. 32: 428-434.
- González-Hernández, H. 2010. Ficha técnica *Maconellicoccus hirsutus* (Green) Cochinilla rosada del hibisco (CRH). Servicio Nacional de Sanidad Inocuidad y Calidad Agroalimentaria. Sistema Nacional de Vigilancia Epidemiológica Fitosanitaria, SINAVEF. 32 p.
- González-Hernández, H. 2017. Familia Pseudococcidae. pp 183-185. En: Cibrián-Tovar, D. (Ed.). Fundamentos de Entomología Forestal. Universidad Autónoma Chapingo. Texcoco, Estado de México.
- Goolsby, J. A., A. A. Kirk, and D. E. Meyerdirk. 2002. Seasonal Phenology and Natural Enemies of *Maconellicoccus hirsutus* (Hemiptera: Pseudococcidae) In Australia. Fla. Entomol. 85: 494-498.

- Guedes, R. N. C. 1999. Resistencia de insetos a inseticidas. pp. 101–107. *In*: Zambolin L (Ed.). Manejo Integrado de Doencas e Pragas. Suprema, Visconde do Rio Branco, Brazil.
- Halappa B., J. S. Awaknavar, D. Archana, Sanjay-Bandi, and G. S. Arun Kumar. 2013. Laboratory evaluation of insecticides against australian beetle, *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant (Coccinellidae: Coleoptera). *Current Biotica*. 7: 196-201.
- Hassan, S. A., F. Bigler, H. Bogenschotz, E. Boller, J. Brun, J. N. M. Calis, J. Coremans-Pelseneer, C. Duso, A. Grove, U. Heimbach, N. Helyer, H. Hokkanen, G. B. Lewis, F. Mansour, L. Moreth, L. Polgar, L. Samsøe-Petersen, B. Sauphanor, A. Staubli, G. Sterk, A. Vainio, M. Van De Viere, E. G. Viogiani, and H. Vogt. 1994. Results of the sixth joint pesticide testing programme of the lcbc/wprs-working group (Pesticides and beneficial organisms). *Entomophaga*. 39:107-119.
- Huerta. A., P. Medina, G. Smagghe, P. Castañera, and E. Viñuela. 2003a. Topical toxicity of two acetic fractions of *Trichilia havanensis* Jacq., and four insecticides to larvae and adults of *Chrysoperla carnea* (Stephens) (Neuroptera: Chrysopidae). *Comm. Agric. Appl. Bio. I. Sci*. 68: 277-286.
- Huerta, A., P. Medina, P. Castañera, and E. Viñuela. 2003b. Lab studies with *Trichilia havanensis* Jacq., a botanic pesticide and adults of *Chrysoperla carnea* (Stephens). *Bull. IOBC/wprs*. 26: 25-32.
- Hussain, D., M. Akram, Z. Iqbal, A. Ali, and M. Saleem. 2010. Effect of insecticides on *Trichogramma chilonis* Ishii. (Hymenoptera: Trichogrammatidae) immature and adult survival. *J. Agric. Res*. 48: 531-537.
- Iftikhar, A., F. Hafeez, M. Hafeez, M. Farooq, M. Asif Aziz, M. Sohaib, A. Naeem, and Y. Lu. 2020. Sublethal effects of a juvenile hormone analog, Pyriproxyfen on demographic parameters of non-target predator, *Hippodamia convergens* Guerin-Meneville (Coleoptera: Coccinellidae). *Ecotoxicology*. 29:1017-1028.
- Isiordia-Aquino, N., A. Robles-Bermúdez, H. González-Hernández, O. García-Martínez, G. Luna-Esquivel, J. R. Gómez-Aguilar, A. Álvarez-Bravo y C. Santillán-Ortega. 2011. Especies ornamentales asociadas a cochinilla rosada del hibisco (Hemiptera: Pseudococcidae) en Nayarit. *Rev. Mex. Cienc. Agríc*. 3: 483-493.
- Isiordia-Aquino, N., A. Robles-Bermúdez, O. García-Martínez, R. Lomelí-Flores, R. Flores-Canales, J. R. Gómez-Aguilar y R. Espino-Alvarez. 2012. Especies forestales y arbustivas asociadas a *Maconellicoccus hirsutus* (Green) (Hemiptera: Pseudococcidae) en el norte de Nayarit, México. *Acta Zool. Mex*. 28: 414-426.
- Jansen, J. P., T. Defrance, and A. M. Warnier. 2011. Side effects of flonicamide and pymetrozine on five aphid natural enemy species. *BioControl*. 56: 759–770.

- Kairo, M. T. K., G. V. Pollard, D. D. Peterki, and V.F. Lopez. 2000. Biological control of the hibiscus mealybug, *Maconellicoccus Hirsutus* Green (Hemiptera: Pseudococcidae) in the Caribbean. *Int. Pest. Manag. Rev.* 5: 241-254.
- Kakde, A. M., V. N. Patel, and Shailesh Tayade. 2014. Evaluation of residual toxicity of some insecticides against grubs and adults of *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant. *IOSR-JESTFT.* 8: 40-43.
- Ketabi L., A. Jalalaizand, and M. R. Bagheri. 2014. A study about toxicity of some herbal insecticides on cotton aphid (*Aphis gossypii*) and its natural enemy (*Aphidius colemani*) in laboratory and greenhouse. *Adv. Environ. Biol.* 8: 2855-2858.
- Khani, A., F. Ahmadi, and M. Ghadamyari. 2012. Side effects of imidacloprid and abamectin on the mealybug destroyer, *Cryptolaemus Montrouzieri*. *Trakia J. Sci.* 10: 30-35.
- Kondo T., P. Gullan, and A. A. Ramos-Portilla. 2012. Report of new invasive scale insects (Hemiptera: Coccoidea), *Crypticerya multicastrices* Kondo and Unruh (Monophlebidae) and *Maconellicoccus hirsutus* (Green) (Pseudococcidae), on the islands of San Andres and Providencia, Colombia, with an updated taxonomic key to iceryine scale insects of South America. *Insecta Mundi* 0265: 1-17.
- Luna-Cruz, A., J. R. Lomelí-Flores, E. Rodríguez-Leyva, L. D. Ortega-Arenas y A. Huerta-de la Peña. 2011. Toxicidad de cuatro insecticidas sobre *Tamarixia triozae* (Burks) (Hymenoptera: Eulophidae) y su hospedero *Bactericera cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Triozidae). *Acta Zool. Mex.* 27: 509-526.
- Luna-Cruz, A., E. Rodríguez-Leyva, J. R. Lomeli-Flores, L. D. Ortega-Arenas, N. Bautista-Martínez, and S. Pineda. 2015. Toxicity and residual activity of insecticides against *Tamarixia triozae* (Hymenoptera: Eulophidae), a parasitoid of *Bactericera cockerelli* (Hemiptera: Triozidae). *J. Econ. Entomol.* 108: 2289-2295.
- Maneesha, A., S. R. Koteswara Rao, T. Murali Krishna, and P. Sudhakar. 2019. Safety evaluation of certain insecticides on the mealybug predator, *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant by dry film method. *J. Pharmacogn. Phytochem.* 8: 582-587.
- Mani, M. 2018. Hundred and sixty years of Australian lady bird beetle *Cryptotolaemus montrouzieri* Mulsant – a global view. *Bio. Sci. Tech.* 28: 938-952.
- Mani, M., and C. Shivaraju. 2016a. Biology. pp. 87–106. *In: Mani, M. and Shivaraju C. (Eds.). Mealybugs and their management in agricultural and horticultural crops.* Springer. New Delhi.
- Mani, M., and C. Shivaraju. 2016b. Methods of control. pp. 209–222. *In: Mani, M. and Shivaraju C. (Eds.). Mealybugs and their management in agricultural and horticultural crops.* Springer. New Delhi.

- Mansour, R., P. Suma, G. Mazzeo, K. G. Lebdi, and A. Russo. 2011. Evaluating side effects of newer insecticides on the vine mealybug parasitoid *Anagyrus* sp. near *pseudococci*, with implications for integrated pest management in vineyards. *Phytoparasitica*. 39: 369-376.
- Marsaro-Júnior, A. L., A. L. B. G. Peronti, A. M. Penteado-Dias, E. G. F. Morais, and P. R. V. S. Pereira. 2013. First report of *Maconellicoccus hirsutus* (Green, 1908) (Hemiptera: Coccoidea: Pseudococcidae) and the associated parasitoid *Anagyrus kamali* Moursi, 1948 (Hymenoptera: Encyrtidae), in Brazil. *Braz. J. Biol.* 73: 413–418.
- Martínez-Rivero, M. 2007. La Cochinilla Rosada del Hibisco, *Maconellicoccus hirsutus* (Green), un peligro potencial para la agricultura cubana. *Rev. Protección Veg.* 22: 166-182.
- Medina, P., F. Budía, P. del Estal, E. Viñuela. 2004. Influence of azadirachtin, a botanical insecticide, on *Chrysoperla carnea* (Stephens) reproduction: toxicity and ultrastructural approach. *J. Econ. Entomol.* 97: 43-50.
- Meyerdirk, D. E., R. Warkentin, B. Attavian, E. Gersabeck, A. Francis, M. Adams, and G. Francis. 2003. Manual del proyecto para el control biológico de la Cochinilla Rosada Del Hibisco. Traducción al español por el IICA. United States Department of Agriculture (USDA-APHIS). 2ed. San José, Costa Rica.
- Michaud, J. P., and G. A. Evans. 2000. Current status of pink hibiscus mealybug in Puerto Rico including a key to parasitoid species. *Fla. Entomol.* 83: 97-101.
- Michaud, J. P. 2002. Three targets of classical biological control in the Caribbean: success, contribution, and failure. pp: 335-342. *In*: VanDriesche R. G. (Ed.). Proceedings of the International Symposium on Biological Control of Arthropods. Honolulu, HI, 14–18 January 2002. Publication FHTET-03-05, USDA Forest Service, Morgantown, WV.
- Miller, D. 1999. Identification of the Pink Hibiscus Mealybug, *Maconellicoccus hirsutus* (Green) (Hemiptera: Sternorrhyncha: Pseudococcidae). *Insecta Mundi*, 13: 189-203.
- Mgocheki, N., and P. Addison. 2009. Effect of Contact Pesticides on Vine Mealybug Parasitoids, *Anagyrus* sp. near *pseudococci* (Girault) and *Coccidoxenoides perminutus* (Timberlake) (Hymenoptera: Encyrtidae). *S. Afr. J. Enol. Vitic.*, 30: 110-116.
- Muthukrishnan N., T. Maniharan, P. S. Thevan, and S. Anbu. 2005. Evaluation of buprofezin for the management of grape mealy bug, *Maconellicoccus hirsutus* (Green). *J. Ent. Res.* 29: 339-344.
- Naranjo, S. E., and D. H. Akey. 2005. Conservation of natural enemies in cotton: comparative selectivity of acetamiprid in the management of *Bemisia tabaci*. *Pest. Manag. Sci.* 61: 555-566.

- Nasreen, A., G. M. Cheema, M. Ashfaq, and M. A. Saleem. 2004. Survival of *Trichogramma chilonis* Ishii (Hymenoptera: Trichogrammatidae) after exposure to different insecticides: Laboratory studies. Pak. J. Zool. 36: 79-82.
- Ocete, R., M. A. López, Z. Dancsházy, M. E. Ocete, M. A. Pérez, I. Kajati y G. Rüll. 2003. Ensayo de técnicas blandas sobre dos plagas del manzano, *Eriosoma lanigerum* Hausm (Homoptera, Aphididae) y *Aphis pomi* De Geer (Homoptera, Aphididae), en La Rioja. Bol. San. Veg. Plagas. 29: 319-326.
- Padilla, M. R. 2000. Bioecología de la cochinilla rosada y su riesgo de ingreso en Honduras. Revista Manejo Integrado de Plagas. 57:10-22.
- Pakyari, H., F. Kasirloo, and A. Arbab. 2016. Effect of sublethal doses of Abamectin and fenpropathrin on functional response of *Cryptolaemus Montrouzieri* (Coleoptera: Coccinellidae) predator of *Planococcus citri* (Hemiptera: Pseudococcidae). J. Entomol. Zool. Stud. 4: 469-473.
- Palacios-Mendoza, C., R. Nieto-Hernández, C. Lánderal-Cazares y H. González-Hernández. 2004. Efectividad biológica de productos biodegradables para el control de la cochinilla silvestre *Dactylopius opuntiae* (Cockerell) (Homoptera; Dactylopiidae). Acta. Zool. Mex. 20: 99-106.
- Patil, A. B., and T. V. Sathe. 2011. Bio-efficacy of different insecticides and bio-pesticides against grape mealybugs *Maconellicoccus hirsutus* (Green). Int. J. Plant. Protec. 4: 340-344.
- Persad, A., and A. Khan. 2000. The effect of five insecticides on *Maconellicoccus hirsutus* (Green) (Homoptera: Pseudococcidae) and its natural enemies *Anagyrus kamali* Moursi (Hymenoptera: Encyrtidae), *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant (Coleoptera: Coccinellidae) and *Scymnus coccivora* Aiyar (Coleoptera: Coccinellidae). Int. Pest. Control. 42: 170-173.
- Pioro, B. 2006. Mealybug invades Grand Cayman. Caymanian Compass, Cayman FreePress. 22 June, 2006. Disponible en <https://www.caymancompass.com/2006/06/23/mealybug-invades-grand-cayman/> (Consultado el 18 de noviembre de 2020).
- Planes, L., J.A. Catalán, A. Tena, J. L. Porcuna, J. A. Jacas, J. Izquierdo, and A. Urbaneja. 2013. Lethal and sublethal effects of spirotetramat on the mealybug destroyer, *Cryptolaemus montrouzieri*. J. Pest. Sci. 86: 321-327.
- Ramdani, C., R. Bouharroud, M. Sbaghi, A. Mesfioui, and M. El Bouhssini. 2020. Field and laboratory evaluation of different botanical insecticides for the control of *Dactylopius opuntiae* (Cockerell) on cactus pear in Morocco. Int. J. Trop. Insect. Sci.
- Ramos-Portilla, A. A. y F. J. Serna-Cardona. 2004. Coccoidea de Colombia, con énfasis en las cochinillas harinosas (Hemiptera: Pseudococcidae). Rev. Fac. Nac. Agron. Medellín. 57: 2383-2412.

- Rasheed, M. A., M. M. Khan, M. Hafeez, J. Zhao, Y. Islam, S. Ali, S. Ur-Rehman, U. E-Hani and X. Zhou. 2020. Lethal and Sublethal Effects of Chlorpyrifos on Biological Traits and Feeding of the Aphidophagous Predator *Harmonia axyridis*. *Insects*. 11: 491.
- Reza, A. M., M. M. I. Din, and S. Parween. 2010. Toxicity of dishwashing liquids against the American cockroach, *Periplaneta americana* L. (Dictyoptera: Blattidae). *Univ. J. zool. Rajshahi*. 29: 51-56.
- Robertson J.L., Jones M. M., Olguin E. and Alberts B. 2017. Bioassays with Arthropods, Third edition, CRC Press, USA. 212 p.
- Roditakis, E., N. Fytros, M. Staurakaki, J. Vontas, and A. Tsagkarakou. 2014. Activity of flonicamid on the sweet potato whitefly *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae) and its natural enemies. *Pest Manag Sci*. 70: 1460–1467.
- Rodríguez, M. C., A. G. Silva y P. Guzmán. 2009. El bioensayo con plaguicidas en artrópodos. pp. 129–158. En: Bautista M. N., R. L. Soto y P. R. Pérez (Eds). *Tópicos selectos de estadística aplicados a la fitosanidad*. Colegio de Postgraduados, IPN CIIDIR Oaxaca, México.
- Roltsch, W. J., D. E. Meyerdirk, and R. Warkentin. 2000. Pink Hibiscus mealybug biological control in Imperial Valley. pp: 14-18. *In: Woods, D. M. (Ed.)*. Biological Control Program. California Department of Food and Agriculture, Plant Health and Pest Prevention Services. Sacramento, California.
- Rosas-García, N. M., S. L. Sarmiento-Benavides, J. M. Villegas-Mendoza, S. Hernández-Delgado, and N. Mayek-Pérez. 2010. Genetic Differentiation Among *Maconellicoccus hirsutus* (Hemiptera: Pseudococcidae) Populations Living on Different Host Plants. *Environ. Entomol*. 39: 1043-1050.
- Rosas-García, N. M. y G. M. Parra-Bracamonte. 2011. Incidencia de la cochinilla rosada del hibisco en cultivos de mango de Nayarit, México. *Acta Zool. Mex*. 27: 407-418.
- Sagarra, L. A., and D. D. Peterkin. 1999. Invasion of the Caribbean by the hibiscus mealybug, *Maconellicoccus hirsutus* Green (Hemiptera: Pseudococcidae). *Phytoprotection* 80: 103-113.
- Santiago-Islas, T., A. Zamora-Cruz, E. A. Fuentes-Temblador, L. Valencia-Luna y H. Arredondo-Bernal. 2008. Cochinilla rosada del hibisco, *Maconellicoccus hirsutus* (Hemiptera: Pseudococcidae). Pp: 177-190. En: Arredondo-Bernal, H. y L. A. Rodríguez del Bosque (Eds). *Casos de Control Biológico en México*. Mundi Prensa. México.
- Seal, D. R., M. Ciomperlik, M. L. Richards, and W. Klassen. 2006. Comparative effectiveness of chemical insecticides against the chilli thrips, *Scirtothrips dorsalis* Hood (Thysanoptera: Thripidae), on pepper and their compatibility with natural enemies. *Crop Protection*. 25: 949–955.

- SAGARPA. 2000. ACUERDO por el que se instrumenta el Dispositivo Nacional de Emergencia en los términos del artículo 46 de la Ley Federal de Sanidad Vegetal, con el objeto de prevenir el ingreso de la cochinilla rosada *Maconellicoccus hirsutus* (Green) e instrumentar las medidas fitosanitarias para monitorear y erradicar brotes eventuales de la plaga. DOF 07/02/2000.
- SENASICA. 2012a. Manual Operativo de la Campaña contra Cochinilla Rosada. Dirección General de Sanidad Vegetal. Dirección de Protección Fitosanitaria. 51 p
- SENASICA. 2012b. LINEAMIENTOS para Verificación y Certificación Fitosanitaria de Especies Vegetales Hospedantes de la Cochinilla Rosada del Hibisco (*Maconellicoccus hirsutus*, Green) en México. Dirección General de Sanidad Vegetal. Dirección de Protección Fitosanitaria. 10 p.
- SENASICA. 2016. Lineamientos por los que se establecen las medidas fitosanitarias que deberán aplicarse para la detección, control y mitigación de la introducción y dispersión de la cochinilla rosada (*Maconellicoccus hirsutus*, Green), en el territorio nacional. Dirección General de Sanidad Vegetal.
- SENASICA. 2018. Manual Operativo de la Campaña contra Cochinilla Rosada. Dirección General De Sanidad Vegetal. Dirección de Protección Fitosanitaria. Subdirección de Campañas. Departamento de Campañas de Plagas de Importancia Económica. Ciudad de México. 14 p.
- Shrewsbury, P. M., K. Bejleri, and J. D. Lea-Cox. 2006. Integrating cultural management practices and biological control to suppress citrus mealybug. Int. Soc. Hortic. Sci. 60 p.
- SINAVEF. 2020. Sistema Nacional de Vigilancia Epidemiológica Fitosanitaria. Mapa dinámico fitosanitario. Cochinilla rosada del hibisco (*Maconellicoccus hirsutus*) en México. Disponible en <http://sinavef.senasica.gob.mx/mdf/> (Consultado el 10 de diciembre de 2019).
- Sohrabi, F., P. Shishehbor, M. Saber, and M. S. Mosaddegh. 2012. Lethal and sublethal effects of buprofezin and imidacloprid on the whitefly parasitoid *Encarsia inaron* (Hymenoptera: Aphelinidae). Crop Protection. 32:83-89.
- Sparks, T. C., G. B. Watson, M. R. Loso, C. Geng, J. M. Babcock, and J. D. Thomas. 2013. Sulfoxaflor and the sulfoximine insecticides: Chemistry, mode of action and basis for efficacy on resistant insects. Pestic. Biochem. Phys. 107: 1-7.
- Stanley J., and G. Preetha. 2016. Pesticide risk assessment for arthropods predators. pp. 61-74. In: Stanley J., and G. Preetha (Eds.). Pesticide Toxicity to Non-target Organisms. Springer. Netherlands.
- Sunil-Naik, H., K. S. Jagadeesh, and B. S. Basavaraju. 2017. Biology and management of pink mealy bug, *Maconellicoccus hirsutus* (Green) on custard apple (*Annona squamosa* L.). J. Entomol. Zool. Stud. 5: 1014-1018.

- Tena, A., J. Catalán, L. Planes, J. Izquierdo y A. Urbaneja. 2013. Eficacia de spirotetramat sobre los diversos estadios de desarrollo de *Aonidiella aurantii*. Levante agrícola. 1: 1-5.
- Toorani, A. H., H. Abbasipour, and L. D. Kalkenari. 2017. Toxicity of selected biorational insecticides to *Pulvinaria aurantii* Cockerell and its predator, *Cryptolaemus montrouzieri* Mulsant in citrus field. Acta Agr. Scandinavica, Section B. Soil. Plant. Sci. 67: 723-729.
- Torres de la cruz, M., A. De la cruz- Pérez, M. Pérez de la Cruz y C. F. Ortiz-Garcia. 2019. Registro y daño de la cochinilla rosada del hibisco, *Maconellicoccus hirsutus* Green (Hemiptera: Pseudococcidae), en *Theobroma cacao* L., en Tabasco México. Rev. Chil. Entomol. 45: 157-163.
- Valencia-Luna, L., T. Santiago-Islas, A. Zamora y H. C. Arredondo-Bernal. 2007. Control biológico de la cochinilla rosada del hibiscus *Maconellicoccus hirsutus* (Hemiptera: Pseudococcidae), pp. 250-266. En: Rodríguez-del-Bosque L. A. y H. C. Arredondo-Bernal (Eds.). Teoría y Aplicación del Control Biológico. SMCB., México. 303 p.
- Vanaclocha, P., C. Vidal-Quist, S. Oheix, H. Montón, L. Planes, J. Catalán, A. Tena, M. J. Verdú, and A. Urbaneja. 2013. Acute toxicity in laboratory tests of fresh and aged residues of pesticides used in citrus on the parasitoid *Aphytis melinus*. J. Pest. Sci. 86: 329-336.
- Vega-Chávez J. L., E. Cerna-Chávez, Y. M. Ochoa-Fuentes, Y. A. Alvarado-Cepeda, J. Mayo-Hernández y O. Hernández-Bautista. 2020. Selectividad de insecticidas con el parasitoide *Tamarixia triozae* (Hymenoptera: Eulophidae) para el control de *Bactericera cockerelli* (Hemiptera: Triozidae). Nova Scientia. Revista de investigación de la Universidad De La Salle Bajío. 12: 1-18
- Vitullo, J., A. Zhang, C. Mannion, and J. C. Bergh. 2009. Expression of feeding symptoms from pink hibiscus mealybug (Hemiptera: Pseudococcidae) by commercially important cultivars of hibiscus. Fla. Entomol. 92: 248-254.
- Wanumen, A.C., G. A. Carvalho, P. Medina, E. Viñuela, and A. Adán. 2016. Residual acute toxicity of some modern insecticides toward two mirid predators of tomato pests. J. Econ. Entomol. 109: 1079-1085.
- Williams, D. 1996. A brief account of the hibiscus mealybug *Maconellicoccus hirsutus* (Hemiptera: Pseudococcidae), a pest of agriculture and horticulture, with descriptions of two related species from southern Asia. Bull. Entomol. Res. 86: 617-628.
- Yeary, W., A. Fulcher, W. Klingeman, J. Grant, and S. Xiaocun. 2015. Response of three natural enemy species to contact and systemic insecticide exposure in confined assays. J. Entomol. Sci. 50: 35-46.
- Yu, S. J. 2015. The Toxicology and Biochemistry of Insecticides. Second Edition. CRC Press, USA. 380 p.