



COLEGIO DE POSTGRADUADOS

INSTITUCIÓN DE ENSEÑANZA E INVESTIGACIÓN EN CIENCIAS AGRÍCOLAS

CAMPUS MONTECILLO
POSTGRADO DE FITOSANIDAD
ENTOMOLOGÍA Y ACAROLOGÍA

**TOXICIDAD DE CUATRO INSECTICIDAS SOBRE
Tamarixia triozae (BURKS) (HYMENOPTERA:
EULOPHIDAE) Y SU HOSPEDERO *Bactericera
cockerelli* (SULC) (HEMIPTERA: PSYLLIDAE)**

ALFONSO LUNA CRUZ

T E S I S

PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL GRADO DE:

MAESTRO EN CIENCIAS

MONTECILLO, TEXCOCO, EDO. DE MÉXICO

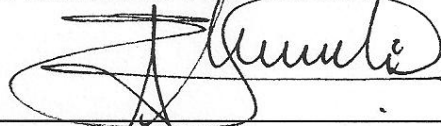
2010

La presente tesis titulada: **TOXICIDAD DE CUATRO INSECTICIDAS SOBRE *Tamarixia triozae* (BURKS) (HYMENOPTERA: EULOPHIDAE) Y SU HOSPEDERO *Bactericera cockerelli* (SULC) (HEMIPTERA: PSYLLIDAE)**, realizada por el alumno: **ALFONSO LUNA CRUZ**, 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

Consejero:



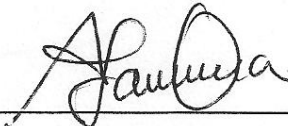
Dr. J. Refugio Lomeli Flores

Asesor:



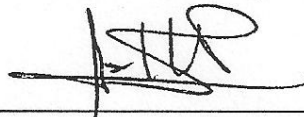
Dr. Esteban Rodríguez Leyva

Asesor:



Dra. Laura Delia Ortega Arenas

Asesor:



Dr. Arturo Huerta de la Peña

Montecillo, Texcoco, Estado de México, mayo 2010

**TOXICIDAD DE CUATRO INSECTICIDAS SOBRE *Tamarixia triozae* (BURKS)
(HYMENOPTERA: EULOPHIDAE) Y SU HOSPEDERO *Bactericera cockerelli* (SULC)
(HEMIPTERA: PSYLLIDAE)**

Alfonso Luna Cruz, M.C.

Colegio de Postgraduados, 2010

RESUMEN

Bactericera cockerelli es una de las plagas más importantes en solanáceas en México. Su manejo se basa en el uso de insecticidas y recientemente se ha explorado el uso del parasitoide *Tamarixia triozae* dentro de un programa de MIP. El objetivo del presente trabajo fue explorar la compatibilidad de insecticidas con este parasitoide. En este trabajo se evaluó, en condiciones de laboratorio ($25\pm 2^{\circ}\text{C}$, $60\pm 5\%$ H.R.), la toxicidad de Azadiractina, Spinosad, Imidacloprid y Abamectina sobre *T. triozae* y *B. cockerelli*. Los cuatro insecticidas resultaron tóxicos tanto para el psílido como para el parasitoide, aunque el grado de toxicidad dependió de la especie, insecticida, estado biológico específico, dosis y forma en que los insectos se expusieron a los productos. De acuerdo a la IOBC, la Abamectina y el Spinosad fueron los productos más tóxicos (categoría 3), mientras Imidacloprid y Azadiractina presentaron niveles bajos de toxicidad (categoría 1). Las ninfas del psílido fueron más tolerantes a los insecticidas que los adultos y la toxicidad se incrementó cuando los insectos se sumergieron directamente en los productos. El Imidacloprid, a dosis de 1.0 L ha^{-1} , aplicado directamente sobre las pupas nulificó la emergencia del parasitoide. Spinosad fue el producto más persistente para el psílido y Abamectina para el parasitoide, el efecto de ambos perduró hasta los 29 días. Por tanto, en condiciones de laboratorio ningún insecticida mostró compatibilidad con el uso de *T. triozae* al ser aplicados de manera simultánea, ya sea porque no fueron efectivos contra *B. cockerelli* (Azadiractina e Imidacloprid) o porque fueron muy tóxicos al parasitoide (Abamectina y Spinosad). En este trabajo se discuten algunas de las posibilidades de la combinación de estas estrategias de control, particularmente se indica la importancia de evaluar los productos en condiciones de campo.

Palabras clave: Psyllidae, plaguicidas, control biológico, manejo integrado.

**TOXICITY OF FOUR INSECTICIDES ON *TAMARIXIA TRIOZAE* (BURKS)
(HYMENOPTERA: EULOPHIDAE) AND ITS HOST *BACTERICERA COCKERELLI*
(SULC) (HEMIPTERA: PSYLLIDAE)**

Alfonso Luna Cruz, M.C.

Colegio de Postgraduados, 2010

ABSTRAC

Bactericera cockerelli is one of the most important pests in solanaceous crops in Mexico. Insecticides use is the most common control strategy against this pest, but recently the parasitoid *Tamarixia triozae* was proposed as part of IPM programs; thus, the objective of the present research was to explore compatibility of insecticides and parasitoids. We evaluated, under laboratory conditions (25±2°C, 60±5% H.R.), Azadirachtin, Spinosad, Imidacloprid and Abamectin toxicity on *T. triozae* y *B. cockerelli*. All insecticides showed toxicity for both species, but toxicity level depended on species, insecticide, stage-specific, doses and route of exposure. Abamectin and Spinosad were the most toxic products (IOBC category 3), following by Imidacloprid and Azadirachtin (IOBC category 1). Psyllid nymphs were more tolerant than adults to insecticides; toxicity increased when psyllid nymphs and parasitoid pupae were submerged in insecticides. Imidacloprid at 1 L ha⁻¹ avoided the parasitoid emergence. Residual toxicity against *B. cockerelli* was longer for Spinosad (29 d post-application), and Abamectin presented the same residual toxicity against *T. triozae*. Under laboratory conditions none of the insecticides used in this research showed compatibility with the parasitoid when they are used at the same time, because some were ineffective to control *B. cockerelli* (Azadirachtin and Imidacloprid) or because high toxicity to *T. triozae* (Abamectin and Spinosad). In this paper the compatibility of these control strategies are discussed and we indicated the importance of conducting field evaluation of the same products.

Key words: Psyllidae, pesticides, biological control, pest management.

DEDICATORIA

A MI ESPOSA: Adriana Meraz Terrazas, por su invaluable ayuda, por su comprensión en este duro camino que los dos hemos emprendido y por el amor, la confianza y la paciencia que me ha brindado para cumplir un reto más en la vida.

A MI HIJO: Jesús Francisco (Chuchopan), que quizá sin saberlo, ha sido la fuente de inspiración para seguir adelante y por los ratos de ternura que ambos pasamos haciendo más ameno este duro camino. Hijo debemos seguir haciendo historia y ojalá Dios nos permite tener a un hermanito(a) para jugar y divertirnos mucho todos!

A MIS PADRES: Francisco Luna Martínez y María Félix Cruz Moreno, porque sembraron en mí principios y valores que me han hecho un hombre de bien y acostumbrado a luchar por lo que quiero. **Papá** gracias por ser uno de los pilares más importantes en la vida y porque me has apoyado en todo lo que he emprendido, gran parte de lo que soy te lo debo a ti; los dos sabemos que la distancia que nos une no ha sido un factor para no echarle ganas y que al final conjugamos nuestros esfuerzos para salir adelante. Te quiero papá! **Mamá** nunca olvidaré todos los esfuerzos que hiciste para sacarme adelante, recuerdo muy bien las dificultades que pasamos cuando era un niño y aun así me enseñaste a trabajar y ganarme la vida honradamente, lástima que el destino no permitiera que tú y papá estén juntos; al final lo importante es que los tengo a los dos. **LOS QUIERO MUCHO!**

A MIS HERMANOS: Luisa, Toña, Flavio, Adriana y Francisco, por su apoyo, confianza y por creer en mí. Hermanos admiro las ganas que le ponen a la vida, nuestra limitante ha sido nacer con escasos recursos económicos pero hay que seguir demostrando que con trabajo es posible alcanzar grandes cosas, no desesperemos! Lo importante es disfrutar lo que tenemos, poco o mucho es nuestro. **Ánimo!**

A MIS SUEGROS: Por el apoyo brindado en los momentos más difíciles durante estos últimos años. Y por aguantar las travesuras de su nieto Chuchopan!

AGRADECIMIENTOS

A DIOS por darme la vida y por permitirme vivirla llena de retos y buenas cosas a lo largo de mi existencia.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) por brindarme el apoyo económico para la realización de mis estudios de Maestría.

Al Colegio de Postgraduados por concederme la oportunidad de continuar con mi formación profesional en sus instalaciones y poner a mi disposición toda su infraestructura y plantilla de profesores.

A Koppert de México por el apoyo económico otorgado para la realización de mi proyecto de investigación.

A mi Consejero Dr. José Refugio Lomeli Flores por creer en mí y por su invaluable apoyo en el desarrollo de la investigación, por todos los conocimientos transmitidos y por la preocupación que siempre mostró hacia mi persona.

Al Dr. Esteban Rodríguez Leyva por sus atinados consejos en la mejora de mi trabajo de investigación y por su disposición cuando solicité su ayuda.

A la Dra. Laura Delia Arenas por su contribución al buen desarrollo de la investigación y por las rigurosas observaciones realizadas.

Al Dr. Arturo Huerta de la Peña por la asesoría brindada en la presente investigación y por la buena disposición que siempre mostró hacia mí.

A la C. Trinidad Lomeli Flores por el apoyo brindado durante la investigación y por estar siempre pendiente de las necesidades de material.

A MIS AMIGOS: de toda la vida y los que encontré en el Colegio de Postgraduados.

CONTENIDO

	PÁG.
RESUMEN.....	iii
ABSTRACT.....	iv
DEDICATORIA.....	v
AGRADECIMIENTOS.....	vi
ÍNDICE DE CUADROS.....	ix
ÍNDICE DE FIGURAS.....	x
1. INTRODUCCIÓN.....	1
OBJETIVOS.....	2
2. REVISIÓN DE LITERATURA.....	3
2.1. <i>Bactericera cockerelli</i> (Sulc).....	3
2.1.1. Distribución geográfica.....	3
2.1.2. Hospederos.....	3
2.1.3. Daños.....	4
2.1.4. <i>Bactericera cockerelli</i> en el cultivo de jitomate en México.....	5
2.2. Métodos de control de <i>B. cockerelli</i>	5
2.2.1. Control químico.....	5
2.2.2. Control biológico.....	6
2.2.3. Compatibilidad entre insecticidas químicos y enemigos naturales.....	7
2.2.4. Insecticidas tóxicos para la fauna benéfica pero de baja persistencia.....	9
3. MATERIALES Y MÉTODOS.....	9
3.1. Cría de <i>Bactericera cockerelli</i> y <i>Tamarixia triozae</i>	9
3.2. Insecticidas.....	10
3.3. Toxicidad de insecticidas sobre adultos y ninfas del psílido, y adultos y pupas del parasitoide.....	11
3.3.1. Exposición de adultos del psílido y parasitoides a plantas tratadas (cajas clip).....	11
3.3.2. Exposición de ninfas de cuarto instar del psílido y parasitoide a discos de hojas de jitomate tratadas con insecticidas.....	12
3.3.3. Inmersión de ninfas en insecticidas.....	13

3.3.4. Inmersión de pupas del parasitoide en insecticida.....	13
3.3.5. Exposición de ninfas de cuarto instar del psílido y parasitoide a plantas tratadas en el tiempo.....	14
3.4. Análisis Estadístico.....	15
4. RESULTADOS	15
4.1. Toxicidad de insecticidas en adultos del psílido y el parasitoide expuestos a plantas tratadas.....	15
4.2. Toxicidad de insecticidas en ninfas de cuarto instar del psílido y parasitoides expuestos a discos de hoja de jitomate tratadas con insecticidas.....	17
4.3. Toxicidad de insecticidas en ninfas del psílido inmersas en el producto y subsecuente exposición de adultos del parasitoide.....	17
4.4. Toxicidad de insecticidas en pupas del parasitoide.....	18
4.5. Toxicidad residual de insecticidas en ninfas de cuarto instar del psílido y parasitoides a plantas tratadas en el tiempo.....	19
5. DISCUSIÓN	21
6. CONCLUSIONES	26
7. LITERATURA CITADA	27

ÍNDICE DE CUADROS

PÁG.

Cuadro 1.	Dosis de insecticidas evaluados en adultos de <i>Tamarixia triozae</i> , y adultos y ninfas de cuarto instar de <i>Bactericera cockerelli</i>	11
Cuadro 2.	Mortalidad de adultos de <i>Bactericera cockerelli</i> y <i>Tamarixia triozae</i> 24 h después de su exposición a hojas de jitomate (cajas clip) tratadas con insecticidas.....	16
Cuadro 3.	Mortalidad de ninfas de <i>Bactericera cockerelli</i> y adultos de <i>Tamarixia triozae</i> 24 h después de su exposición a hojas de jitomate tratadas con insecticidas.....	17
Cuadro 4.	Mortalidad de ninfas de <i>Bactericera cockerelli</i> colocadas en discos de hoja de jitomate e inmersas en insecticidas, y mortalidad de adultos de <i>Tamarixia triozae</i> expuestos a ninfas tratadas con insecticidas.....	18
Cuadro 5.	Emergencia de adultos del parasitoide <i>Tamarixia triozae</i> 6 d después de que las pupas se sumergieron en diferentes insecticidas.....	19
Cuadro 6.	Mortalidad de ninfas de cuarto instar de <i>B. cockerelli</i> a diferentes días después de ser expuestas a discos de hoja de jitomate tratadas con insecticidas a dosis máxima.....	20
Cuadro 7.	Mortalidad de adultos de <i>Tamarixia triozae</i> a diferentes días después de ser expuestas a discos de hoja de jitomate tratadas con insecticidas a dosis máxima.....	21

ÍNDICE DE FIGURAS

PÁG.

Figura 1.	Colocación de jaula entomológica circular tipo clip e introducción de psílido adulto y parasitoides.....	12
Figura 2.	Ninfas de cuarto instar del psílido y parasitoide expuestos a discos de hoja de jitomate tratadas con insecticidas	13
Figura 3.	Inmersión de ninfas de cuarto instar del psílido en insecticidas.....	13
Figura 4.	Inmersión de pupas del parasitoide de seis días de edad en los insecticidas.....	14
Figura 5.	Aspersión de insecticidas sobre plantas de jitomate de 100 días de edad con los insecticidas.....	15

1. INTRODUCCIÓN

El control biológico ha mostrado ser una alternativa viable dentro del contexto de Manejo Integrado de Plagas (MIP). No obstante, en algunos programas MIP se requiere el uso de insecticidas que actúen en algún momento del desarrollo de ciertas plagas (Barret *et al.* 1994, Stark & Rangus 1994, Zuazúa 2003). Por regla general, los insecticidas se perciben como sustancias poco compatibles con programas de control biológico, debido a la toxicidad de la mayoría de estos hacia insectos benéficos (Blanco & Bernal 2003), por lo que se requiere más información que permita vislumbrar claramente los alcances y limitaciones al implementar ambas técnicas dentro de una estrategia de MIP (Stark *et al.* 2004).

En la literatura con frecuencia se enuncia que el resurgimiento de las plagas después de una aplicación de insecticidas es más rápido que el de los enemigos naturales (Van den Berg *et al.* 1998), por lo que ahora se buscan plaguicidas que ejerzan un menor impacto sobre estos, con el fin de complementar el éxito de ambas estrategias de control (Croft & Brown 1975, Messing & Croft 1990, Blanco & Bernal 2003).

La peligrosidad de un plaguicida se determina a partir del riesgo que el producto ocasiona para los enemigos naturales, y de la exposición al plaguicida a que estén sometidos. En las pruebas de laboratorio se evalúan los efectos de una ruta de exposición al plaguicida, mientras que en campo, los organismos benéficos pueden recibir exposición de tres fuentes: exposición directa a gotas del producto, absorción de residuos por contacto con superficies contaminadas, y consumo de alimentos contaminados (Croft 1990).

En el caso particular del manejo de *Bactericera cockerelli* (Sulc), el control químico y el cultural son las alternativas que más se han explotado, aun cuando esta plaga representa una de las limitantes más severas en la producción de solanáceas en algunas regiones en México (Bujanos *et al.* 2005) y papa en el sur de Texas (Liu & Trumble 2006). En México se han evaluado insecticidas de diferentes grupos toxicológicos contra esta plaga, donde Nim, Metamidofos, Endosulfan, Abamectina, Spinosad, Imidacloprid y Thiamethoxam han demostrado efectividad para su combate en campo (Tiscareño *et al.* 2002, Bujanos *et al.* 2005, Avilés-González *et al.* 2005, López-Durán 2009). Sin embargo, las restricciones en el manejo de productos químicos y las deficiencias en su uso (Vega-Gutiérrez *et al.* 2008) han obligado a la búsqueda de alternativas como el manejo integrado de *B. cockerelli* donde los enemigos naturales juegan un papel importante (Trumble 1990, Norris *et al.* 2003). La lista de enemigos

naturales de *B. cockerelli* incluye hongos entomopatógenos, depredadores y parasitoides (Compere 1943, Pletsch 1947, Lomeli & Bueno 2002, Bujanos *et al.* 2005, Bravo & López 2007); entre los últimos se encuentra *Tamarixia triozae* (Burks), un ectoparásitoide solitario de ninfas de cuarto y quinto instar de *B. cockerelli* (Sulc) (Jensen 1971, Rojas *et al.* 2009, Vega 2010), que se ha colectado de solanáceas en México y algunos lugares de Estados Unidos, y se considera el principal agente de regulación de esta plaga en regiones productoras de papa y jitomate en ambos países (Jensen 1957, Johnson 1971, Lomeli & Bueno 2002, Bujanos *et al.* 2005, González-Hernández *et al.* 2008).

Como se indicó anteriormente, la mayor parte de los programas de control de *B. cockerelli* incluyen la aplicación de insecticidas y se carece de estudios que indiquen el efecto de estos productos sobre la fauna benéfica, específicamente sobre *T. triozae*. Por lo anterior, el objetivo general del presente trabajo fue evaluar la susceptibilidad de *B. cockerelli* y su parásitoide *T. triozae* a cuatro insecticidas en ensayos de laboratorio.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Evaluar la toxicidad de cuatro insecticidas en *Tamarixia triozae* y *Bactericera cockerelli*.
- Determinar la toxicidad residual de cuatro insecticidas en *T. triozae* y *B. cockerelli*.

2. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. *Bactericera cockerelli* (Sulc)

Este insecto fue colectado por primera vez en 1909 por T. D. Cockerell en el estado de Colorado (EUA), posteriormente Sulc (1909) realizó la descripción formal y le asignó el nombre de *Trioza cockerelli*, más tarde fue reconocido como *Paratrioza cockerelli* (Crawford 1911), y recientemente el género se revisó y se le asignó el nombre de *Bactericera cockerelli* (Burckhardt y Lauterer 1997, Miller *et al.* 2000). Esta especie, se conoce con los nombres comunes de pulgón saltador, psílido de la papa, psílido del tomate, o simplemente como salerillo (Pletsch 1947, Garzón-Tiznado 1984). La alta capacidad reproductiva, su amplia distribución geográfica, la variedad de hospedantes silvestres así como cultivados y su capacidad de transmitir fitopatógenos colocan a esta especie como una de las principales plagas a combatir en cultivos de solanáceas en México y algunos lugares de EUA (Bujanos *et al.* 2005, Liu *et al.* 2006).

2.1.1. Distribución geográfica

Bactericera cockerelli es un insecto que se encuentra ampliamente distribuido en la parte Norte y Centro del Continente Americano, incluyendo áreas de Estados Unidos y Canadá (Liu *et al.* 2006), y en 2006 se detectó en Nueva Zelanda en cultivo de tomate (Anónimo 2006). En México se registró desde 1947 (Pletsch 1947) y actualmente se distribuye en Coahuila, Chihuahua, Durango, Baja California, Estado de México, Guanajuato, Aguascalientes, Jalisco, Michoacán, Morelos, Nayarit, Oaxaca, Puebla, San Luis Potosí, Sonora y Sinaloa sobre cultivos de papa, tomate y chile (Avilés *et al.* 2002, Velázquez *et al.* 2005, García 2007).

2.1.2. Hospederos

Los principales hospederos de *B. cockerelli* son especies de la familia Solanaceae (Almeyda-León *et al.* 2008), aunque Pletsch (1947) y Wallis (1955) mencionan que también se ha detectado en algunas especies de las familias Amaranthaceae, Fabaceae, Lamiaceae, Malvaceae, Pinaceae, Poaceae, Polygonaceae, Rosaceae, Salicaceae, y Zygophyllaceae. Por otro lado, Servin *et al.* (2008) reportan como nuevos hospederos a *Phaseolus vulgaris* L. (frijol), *Datura discolor* Bernh (Toloache) y *Solanum umbellatum* Millar (Hierba mora); particularmente

las dos últimas especies se encuentran asociadas al cultivo de tomate y deben recibir mayor atención por encontrarse asociados a estos cultivos, ya que pueden ser reservorios de la plaga y posibles fitopatógenos.

2.1.3. Daños

Entre los problemas más relevantes generados por *B. cockerelli* está su capacidad para inyectar una toxina que provoca modificaciones en el color normal de las hojas, tornándolas amarillas o moradas, esta sintomatología se conoce como “el amarillamiento del psílido” o “punta morada de la papa”, lo que impide el desarrollo normal de la planta y como consecuencia su muerte. Este nombre se debe a que la planta presenta síntomas que incluyen detención del crecimiento, proliferación de brotes nuevos, clorosis y tonos purpura de las hojas, estimulación de la floración, y sobreproducción de frutos pequeños y de baja calidad en jitomate (Richards 1928, Severin 1940, Wallis 1948, Liu *et al.* 2006, Servin *et al.* 2008). Recientemente, en Sinaloa se detectaron enfermedades ocasionadas por fitoplasmas, entre los más importantes se encuentra el grupo I (16SrI), el cual provoca la punta morada de la papa (PPT), la hoja pequeña del tomate (ToLL), y el fitoplasma de la hoja pequeña del chile (PeLL) (Chávez-Medina 2006). Las pérdidas que estas enfermedades están generando en las principales zonas productoras de solanáceas en México, han llamado la atención para la búsqueda de un manejo integrado del complejo de estas enfermedades y su vector.

Algunos estudios realizados en México, a través de técnicas moleculares y biológicas, demostraron que *B. cockerelli* está asociado con algunos fitopatógenos y que puede transmitirlos en plantas de chile, *Capsicum annuum* L.; jitomate, *Solanum lycopersicum* L.; tomatillo *Physalis ixocarpa* Brot. y papa, *Solanum tuberosum* L. (Leyva-Lopez *et al.* 2002, Munyaneza *et al.* 2007, Santos-Cervantes *et al.* 2007, Garzón-Tiznado *et al.* 2009). En la región de El Bajío, México, Garzón-Tiznado (1984) reportó por primera vez la enfermedad denominada permanente del tomate (PT) durante el ciclo primavera-verano en la década de los 1980`s. Este autor señaló que esta enfermedad es provocada por un fitoplasma y transmitida por *B. cockerelli*, pero recientemente se propuso que un patógeno causante de esta sintomatología en otros países es la bacteria *Candidatus Liberibacter psyllaourous* que es transmitida por este psílido (Hansen *et al.* 2008).

2.1.4. *Bactericera cockerelli* en el cultivo de jitomate en México

El jitomate (*Solanum lycopersicum*) representa un cultivo muy importante dentro de la horticultura mexicana. México tiene una producción de más de 2.2 millones de toneladas, con valor estimado de 12.7 mil millones de pesos y una superficie cosechada de 56 mil ha (SIAP 2008); sin embargo, este cultivo es blanco de plagas como *B. cockerelli* que ha causado pérdidas superiores al 45% en la producción nacional de esta hortaliza (Bujanos *et al.* 2005). Sólo en el estado de Guanajuato en los años 1990`s mermó el 60% de la producción de jitomate, ocasionando que en años subsecuentes la superficie cultivada se redujera en un 85% (Garzón 2003).

Trabajos recientes manifiestan la existencia de biotipos de *B. cockerelli*, que los distingue por su capacidad reproductiva y de propagación al invadir en forma rápida cultivos de tomate en California (EUA) y Baja California (México), se generan así abundantes poblaciones y como consecuencia pérdidas mayores al 50% de la producción de fruto en fresco. Asimismo, dichos biotipos muestran niveles de resistencia mayores que los encontrados en las poblaciones nativas de Texas (Liu *et al.* 2006, Liu & Trumble 2007).

2.1.5. Métodos de control de *B. cockerelli*

2.1.6. Control químico

El control químico de plagas es una práctica frecuente en los agroecosistemas agrícolas. Sin embargo, su mal manejo ha provocado un gran número de problemas entre los que destacan la contaminación ambiental, desequilibrio ecológico, intoxicación de los usuarios y surgimiento de insectos resistentes a los productos (Vendramin & Rodríguez 2003).

En el caso del combate de *B. cockerelli* en cultivo de solanáceas, generalmente el agricultor hace uso de insecticidas químicos como única herramienta (Trumble 1990) y comúnmente se aplican cuando la densidad del psílido es alta (más de 30 ninfas por planta) (Liu & Trumble 2006). Este tipo de manejo puede incrementar los riesgos de que la población genere resistencia en el corto plazo. En Coahuila y San Luis Potosí es común que se realicen hasta doce aplicaciones de insecticidas durante la temporada de cultivo de jitomate y papa, y se desconoce el estado de susceptibilidad a estos agroquímicos (Vega-Gutiérrez *et al.* 2008).

En México se han evaluado diferentes insecticidas de diferentes grupos toxicológicos, donde Abamectina, Spinosad, Imidacloprid y Thiamethoxam demostraron su efectividad para el combate de

esta plaga en campo (Avilés-González *et al.* 2005, Bujanos *et al.* 2005). Sin embargo, las restricciones en el manejo de productos químicos, y las deficiencias en su uso (Vega-Gutiérrez *et al.* 2008), han obligado a la búsqueda de alternativas como el manejo integrado de *B. cockerelli* donde el control biológico, el control con extractos vegetales y el control legal pudieran ser utilizados en combinación con el control químico (Trumble 1990, Norris *et al.* 2003). Por ejemplo, en el altiplano de San Luis Potosí, los productores en coordinación con la Secretaria de Agricultura, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación (SAGARPA) implementaron acciones que incluyen el uso de un depredador, *Chrysoperla carnea* (Stephens), y de extractos de *Azadirachta indica* A. Juss en el manejo de *B. cockerelli* (Vega-Gutiérrez *et al.* 2008), estas acciones se refuerzan aplicando medidas de control legal sustentadas en la Norma Oficial Mexicana NOM-081-FITO-2001, que se refiere al manejo y eliminación de focos de infestación de plagas con el establecimiento o reordenamiento de fechas de siembra y destrucción de residuos de cosecha (SAGARPA 2001).

2.1.7. Control Biológico

La lista de enemigos naturales de *B. cockerelli* incluye algunos hongos entomopatógenos como *Beauveria bassiana*, *Metarhizium anisopliaeae* y *Verticilium lecanii*, depredadores como *Chrysoperla* spp., *Geocoris* spp. e *Hippodamia convergens* Guérin–Menenville; además de los parasitoides de ninfas *Metaphycus psyllidis* Compere, y *Tamarixia triozae* (Burks) (Compere 1943, Pletsch 1947, Lomeli-Flores & Bueno 2002, Bujanos *et al.* 2005, Bravo & López 2007). Este último parasitoide se observó desarrollándose en ninfas de *B. cockerelli* en hospederos no cultivados y se describió originalmente como *Tetrastichus* sp., un parasitoide de la familia Eulophidae (Romney 1939).

En observaciones de campo, Johnson (1971) concluyó que *T. triozae* era ineficaz para el control biológico del psílido del tomate debido a que existía poca sincronización entre ambos, por la aparición tardía del parasitoide y su alta mortalidad en el estado de pupa (38-100%). Estudios de campo en Oaxaca, México, muestran resultados diferentes a los de Johnson (1971), ya que en cultivos de chile, cuando no se aplican insecticidas, se llegaron a presentar niveles por arriba del 80% de parasitismo (Bravo & López 2007). Además, en estudios de laboratorio se ha observado que las avispas hembra depositan los huevos en ninfas de cuarto y quinto instar del psílido, tiene un ciclo de vida casi de la mitad de tiempo que su hospedero (Rojas *et al.* 2009,

Rojas 2010) y presenta alimentación sobre las ninfas (Rojas *et al.* 2009, Vega 2010), lo que da una idea de su potencial como agente de control biológico.

Actualmente es escasa la información publicada acerca de este parasitoide, se sabe que en Nueva Zelanda lo han importado como un agente potencial de control biológico clásico para combatir el psílido del tomate (*B. cockerelli*) y que se encuentra presente en este país desde el año 2006 (Anónimo 2006, Workman & Whiteman 2009).

A pesar de que se ha mencionado que *T. triozae* no es muy efectivo en campo por la poca sincronización con la aparición de *B. cockerelli*, actualmente es posible establecer crías masivas de este parasitoide e incorporarlo en programas de control biológico por aumento (Lomeli-Flores & Bueno 2002, Yano 2004) y aunque este parece ser el control más deseable, algunas plagas con alta tasa de reproducción y movilidad, son difíciles de controlar sólo biológicamente y requieren el uso de insecticidas selectivos que actúen junto con el control biológico (Stark & Rangus 1994). En nuestro país la presente investigación es una de las primeras que se realizan con insecticidas para conocer a que grado los parasitoides pueden ser afectados por estos productos y la factibilidad del uso combinado de control biológico y químico en Programas de Manejo Integrado.

2.1.8. Compatibilidad entre insecticidas químicos y enemigos naturales

Para el uso conjunto de plaguicidas y enemigos naturales en MIP, lo conveniente es establecer previamente la compatibilidad entre ellos (Barret *et al.* 1994, Stark *et al.* 2004). De esta manera, es necesario estudiar en laboratorio la toxicidad por contacto residual de los productos sobre los parasitoides y depredadores (Hassan 1994), ya que la aplicación de plaguicidas de poca residualidad durante las épocas en que los agentes de control biológico no están presentes crea una oportunidad para que su uso produzca un menor impacto directo en estos. Según Legaspi *et al.* (2000), Udayagiri *et al.* (2000) es posible reducir el efecto negativo de estos productos si se determina perfectamente la residualidad del producto y/o su toxicidad (Theiling & Croft 1988, Messing & Croft 1990).

Otra consideración a tomarse en cuenta es el modo de degradación, así los insecticidas piretroides se degradan al estar expuestos a la luz ultravioleta (Yamamoto 1970), mientras que el

grupo de las diacilhidrazinas es degradado principalmente por la acción de los microorganismos (Dhadialla *et al.* 1998). Esto se refleja en que los primeros sean persistentes en condiciones de invernadero o dentro de estructuras que no estén expuestas a la luz ultravioleta del exterior. A su vez que la degradación de los segundos está influenciada por el clima que rige más directamente el metabolismo microbiano.

Los insecticidas son un componente integral dentro de programas de MIP (Graves *et al.* 1999), por lo que la selectividad de estos es uno de los requerimientos principales, además de que deben ser efectivos contra la plaga, pero relativamente seguros para los enemigos naturales. Diversos autores señalaron que los artrópodos benéficos exhiben a menudo mayor susceptibilidad a la persistencia de insecticidas que la plaga u hospedero (Croft 1990, Stark *et al.* 1992, Ruberson *et al.* 1998), y señalan que esto es ocasionado por una variedad de factores que incluyen su comportamiento activo de búsqueda, capacidad más baja de desintoxicación, variación genética más baja y limitación del alimento (Tabashnik & Johnson 1999). A pesar de esto, las posibles vías de entrada del tóxico en el enemigo son bastantes, por lo que es necesario ensayar también métodos complementarios que reproduzcan en parte lo que ocurre en el cultivo (Croft 1990, Viñuela & Jacas 1993).

Con pocas excepciones, los adultos de himenópteros parasitoides son al menos tan susceptibles al contacto con insecticidas como sus respectivos huéspedes. Por lo tanto, muchos parasitoides adultos son destruidos en el curso de programas de control con insecticidas no selectivos (Bartlett 1958). La vía de entrada de un insecticida a un parasitoide inmaduro puede ocurrir de dos formas: a) el insecticida es consumido por el parasitoide mientras se alimenta de su hospedero, y b) el compuesto tóxico ingresa por difusión desde los tejidos y fluidos del hospedero directamente hacia la cutícula y tráqueas del parasitoide (Stark *et al.* 1992). El parasitoide adulto puede entrar en contacto con el insecticida al alimentarse de polen o néctar de flores, o al limpiar su cuerpo con sus patas, contaminándolo con los residuos en sus tarsos (Gratwick 1957).

2.1.9. Insecticidas tóxicos para la fauna benéfica pero de baja persistencia

En la actualidad existe un nuevo grupo de plaguicidas, llamados bioplaguicidas, que incluye los plaguicidas microbiales, nematodos entomopatógenos, baculovirus y plaguicidas derivados de plantas (Hall & Menn 1999) y que podrían ser utilizados para el manejo del psílido del tomate. Los bioinsecticidas representan aproximadamente el 4.5% del uso mundial de insecticidas, y se espera un incremento anual de 10-15% (Menn 1996), los de mayor importancia económica han sido las avermectinas, derivadas del proceso de la fermentación de una especie de *Streptomyces*, definida químicamente como lactonas macrocíclicas. Las más notables son Abamectina (avermectina B1) y su análogo Emamectina benzoato (Hall & Menn 1999).

Otra clase de bioinsecticidas son las spinosinas, derivadas del proceso de la fermentación de especies de *Saccharopolyspora*. El producto más importante de este grupo es el Spinosad el cual tiene excelente actividad contra larvas de lepidópteros, dípteros, trips, y algunos coleópteros e himenópteros. Debido a su modo de acción múltiple, se espera que el desarrollo de plagas resistentes a las espinosinas no sea muy rápido (Sparks *et al.* 1999, Dow AgroSciences 2010).

Un insecticida de origen no sintético, considerado como regulador del crecimiento, es el extracto del árbol del Nim (*Azadiractha indica*), que interfiere con los hábitos alimenticios, los niveles de varias hormonas, el proceso de la muda, la formación de larvas “permanentes”, la espermatógenesis, la fecundidad y la oviposición en varios órdenes de insectos (Tomlin 1997, Weinzierl 2000). Además posee cierta sistemicidad en las plantas (Duthie-Holt *et al.* 1999), es de poca estabilidad si se expone a la luz solar (Coats 1994) y se ha reportado como menos tóxico a los enemigos naturales que a las plagas (Schumutterer 1990, Banken & Stark 1997).

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Cría de *Bactericera cockerelli* y *Tamarixia triozae*

La cría del psílido se estableció con 300 adultos proporcionados por la empresa Koppert de México. Los adultos se introdujeron en jaulas entomológicas (90x 90x95 cm) cubiertas con

tela de organza, donde se colocaron plantas de jitomate (*Solanum lycopersicum* L.) variedad Río Grande[®] de 45 a 60 días de edad, en macetas de plástico que contenían una mezcla de arena de tezontle y peat moss (1:2) como sustrato, mismas que se regaron diariamente con solución nutritiva. Los adultos se mantuvieron sobre las plantas durante una semana y luego se retiraron con un aspirador. Las plantas infestadas se trasladaron a otra jaula para observar su desarrollo y esperar la emergencia de los nuevos adultos. Este proceso se realizó en forma periódica para tener material biológico durante el experimento.

La cría del parasitoide se inició en agosto de 2009 con ejemplares provenientes de ninfas de *B. cockerelli* parasitadas por *T. triozae* colectadas en campos agrícolas en Salvatierra, Guanajuato (Rojas 2010). Los parasitoides adultos se liberaron en jaulas entomológicas (90x90x95 cm) que contenían plantas de jitomate infestadas con ninfas de cuarto instar. Después de seis a ocho días, las hojas que contenían ninfas con evidentes signos de parasitación, se cortaron y colocaron en charolas de plástico que se introdujeron en jaulas de acrílico (50x50x35) para esperar la emergencia de los adultos. Dentro de la jaula se proporcionó a los adultos miel dispuesta en finas líneas para que se alimentaran *at libitum* antes de ser utilizados en los experimentos.

3.2. Insecticidas

Se emplearon cuatro formulaciones comerciales de insecticidas representantes de diferentes grupos toxicológicos y que constituyen los productos más frecuentemente se utilizan para el combate del psílido en el Valle de México. El nombre común se indica con minúsculas y el comercial en mayúsculas; entre paréntesis se anota el grupo toxicológico respectivo (Lagunes & Rodríguez 1992): 1) Azadiractina 31.2 g.L⁻¹, PHC NEEEM SA, 3.2 % de pureza, Cía. Plant Health Care de México (Insecticida Botánico); 2) Spinosad 120 g.L⁻¹, SPINTOR 12 SC, 12% de pureza, Cía. Dow AgroSciences de México, S.A. de C.V. (Spinosinas); 3) Imidacloprid 350 g.L⁻¹, CONFIDOR 350 SC, 30.2% de pureza, Cía. Bayer de México, (Nicotenoides); 4) y Abamectina 18 g.L⁻¹, AGRIMEC 1.8 % CE, 95 % de pureza, Cía. Syngenta Agro (Avermectinas).

3.3. Toxicidad de insecticidas sobre adultos y ninfas del psílido, y adultos y pupas del parasitoide

Para evaluar la toxicidad de los insecticidas, tanto en el psílido como en el parasitoide, se realizaron cinco experimentos independientes utilizando las dosis según Cuadro 1.

Cuadro 1. Dosis de insecticidas evaluados en adultos de *Tamarixia triozae*, y adultos y ninfas de cuarto instar de *Bactericera cockerelli*.

Producto	Mínima	Dosis ¹ L ha ⁻¹	
		Media	Máxima
Azadiractina	0.5	0.75	1.0
Spinosad	0.3	0.4	0.5
Imidacloprid	0.75	0.87	1.0
Abamectina	0.3	0.75	1.2

¹Dosis recomendadas por el fabricante para el control de *B. cockerelli* y otras plagas

3.3.1. Exposición de adultos del psílido y parasitoides a plantas tratadas (cajas clip)

Plantas individuales de 100 días de edad (DE) se asperjaron hasta punto de escurrimiento con una concentración conocida del insecticida y se les dejó escurrir por 2 h para eliminar el exceso de la solución. Posteriormente, se seleccionaron cinco hojas y en cada una de ellas se sujetó una jaula entomológica circular tipo clip (4.5x1.5 cm) de plástico (Figura 1). Por un orificio lateral de la jaula se introdujeron 10 adultos del psílido o del parasitoide, de 4 a 5 DE, con la ayuda de un aspirador. Para cada insecticida se evaluó la dosis mínima, media y máxima recomendada por el fabricante y se realizaron cinco repeticiones por tratamiento, incluyendo un testigo al que sólo se le aplicó agua destilada. A las 24 horas después de la aplicación se registró la mortalidad. Se consideró individuo muerto a aquel que presentaba síntomas de deshidratación, apéndices pegados al cuerpo y no reaccionaba al ser estimulado. El resultado del tratamiento fue eliminado si la mortalidad en el testigo excedía 10 %.



Figura 1. Colocación de jaula entomológica circular tipo clip e introducción de psílido adulto y parasitoides.

3.3.2. Exposición de ninfas de cuarto instar del psílido y parasitoide a discos de hoja de jitomate tratadas con insecticidas

Se utilizó el método propuesto por el Comité de Acción de Resistencia a Insecticidas (IRAC 2005) con ligeras modificaciones. Este consistió en sumergir un disco foliar de jitomate de 45-50 DE en la concentración a evaluar y se dejó secar a temperatura ambiente; posteriormente el disco tratado con el envés expuesto, se colocó en una caja Petri (4.5 cm diámetro). Enseguida se colocaron 10 ninfas de cuarto instar del psílido y se les mantuvo durante 20 min para que se alimentaran y redujeran su movimiento (Figura 2). Por último, las cajas se taparon y por un orificio lateral de la caja se introdujeron 10 adultos del parasitoide *T. triozae* de 4 a 5 DE, con la ayuda de un aspirador pequeño. Las cajas se dispusieron al azar y se mantuvieron en una cámara de cría a una temperatura de $25 \pm 2^{\circ}\text{C}$, $60 \pm 10\%$ HR y un fotoperiodo de 12:12 luz:obscuridad. Para cada insecticida se evaluó sólo la dosis máxima recomendada por el fabricante y se realizaron cinco repeticiones por tratamiento, incluyendo un testigo al que sólo se le aplicó agua destilada. Se utilizó el mismo criterio de mortalidad señalado en el experimento anterior.



Figura 2. Ninfas de cuarto instar del psílido y parasitoide expuestos a discos de hoja de jitomate tratadas con insecticidas.

3.3.3. Inmersión de ninfas en insecticidas

Consistió en colocar 15 ninfas de cuarto instar del psílido sobre el envés de un disco foliar para que se adhirieran a éste (Figura 3). Cada disco con ninfas se sumergió durante 10 segundos en una concentración conocida de insecticida, enseguida se le dejó escurrir durante 10 minutos para eliminar el exceso de la solución. El disco se colocó dentro de una caja de Petri (4.5 cm diámetro) para seleccionar 10 de ellas y el resto removerlas con un alfiler entomológico. Las cajas se taparon para exponerlas a 10 parasitoides adultos que se introdujeron por un orificio lateral de la caja. La mortalidad de ninfas y parasitoides se registró 24 h después de los tratamientos.



Figura 3. Inmersión de ninfas de cuarto instar del psílido en insecticidas.

3.3.4. Inmersión de pupas del parasitoide en insecticida

Con la finalidad de evaluar el efecto de los insecticidas en las pupas del parasitoide, plantas individuales de jitomate de 90 DE, aisladas en una jaula entomológica (90x90x95 cm) e

infestadas con ninfas de cuarto y quinto instar del psílido, se expusieron a la acción de 300 adultos del parasitoide. Los parasitoides se mantuvieron confinados por 48 h y luego se retiraron con un aspirador. Las plantas con ninfas parasitadas se trasladaron a otra jaula para esperar la presencia de las pupas. Seis días después de la exposición y cuando las ninfas presentaron signos de parasitación (color café y pegadas a la hoja) se formaron grupos de 10, que se fueron pegando a una cinta adhesiva con pegamento en ambos lados (1.5x0.5 cm). (Figura 4). Cada cinta con pupas se sumergió durante 10 s en una concentración conocida de insecticida, enseguida se le dejó escurrir durante 10 min para eliminar el exceso de la solución. La cinta se colocó dentro de una caja de Petri (4.5 cm diámetro) que tenía tres orificios para favorecer la ventilación. Las cajas se dispusieron al azar y se mantuvieron en una cámara de cría a una temperatura de $25 \pm 2^{\circ}\text{C}$, $60 \pm 10\%$ HR y un fotoperiodo de 12:12 luz:oscuridad. Para cada insecticida se evaluó sólo la dosis máxima recomendada por el fabricante y se realizaron cinco repeticiones por tratamiento, incluyendo un testigo al que sólo se le aplicó agua destilada. Cada 12 h se hicieron observaciones para detectar emergencia del parasitoide.



Figura 4. Inmersión de pupas del parasitoide de seis días de edad en los insecticidas.

3.3.5. Exposición de ninfas de cuarto instar del psílido y parasitoide a plantas tratadas en el tiempo

Consistió en determinar por cuánto tiempo una planta que se contaminó con insecticida podría tener un efecto adverso sobre los parasitoide adultos que se posaran en ella. Para ello, plantas individuales de jitomate de 100 DE se asperjaron con un atomizador manual hasta punto de escurrimiento, con una concentración conocida del insecticida, y se le dejó escurrir por 2 h para eliminar el exceso de la solución (Figura 5). Las plantas se colocaron en jaulas entomológicas (90x90x95 cm) para evitar contaminación por otros insectos. De estas plantas se

fueron retirando discos foliares a diferente tiempo, cada tercer día, (día 1 al 29) para exponerlos a los parasitoides. Cada disco tratado, con el envés expuesto, se colocó en una caja Petri (4.5x1.5 cm diámetro) donde se colocaron 10 ninfas de cuarto instar del psílido. Las cajas se taparon y por un orificio lateral de la caja se introdujeron 10 parasitoides adultos de 4 a 5 DE. Las cajas se dispusieron al azar y se mantuvieron en una cámara de cría. La mortalidad de ninfas y parasitoides se registró 24 h después de los tratamientos. Al igual que en los otros experimentos se evaluó sólo la dosis máxima recomendada por el fabricante y se realizaron tres repeticiones por tratamiento, incluyendo un testigo al que sólo se le aplicó agua destilada.



Figura 5. Aspersión de insecticidas sobre plantas de jitomate de 100 días de edad.

3.4. Análisis Estadístico

En todos los experimentos se utilizó un diseño estadístico completamente al azar. Los resultados de mortalidad se corrigieron con la observada en el testigo por medio de la ecuación de Abbott (1925) y al igual que la emergencia se sometieron a análisis de varianza usando el programa Statistix 8.1. (Analytical Software 2003). En caso de registrarse diferencias significativas se procedió a realizar una prueba de separación de medias usando Tukey ($p \leq 0.05$).

4. RESULTADOS

4.1. Toxicidad de insecticidas en adultos del psílido y el parasitoide expuestos a plantas tratadas

Los adultos, tanto del psílido como del parasitoide, mostraron susceptibilidad diferencial a los insecticidas ($F_{14, 60} = 137.05$; $P < 0.001$). Para el psílido la mortalidad varió desde 4% con la dosis baja de Imidacloprid hasta 100 % con las tres dosis de Abamectina. Con Spinosad sólo

se obtuvo una respuesta satisfactoria ($> 32\%$) con la dosis media 0.5 L ha^{-1} . Los tratamientos restantes mostraron una respuesta similar al testigo lo cual denotó su baja o nula toxicidad a los psílidos (Cuadro 2).

Para los parasitoides, también se presentaron diferencias en mortalidad de acuerdo al insecticida ($F_{14, 60} = 95.94$; $P < 0.001$). La mayor toxicidad se registró en las dosis media y alta de Abamectina (80% y 92%, respectivamente), seguida de la dosis mínima de Abamectina (60%) y dosis alta de Spinosad (48%). Los formulados de Imidacloprid y Azadiractina, a las tres dosis evaluadas, mostraron resultados equiparables a la respuesta del testigo (Cuadro 2).

Cuadro 2. Mortalidad de adultos de *Bactericera cockerelli* y *Tamarixia triozae* 24 h después de su exposición a hojas de jitomate (cajas clip) tratadas con insecticidas.

Tratamientos	Dosis (L ha^{-1})	Mortalidad adultos (% \pm EE) ¹			
		<i>B. cockerelli</i>		<i>T. triozae</i>	
Testigo		0 \pm 0.0	d	0 \pm 0.0	e
Azadiractina	0.50	6 \pm 0.6	cd	4 \pm 2.5	de
	0.75	12 \pm 0.2	cd	4 \pm 2.5	de
	1.00	12 \pm 0.4	cd	4 \pm 2.5	de
Spinosad	0.30	14 \pm 5.1	cd	16 \pm 2.5	cd
	0.40	22 \pm 3.7	bc	26 \pm 5.1	c
	0.50	32 \pm 3.7	b	48 \pm 3.7	b
Imidacloprid	0.75	4 \pm 2.5	d	6 \pm 4.0	de
	0.87	8 \pm 3.7	cd	6 \pm 2.5	de
	1.00	14 \pm 5.1	cd	6 \pm 4.0	de
Abamectina	0.30	100 \pm 0.0	a	60 \pm 3.2	b
	0.75	100 \pm 0.0	a	80 \pm 4.5	a
	1.20	100 \pm 0.0	a	92 \pm 2.0	a

¹Medias con la misma letra en una columna no difieren estadísticamente entre sí ($p \leq 0.05$).

4.2. Toxicidad de insecticidas en ninfas de cuarto instar del psílido y parasitoides expuestos a discos de hoja de jitomate tratadas con insecticidas

Las ninfas de *B. cockerelli* y adultos de *T. triozae* resultaron ser susceptibles a los insecticidas evaluados, aunque la toxicidad dependió del producto y la dosis aplicada ($F_{4, 20} = 165.63$; $P < 0.001$). La Abamectina fue el insecticida más tóxico tanto para las ninfas de psílido como para los adultos del parasitoide puesto que causó mortalidad total (100%) a la dosis evaluada (1.2 L ha^{-1}). El Spinosad también mostró alta toxicidad para ambas especies aunque, y a diferencia de lo obtenido con los adultos, las ninfas mostraron mayor tolerancia al producto (30% mortalidad). El Imidacloprid y Azadiractina no mostraron actividad tóxica significativa con respecto al testigo (Cuadro 3).

Cuadro 3. Mortalidad de ninfas de *Bactericera cockerelli* y adultos de *Tamarixia triozae* 24 h después de su exposición a hojas de jitomate tratadas con insecticidas.

Tratamiento	Dosis (L ha^{-1})	<i>B. cockerelli</i>		<i>T. triozae</i>	
		Mortalidad ninfas (% \pm EE) ¹		Mortalidad adultos (% \pm EE) ¹	
Testigo	-	0 \pm 0.0	c	0 \pm 0.0	b
Azadiractina	1.0	0 \pm 0.0	c	2 \pm 0.2	b
Spinosad	0.5	30 \pm 0.6	b	90 \pm 0.5	a
Imidacloprid	1.0	8 \pm 0.4	c	8 \pm 0.2	b
Abamectina	1.2	100 \pm 0.0	a	100 \pm 0.0	a

¹Medias con la misma letra en una columna no difieren estadísticamente entre sí ($p \leq 0.05$).

4.3. Toxicidad de insecticidas en ninfas del psílido inmersas en el producto y subsecuente exposición de adultos del parasitoide

Tanto las ninfas del psílido ($F_{4, 20} = 97.55$; $P < 0.001$) como los adultos del parasitoide ($F_{4, 20} = 784.0$; $P < 0.001$) mostraron mayor susceptibilidad a los insecticidas cuando las primeras fueron tratadas directamente con los productos. La mortalidad para el psílido varió de 20 a 100%, mientras que para el parasitoide osciló entre cero y 96 %. Nuevamente la Abamectina (100%) y el Spinosad (70%) resultaron ser los productos más tóxicos para ambas

especies. Resultó interesante observar y contrario a lo que se había obtenido en los anteriores ensayos, que la Azadiractina mostró toxicidad moderada contra ninfas, pero resultó ser inócuo contra los adultos del parasitoide (Cuadro 4).

Cuadro 4. Mortalidad de ninfas de *Bactericera cockerelli* colocadas en discos de hojas de jitomate e inmersas en insecticidas, y mortalidad de adultos de *Tamarixia triozae* expuestos a ninfas tratadas con insecticidas.

Tratamiento	Dosis (L ha ⁻¹)	<i>B. cockerelli</i>		<i>T. triozae</i>	
		Mortalidad ninfas (% ± EE) ¹		Mortalidad adultos (% ± EE) ¹	
Testigo	-	4 ± 2.5	d	0 ± 0.0	c
Azadiractina	1.0	20 ± 7.1	cd	0 ± 0.0	c
Spinosad	0.5	70 ± 3.2	b	94 ± 2.5	a
Imidacloprid	1.0	28 ± 3.7	c	12 ± 2.0	b
Abamectina	1.2	100 ± 0.0	a	96 ± 2.5	a

¹Medias con la misma letra en una columna no difieren estadísticamente entre sí (p≤0.05).

4.4. Toxicidad de insecticidas en pupas del parasitoide

Los cuatro productos evaluados redujeron la emergencia de adultos del parasitoide y la respuesta fue diferencial entre los tratamientos ($F_{4, 20} = 46.52$; $P < 0.001$). El Imidacloprid a dosis de 1.0 L ha⁻¹ nulificó por completo la emergencia de los parasitoides, mientras que la Abamectina, Spinosad y Azadiractina causaron reducciones del 42, 26 y 12% de emergencia, respectivamente (Cuadro 5).

Cuadro 5. Emergencia de adultos del parasitoide *Tamarixia triozae* 6 d después de que las pupas se sumergieron en diferentes insecticidas.

Tratamiento	Dosis alta (L ha ⁻¹)	Emergencia (% ± EE) ¹
Testigo	-	100 ± 0.0 a
Azadiractina	1.0	88 ± 5.8 ab
Spinosad	0.5	74 ± 9.3 bc
Imidacloprid	1.0	0 ± 0.0 d
Abamectina	1.2	58 ± 6.6 c

¹Medias con la misma letra en una columna no difieren estadísticamente entre sí (p≤0.05).

4.5. Toxicidad residual de insecticidas en ninfas de cuarto instar del psílido y parasitoides a plantas tratadas en el tiempo

Las ninfas del psílido fueron susceptibles a los insecticidas en todas las fechas evaluadas. La mayor mortalidad (70 al 100%) se obtuvo con Spinosad. La Abamectina e Imidacloprid causaron menor mortalidad que Spinosad pero mayor que Azadiractina en prácticamente todas las fechas. La Azadiractina ocasionó mortalidad diferente al testigo sólo en los días 3 y 7, y ambos mostraron un comportamiento similar y dejaron de causar mortalidad después del día 17 (Cuadro 6).

Cuadro 6. Mortalidad de ninfas de cuarto instar de *B. cockerelli* a diferentes días después de ser expuestas a discos de hojas de jitomate tratadas con insecticidas a dosis máxima.

Fecha ¹	F	P	Mortalidad (% ± error estándar) ²							
			Testigo	Azadiractina	Spinosad	Imidacloprid	Abamectina			
1	77.7	< 0.001	3.3±3.3 c	10.0±5.8 c	100.0±0.0 a	23.0±6.7 bc	43.0±3.3 b			
3	65.4	< 0.001	3.3±3.3 c	30.0±5.8 b	100.0±0.0 a	36.7±3.3 b	26.7±6.7 b			
5	24.6	< 0.001	10.0±0.0 b	16.7±3.3 b	93.0±6.7 a	63.3±8.8 a	76.7±12.0 a			
7	122.3	< 0.001	3.3±3.3 d	30.0±5.8 c	100.0±0.0 a	60.0±0.0 b	66.7±3.3 b			
9	52.0	< 0.001	3.3±3.3 c	13.3±3.3 c	90.0±5.8 a	63.3±8.8 b	76.7±3.3 ab			
11	59.9	< 0.001	10.0±5.8 b	13.3±6.7 b	96.7±3.3 a	23.3±3.3 b	16.7±3.3 b			
13	33.97	< 0.001	3.3±3.3 b	6.7±6.7 b	86.7±8.8 a	23.3±3.3 b	10.0±5.8 b			
15	251.2	< 0.001	3.3±3.3 c	6.7±3.3 bc	100.0±0.0 a	16.7±3.3 b	10.0±0.0 bc			
17	429.5	< 0.001	0±0 b	0±0 b	100.0±0.0 a	6.7±3.3 b	3.3±3.3 b			
19	784.0	< 0.001	0±0 b	0±0 b	93.3±3.3 a	0±0 b	0±0 b			
21	56.25	< 0.001	0±0 b	0±0 b	83.3±6.7 a	0±0 b	0±0 b			
23	76.0	< 0.001	0±0 b	0±0 b	86.7±3.3 a	0±0 b	0±0 b			
29	147.0	< 0.001	0±0 b	0±0 b	70.0±5.8 a	0±0 b	0±0 b			

¹Fecha=días después del tratamiento. ²Medias con la misma letra en una fila no difieren estadísticamente entre sí (p≤0.05).

En el parasitoide también se presentaron diferencias significativas en la mortalidad entre los diferentes tratamientos. La mayor mortalidad se observó con el insecticida Abamectina (76 a 93%) y Spinosad (43 a 96%) durante todas las fechas. Imidacloprid causó menor mortalidad (16 a 30%) que los anteriores y los valores de mortalidad no fueron diferentes del testigo a partir del día 13 (Cuadro 7).

Cuadro 7. Mortalidad de adultos de *Tamarixia triozae* a diferentes días después de ser expuestas a discos de hojas de jitomate tratadas con insecticidas a dosis máxima.

Fecha ¹	F	P	Mortalidad (% ± error estándar) ²				
			Testigo	Azadiractina	Spinosad	Imidacloprid	Abamectina
1	77.05	< 0.001	0.0±0.0 c	10.0±0.0 c	90.0±5.8 a	16.7±6.7 bc	76.7±6.7 b
3	221.7	< 0.001	0.0±0.0 b	3.3±3.3 b	90.0±5.8 a	0.0±0.0 b	93.3±3.3 a
5	174.3	< 0.001	0.0±0.0 b	6.7±3.3 b	83.3±3.3 a	6.7±6.7 b	100.0±0.0 a
7	83.27	< 0.001	0.0±0.0 b	3.3±3.3 b	80.0±1.0 a	0.0±0.0 b	87.0±3.3 a
9	51.81	< 0.001	0.0±0.0 b	0.0±0.0 b	76.7±1.2 a	0.0±0.0 b	80.0±5.8 a
11	72.62	< 0.001	0.0±0.0 c	3.3±3.3 c	83.3±6.7 a	30.0±5.8 b	93.3±6.7 a
13	46.93	< 0.001	0.0±0.0 b	6.7±3.3 b	76.7±3.3 a	13.0±6.7 b	80.0±1.0 a
15	397.2	< 0.001	0.0±0.0 b	0.0±0.0 b	96.7±3.3 a	3.3±3.3 b	93.3±3.3 a
17	395.0	< 0.001	0.0±0.0 c	0.0±0.0 c	63.3±3.3 b	0.0±0.0 c	86.7±3.3 a
19	385.0	< 0.001	0.0±0.0 c	0.0±0.0 c	43.3±3.3 b	0.0±0.0 c	93.3±3.3 a
21	315.8	< 0.001	0.0±0.0 c	0.0±0.0 c	43.3±3.3 b	0.0±0.0 c	83.3±3.3 a
23	274.2	< 0.001	0.0±0.0 c	0.0±0.0 c	43.3±3.3 b	0.0±0.0 c	76.7±3.3 a
29	249.5	< 0.001	0.0±0.0 c	0.0±0.0 c	13.3±3.3 b	0.0±0.0 c	76.7±3.3 a

¹Fecha=días después del tratamiento. ²Medias con la misma letra en una fila no difieren estadísticamente entre sí (p≤0.05).

5. DISCUSIÓN

La susceptibilidad del psílido y del parasitoide varió en función de la forma en que los insecticidas se suministraron en cada uno de los ensayos. En general, se observó menor tolerancia a los insecticidas cuando los psílicos o parasitoides se expusieron de manera directa a gotas asperjadas del insecticida o cuando se sumergieron en éste. Este resultado parece obvio, si se considera que las ninfas del psílido entraron en contacto directo con los productos, y también porque el parasitoide, en presencia de huésped, probablemente se mantuvo más tiempo en contacto continuo con superficies contaminadas (Johnson 1971, Rojas *et al.* 2009, Rojas 2010). Adicionalmente, como *T. triozae* se alimenta del huésped de forma natural (Rojas *et al.* 2009, Vega 2010), probablemente dicha acción incrementó la probabilidad de que los parasitoides se alimentaron de ninfas contaminadas.

Este comportamiento contrasta con la metodología donde se utilizaron sólo adultos del psílido y del parasitoide, ya que no hubo las condiciones anteriores de contacto, porque no hubo presencia de ninfas del huésped, y los porcentajes de mortalidad del parasitoide fueron menores. Cuando se utilizaron ninfas parasitadas los insecticidas permitieron la emergencia en diferente

grado. El Imidacloprid no permitió la emergencia de adultos, pero Spinosad y Abamectina permitieron emergencias con respecto al testigo. Es interesante mencionar que el producto que había ofrecido mortalidades medias o bajas (Imidacloprid) en experimentos anteriores en ambas especies, mostró ser el más tóxico en esta forma de aplicación para los parasitoides. Una de las explicaciones más importantes es que en esta metodología el parasitoide (pupa) estuvo en contacto directo con los insecticidas y los efectos de aplicaciones tópicas son diferentes a los residuos con los que puede entrar en contacto con otras metodologías. Además, aparentemente los efectos sistémicos, o las capacidades de absorción de cada molécula de los productos, fueron más importantes en Imidacloprid que en los otros productos.

De acuerdo a la toxicidad de insecticidas sobre enemigos naturales para ensayos de laboratorio, según la clasificación de la International Organization of Biological Control "IOBC" (Hassan 1992), los resultados del presente trabajo se incluyen dentro de las cuatro categorías de toxicidad (1=inofensivos, <30% mortalidad; 2=ligeramente tóxicos, 30-79% mortalidad; 3=moderadamente tóxicos, 80-99% mortalidad; y 4=altamente tóxicos, >99% mortalidad). Aunque los cuatro insecticidas se ubicaron en diferentes niveles de toxicidad, la Abamectina se ubicó constantemente en el nivel 4.

Abamectina se menciona en la literatura como un insecticida que causa diferentes efectos sobre enemigos naturales (Riquelme *et al.* 2006, Hossain & Poehling 2009). Este insecticida presenta efecto traslaminar lo que lo hace más efectivo contra las plagas (Syngenta Agro 2010) pero de poca persistencia en el ambiente (Souza *et al.* 1987, Souza *et al.* 2003). En la presente investigación Abamectina resultó ser un insecticida de moderado a altamente tóxico para el parasitoide y muy persistente, mientras que para el psílido desde ligeramente hasta altamente tóxico. Resultados similares reportados por Riquelme *et al.* (2006) señalan que la toxicidad residual de Abamectina (15 días después del tratamiento) aplicada sobre plantas de jitomate fue menor para la plaga, *Tuta absoluta* (Meyrick), que para su parasitoide *Trichogramma bactrae* Nagaraja (30 días). Sin embargo, Hossain & Poehling (2009) anotan que dicho insecticida persistió hasta por 14 días en condiciones de laboratorio e invernadero, y que cuando se aplicó a dosis del 10% esta resultó altamente tóxica (100% mortalidad) tanto para *Colpoclypeus florus* (Walker) como para su parasitoide *Trichogramma platneri* Nagarkatti (Brunner *et al.* 2001). Contrario a los resultados anteriores, otros estudios como los realizados por Trumble (1984) y Hara (1986) señalan que la Abamectina aplicada en cultivos de apio y crisantemo, o en cultivos

de Chile, infestados con minadores de la hoja (Hernández 2009), no afectaron las poblaciones de parasitoides, razón por la cual varios investigadores consideran que este insecticida puede incluirse en un programa de MIP (Souza *et al.* 1987, Souza *et al.* 2003, Hernández 2009). Por lo anterior, es importante llevar a cabo estudios para evaluar el impacto de la Abamectina sobre *T. triozae* en condiciones de campo.

Spinosad se ubicó mayormente en la categoría 3 según IOBC. A pesar de que este insecticida es considerado de muy baja toxicidad para enemigos naturales (Saunders & Bret 1997, Williams *et al.* 2003, Anónimo 2008) y útil en Programas de MIP (Thompson & Hulchins 1999), los resultados de este estudio lo ubican como moderadamente tóxico. Hallazgo que coincide con lo encontrado con Jones *et al.* (2005) y Bernardo & Viggiani (2000) que registraron alta toxicidad, durante un mes, del insecticida sobre parasitoides de mosquita blanca y piojos harinosos.

Al aplicar Spinosad al parasitoide en estado pupal se observó que la emergencia estuvo cercana al testigo, probablemente porque este insecticida tiene acción por contacto, (Schneider *et al.* 2003, Anónimo 2008) y posiblemente la penetración de éste haya sido menor debido a que el integumento representa una barrera física. Así, Schneider *et al.* (2002) reportan una disminución en la emergencia del parasitoide *Hyposoter didymator* (Thunberg) después de la exposición a Spinosad y concluyeron que su uso en el MIP se debe considerar con la precaución debida hasta que se evalúe en condiciones de campo.

Trabajos de campo sobre Spinosad señalan que los residuos se degradan rápidamente por efectos de fotodescomposición y precipitación (3 a 7 días después de la aplicación) (Liu *et al.* 1999, Ruberson & Tillman 1999, Crouse *et al.* 2001, Williams *et al.* 2003). Estos reportes pueden estimular a realizar evaluaciones futuras en invernadero y campo porque la efectividad del producto utilizado en esta investigación para combatir a *B. cockerelli* fue atractiva.

Imidacloprid se ubicó en las categorías 1 al 3, y se considera de bajo impacto sobre enemigos naturales (Yomizawa & Casida 2005). El diferente grado de toxicidad de este insecticida probablemente se debe a la forma en que este fue expuesto a los insectos. Según fabricantes (Anónimo 2008, Bayer 2010), el producto debe aplicarse al riego para que el ingrediente activo pueda traslocarse a los tejidos de la planta y estar más accesible a los insectos. Sin embargo, en este estudio el producto se aplicó al follaje por lo que las ninfas y parasitoides estuvieron expuestos sólo al efecto de contacto, que aparentemente no fue

importante y por ello las diferencias en la mortalidad. Este comportamiento ya había sido señalado por Goolsby & Ciomperlik (1999), pues no encontraron diferencias en el número de parasitoides (*Eretmocerus hayati* Zolnerowich & Rose) emergidos de plantas tratadas y sin tratar con Imidacloprid. De igual forma Hewa-Kapuge *et al.* (2003) indican que la toxicidad de Imidacloprid en *Trichogramma brassicae* Bezdenko varió de 69% de mortalidad inmediatamente después del tratamiento a menos de 20% un día después, por lo que consideran a este producto poco persistente por contacto residual. Sin embargo, Araya *et al.* (2006) sostienen que el Imidacloprid puede utilizarse dentro de una estrategia MIP debido a que este resultó poco tóxico (20%) para ninfas de mosquita blanca (*Trialeurodes vaporariorum* (Westwood)) parasitadas con *Encarsia formosa* Gahan. En el presente trabajo se comprobó la alta toxicidad de este insecticida sobre pupas de *T. tritoxae* aplicado por inmersión.

Azadiractina fue el producto menos dañino para el parasitoide y en la gran mayoría de los casos no fue diferente al testigo, lo mismo ocurrió en el psílido. Probablemente estos resultados se deban a que este producto actuó más como antialimentario, repelente, o regulador del crecimiento (IRAC 2007) y como tal su actividad necesita de un mayor tiempo para manifestarse (Viñuela *et al.* 1998). Por esta razón, es posible que la mortalidad en ninfas del psílido haya sido mayor a las del parasitoide cuando se expusieron a discos de hoja después de varios días del tratamiento, y por el contrario al evaluar la mortalidad sólo 24 h después del tratamiento la mortalidad de ambas especies se comportó de manera similar al testigo.

Weathersbee & McKenzie (2005) observaron valores cercanos al 20% de mortalidad al evaluar un insecticida a base de neem (Azadiractina de 11 a 180 ppm) contra el psílido asiático de los cítricos, *Diaphorina citri* Kuguyama, y no reportaron mortalidad en los adultos del psílido cuando se expusieron a plantas (cítricos) tratadas. Esta toxicidad relativamente baja de Azadiractina contra los psílicos *B. cockerelli* en este trabajo, y *D. citri* (Weathersbee & McKenzie 2005) contrasta con porcentajes elevados de sobrevivencia (75 a 95%) de *T. tritoxae* en este trabajo, y de otros parasitoides como *Aphidius ervi* Haliday y *Diadegma insulare* (Cresson) (Zuazúa *et al.* 2003, Xu *et al.* (2004). Estos resultados sugieren investigar el uso de Azadiractina contra psílicos, u otras plagas de jitomate o solanáceas en general, porque se ha comprobado que este insecticida es efectivo contra algunas plagas de jitomate como trips y mosquita blanca (Anónimo 2008). Además es importante estudiar las interacciones entre *B. cockerelli* y *T. tritoxae* con estos y otros insecticidas en condiciones de campo, porque factores

como la fotodescomposición o precipitación pueden reducir la efectividad de los insecticidas, como lo señalan Liu *et al.* (1999), Crouse *et al.* (2001) y Williams *et al.* (2003); o porque los parasitoides pudieran encontrar refugios donde el efecto de los insecticidas se manifieste de manera diferente.

6. CONCLUSIONES

Los cuatro insecticidas resultaron tóxicos tanto para el psílido como para el parasitoide, aunque el grado de toxicidad dependió del insecticida, estado biológico tratado, dosis y forma en que los insectos fueron expuestos a los productos.

De acuerdo a la IOBC, la Abamectina y el Spinosad fueron los productos más tóxicos (categoría 3), seguidos de Imidacloprid y Azadiractina (categoría 1). Las ninfas del psílido fueron más tolerantes a los insecticidas que los adultos y la toxicidad se incrementó cuando los insectos fueron tratados directamente o sumergidos en los productos.

El Imidacloprid a dosis de 1.0 L ha⁻¹ aplicado directamente sobre las pupas causó mortalidad del 100% de los parasitoide. Spinosad fue el producto más persistente para el psílido y Abamectina para el parasitoide, el efecto de ambos perduró hasta los 29 días.

Puede inferirse que ninguno de los insecticidas evaluados mostró compatibilidad con el uso de *T. triozae* al ser aplicados de manera simultánea y en condiciones de laboratorio, ya sea porque no fueron efectivos contra *B. cockerelli* (Azadiractina e Imidacloprid) o porque fueron muy tóxicos para el parasitoide (Abamectina y Spinosad). Se recomienda realizar pruebas en invernadero y campo abierto de estos y otros productos sobre la plaga y el parasitoide porque el efecto de los rayos ultravioleta y de la precipitación pueden influir en la descomposición de los productos y en las posibilidades de su uso dentro del MIP

7. LITERATURA CITADA

- Abbott, W.S. 1925. A method of computing the effectiveness of an insecticide. *Journal of Economic Entomology*, 18:267-267.
- Almeyda-León, I.H., J.A. Sánchez-Salas & J.A. Garzón-Tiznado. 2008. Vectores causantes de punta morada de la papa en Coahuila y Nuevo León, México. *Agricultura Técnica en México*, 2:141-150.
- Analytical Software. 2003. Statistix 8.1. User`s Manual. Tallase, Florida.
- Anónimo. 2006. Biosecurity. Risk pathways. Biosecurity. New Zeland.
- Anónimo. 2008. Diccionario de Especialidades Agroquímicas. Ed. Thomson/PLM, México, 18a Edición.
- Araya, J.E., P. Stay & M.H. Araya. 2006. Toxicity of abamectin, acetamiprid, imidacloprid, mineral oil and an industrial detergent with respect to *Encarsia formosa* (Gahan) parasitizing *Trialeurodes vaporariorum* Westwood nymphs. *Spanish Journal of Agricultural Research*, 4:86-90.
- Avilés, G. M., J.A. Garzón T., A. Marin L. & P. H. Caro M. 2002. El psílido del tomate *Paratrioza cockerelli* (Sulc.): Biología y Ecología. Memoria del Taller sobre *Paratrioza cockerelli* (Sulc.). SAGARPA- INIFAP- GOB. Edo. FPS, CESAVESIN. Culiacán, Sinaloa, México.
- Avilés-González, M.C., F. Domínguez, U. Nava, J.J. Wong, J.J. Pérez & S. Velarde. 2005. Evaluación de la efectividad biológica de varios insecticidas para el control del psílido del tomate *Bactericera* (= *Paratrioza*) *cockerelli* (Sulc) (Homoptera: Psyllidae) en el cultivo de chile bell en la Cruz de Elota Sinaloa, México. Pp. 86-92. *In: Memoria de la Segunda Convención Mundial del Chile 2005*.
- Banken, J.A. & J.D. Stark. 1997. Stage and age influence on the susceptibility of *Coccinella septempunctata* (Coleoptera: Coccinellidae) after direct exposure to Neemix, a neem insecticide. *Journal of Economic Entomology*, 90:1102-1105.
- Barret, K.L, N. Grandy, E.G. Harrison, S.A. Hassan & P. Oomen. 1994. Setac 51 Guidance document on regulatory testing procedure for pesticides with non-target arthropods. ESCORT (European Standard Characteristics of Beneficials Regulatory Testing) Workshop, Wageningcn, The Netherlands, 28–30 March 1994, *Society of Environmental Toxicology and Chemistry*, Saffron Walden.
- Bartlett, B. 1958. Laboratory studies on selective aphicides favoring natural enemies of the spotted alfalfa aphid. *Journal of Economic Entomology*, 51, 3:374-378.
- Bayer. 2010. (En línea) Disponible en: <http://www.bayercropscience.com.mx/bayer/cropscience/>

bcsmexico.nsf/id/Confidor_BCS (consultado 15 de marzo 2010).

- Bernardo, U. & G.Viggiani. 2000. Effects of spinosad, a new insect control agent naturally derived on the mealybug parasitoid *Leptomastix dactylopii* Howard (Hymenoptera: Encyrtidae). *Bulletin IOBC/WPRS*, 23:81-84.
- Blanco, C.A & J.S. Bernal. 2003. Insecticidas y control biológico. Pp. 71. In: Silva, G y R. Hepp (Eds.). *Bases para el Manejo racional de insecticidas*. Concepción, Chile.
- Bravo, M.E. & L. P. López. 2007. Principales plagas del chile de agua en los Valles Centrales de Oaxaca. *Agroproduce*, Fundación Produce Oaxaca A.C. Abril 07:12-15
- Brunner, J.F., J.E. Dunley, M.D. Doerr & E.H. Beers. 2001. Effects of pesticides on *Colpoclypeus florus* (Hymenoptera: Eulophidae) and *Trichogramma platneri* (Hymenoptera: Tricogrammatidae), parasitoids of leafrolles in Washington. *Journal of Economic Entomology*, 5:1075-1084.
- Bujanos, M., R., T.J.A. Garzón & J.A. Marín. 2005. Manejo integrado del pulgón saltador *Bactericera* (=Paratrioza) *cockerelli* (Sulc.) (Hemiptera: Triozidae) en los cultivos de solanáceas en México. Pp. 93-99. In: *Segunda convención mundial del chile*, INIFAP, Campo Experimental Bajío, Celaya, Guanajuato, México; INIFAP, Unidad de Biotecnología, Campo Experimental Valle de Culiacán, Sinaloa, México; INIFAP, campo Experimental Bajío, Celaya, Guanajuato.
- Burckhardt, D. & P. Lauterer. 1997. A taxonomic reassessment of the triozid genus *Bactericera* (Hemiptera: Psylloidea). *Journal of Natural History*, U.K. 31:99-153.
- Chávez-Medina, J.A. 2006. Detección y caracterización de fitoplasmas relacionados con enfermedades de solanáceas en México. Tesis de Maestría. Centro Interdisciplinario de Investigación para el Desarrollo Integral Regional del Instituto Politécnico Guasave, Sinaloa, México.
- Coats, J.R. 1994. Risks from natural versus synthetic insecticides. *Annual Review of Entomology*, 39:489-515.
- Compere, H. 1943. A new species of *Metaphycus* parasite on psyllids. *Pan-Pacific Entomology*, 19:71-73.
- Crawford, D. L. 1911. American Psyllidae III. (Trioziinae). *Pomona College Journal Entomology*, 3:422-453.
- Croft, B.A. & A.W.A. Brown. 1975. Responses of arthropod natural enemies to insecticides. *Annual review of entomology*, 20:285-335.
- Croft, B.A. 1990. *Arthropod Biological Control Agents and Pesticides*. Wiley-Interscience, New York.

- Crouse, G.D., T.C. Sparks, J. Schoonover, J. Gifford, J. Dripps, T. Bruce, L.L. Larson, J. Garlich, C. Hatton, R.L. Hill, T.V. Worden & J.G. Martynow. 2001. Recent advances in the chemistry of spinosyns. *Pest Management Science*, 57:177-185.
- Dhadialla, T.S., G.R. Carlson & D.P. Le. 1998. New insecticides with ecdysteroidal and juvenil hormone activity. *Annual Review of Entomology*, 43:545-569.
- Dow Agro Sciences. 2010. Insecticidas (En línea) Disponible en: http://www.dowagro.com/PublishedLiterature/dh_0059/0901b803800590c9.pdf?filepath=mx/pdfs/noreg/013-20191.pdf&fromPage=GetDoc
- Duthie-Holt, M.A., J.H. Borden & L.J. Rankin. 1999. Translocation and efficacy of neem based insecticide in *Lodgepole pine* usin *Ips pini* (Coleoptera: Scolytidae) as an indicator species. *Journal of Economic Entomology*, 92:180-186.
- García, N. B. C. 2007. Transmisión de fitoplasmas por *Bactericera cockerelli* (Sulc) a plantas de chile, papa y tomate. Tesis Doctoral. Centro de Investigación y de Estudios Avanzados del I.P.N. Unidad de Biotecnología e Ingeniería Genética de Plantas. Culiacán, Sinaloa, México.
- Garzón-Tiznado, J. A. 2003. El pulgón saltador o la Paratrioza, una amenaza para la horticultura de Sinaloa. Pp. 79-89. In: Memoria del taller sobre *Paratrioza cockerelli* Sulc. como plaga y vector de fitoplasmas en hortalizas. Culiacán, Sinaloa, México.
- Garzón-Tiznado, J. A., 1984. Enfermedad del “Permanente” del jitomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) en Celaya, Guanajuato. Pp. 138. In: XI Congreso Nacional de Fitopatología. San Luis Potosí.
- Garzón-Tiznado, J.A., O. G. Cárdenas-Valenzuela, R. Bujanos-Muñiz, A. Marín-Jarillo, A. Becerra-Flora, S. Velarde-Félix, C. Reyes-Moreno, M. González-Chavira & J. L. Martínez-Carrillo. 2009. Asociación de Hemiptera: Triozidae con la enfermedad “Permanente del tomate” en México. *Agricultura Técnica en México*, 1:58-69.
- González-Hernández, A., J.R. Lomeli-Flores, y B. García-Negro. 2008. Determinación de parasitoides de *Bacteriera cockerelli* (Sulc) en México. In: Memoria del XXXI Congreso Nacional de Control Biológico. Zacatecas, Zac., Noviembre 2008. 101-104.
- Goolsby, J.A. & M.A. Ciomperlik 1999. Development of parasitoid inoculated seedling transplants for augmentative biological control of silverleaf whitefly (Homoptera: Aleyrodidae) *Florida Entomologist*, 4:532-545.
- Gratwick, M. 1957. The contamination of insects of different species exposed to dust deposits. *Bulletin of Entomological Research*, 48:741-753.
- Graves, J. B., B. R. Leonard & J. A. Ottea. 1999. Chemical approaches to managing arthropod pests. Pp. 449. In: J.R. Ruberson (ed) *Handbook of Pest Management*. Marcel Dekker, Inc. New York.

- Hansen, A. K., J.T. Trumble, R. Stouthamer & T.T. Paine. 2008. A new Huanglongbing Species, "*Candidatus Liberibacter psyllae*," found to infect tomato and potato, is vectored by the psyllid *Bactericera cockerelli* (Sulc). *Applied and Environmental Microbiology*, 18:5862-5865.
- Hara, A.H. 1986. Effects of certain insecticides on *Liriomyza trifolii* (Burgess) (Diptera: Agromyzidae) and its parasitoids on chrysanthemum in Hawaii. *Proceedings of the Hawaiian Entomological Society*, 26:65-70.
- Hassan, H. 1994. Activities of the IOBC working group pesticides and beneficials. *IOBC Bulletin*, 17:1-5.
- Hassan, S.A. 1992. Guideline for the evaluation of side effects of plant protection product on *Trichogramma cacoeciae*. *IOBC/WPRS Working Group: Pesticides and Beneficial Organisms Bulletin*, 3:18-39.
- Hernández, R. 2009. *Liriomyza* leafminers, associated parasitoids and insecticide evaluation in South Texas. M.S. Thesis. Texas A&M University. Texas, USA.
- Hewa-Kapuge, S.S. McDougall & A.A. Hoffmann. 2003. Effects of methoxyfenozide, indoxacarb and other insecticides on the beneficial egg parasitoid *Trichogramma nr. brassicae* (Hymenoptera:Trichogrammatidae) under laboratory and field conditions. *Journal of Economic*, 4:1083-1090.
- Hossain, M. B. & H.M. Poehling. 2009. A comparative study of residual effects of Azadirachtin, Spinosad and Avermectin on *Liriomyza sativae* (Dip.: Agromyzidae) on tomatoes. *International Journal of Pest Management*, 3:187-195.
- IRAC (Insecticide Resistance Action Committee). 2005. Susceptibility Test Methods Series: Method 2 "Psylla spp." (En línea). Disponible en www.iraconline.org/documents/method2.pdf (revisado 10 de octubre de 2009)
- IRAC (Insecticide Resistance Action Committee). 2007. Clasificación de las sustancias según su modo de acción. (En línea). Disponible en http://www.iraconline.org/wp-content/uploads/2009/12/iracspain_moa20071.pdf (revisado 28 de abril de 2010).
- Jensen, D.D. 1957. Parasites of the Psyllidae. *Hilgardia*, 27:71-98.
- Johnson, T.E. 1971. The effectiveness of *Tetrastichus triozae* Burks (Hymenoptera: Eulophidae) as a biological control agent of *Paratrioza cockerelli* (Sulc.) (Homoptera: Psyllidae) in North Central Colorado. M.S. Thesis. Colorado State University. USA.
- Jones, T., C. Scott-Dupree, R. Harris, L. Shipp & B. Harris. 2005. The efficacy of spinosad against western flower trips *Frankliniella occidentalis* and its impact on associated biological control agents on greenhouse cucumbers in southern Ontario. *Pest Management Science*, 61:179-185.

- Lagunes, T.A. & J.C.M. Rodríguez. 1992. *Grupos toxicológicos de insecticidas y acaricidas*. Colegio de Postgraduados, Texcoco, Edo de México, México.
- Legaspi, J.C., J. V. French & B. C. Legaspi. 2000. Toxicity of novel and conventional insecticides to selected beneficial insects. *Subtropical Plant Science*, 52:23-32.
- Leyva-López, N. E., J. C. Ochoa, D. Leal, & J. P. Martínez. 2002. Multiple phytoplasmas associated with potato diseases in Mexico. *Canadian Journal of Microbiology*, 48:1062-1068.
- Liu, D. & J.T. Trumble. 2006. Ovipositional preferences, damage thresholds, and detection of the tomato/potato psyllid (*Bactericera cockerelli* Sulc) on selected tomato accessions. *Bulletin of Entomological Research*, 96:197-204.
- Liu, D., & J. T. Trumble. 2007. Comparative fitness of invasive and native populations of the potato psyllid (*Bactericera cockerelli*). *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 123:35-42.
- Liu, D., L. Johnson, & J. T. Trumble. 2006. Differential responses to feeding by the tomato/potato psyllid between two tomato cultivars and their implications in establishment of injury levels and potential of damaged plant recovery. *Insect Science*, 13:195-204.
- Liu, T.X., A.N.J. Sparks, J.W.H. Hendrix & B. Yue. 1999. Effects of SpinTor (spinosad) on cabbage looper (Lepidoptera: Noctuidae): toxicity and persistence of leaf residue on cabbage under field and laboratory conditions. *Journal of Economic Entomology*, 6:1266-1273.
- Lomeli-Flores, J.R. & R. Bueno. 2002. Nuevo registro de *Tamarixia triozae* (Burks) parasitoide del psílido del tomate *Paratrioza cockerelli* (Sulc) (Homoptera: Psyllidae) en México. *Folia Entomológica Mexicana*, 3:375-376.
- López-Durán, M.F. 2009. Efectividad biológica de insecticidas contra el psílido de la papa (*Bactericera cockerelli* Sulc) en Metepec, Edo. de México y transmisión de bacterias no cultivadas asociadas a enfermedades en papa (*Solanum tuberosum* L.) Tesis de Maestría en Ciencias. Colegio de Postgraduados, México.
- Menn, J.J. & F.R. Hall. 1999. Biopesticides; present status and future prospects. Pp. 1-10 In: Hall F.R & J.J. Menn (Eds.) B. *Biopesticides use and delivery*. Humana Press Inc. New Jersey.
- Messing, R.H. & B.A. Croft. 1990. Nerisk an expert system to enhance the integration of pesticides with arthropod biological control. *Acta Horticulture*, 276:15-19.
- Munyanza, J.E., J.M. Crosslin & J.E. Upton. 2007. Association of *Bactericera cockerelli* (Homoptera: Psyllidae) with “zebra chip”, a new potato diseases in Southwestern United States and Mexico. *Journal of Economic Entomology*, 100:656- 663.

- Norris, R.F., E.P. Caswell-Chen, & M. Kogan. 2003. *Concepts in Integrated Pest Management*. Prentice Hall. USA.
- Pletsch, D.J. 1947. The potato psyllid, *Paratrioza cockerelli* (Sulc.), its biology and control. *Montana Agricultural Experimental Station Bulletin*, 446:1-95.
- Richards, B.L. 1928. A new and destructive disease of the potato en Utha and its relation to potato psylla. *Phytophatology*, 18:141-149.
- Riquelme, M.B., E.N. Botto & C. Lafalse. 2006. Evaluación de algunos insecticidas para el control de la «polilla del tomate», *Tuta absoluta* (Lepidoptera: Gelechiidae) y su efecto residual sobre el parasitoide *Trichogrammatoidea bactrae* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*, 65:57-65.
- Rojas, P.R. 2010. Biología de *Tamarixia triozae* (Hymenoptera: Eulophidae) parasitoide de *Bactericera cockerelli* (Hemiptera: Psyllidae). Tesis de Maestría en Ciencias, Colegio de Postgraduados, Montecillo, Texcoco.
- Rojas, P.R., E. Rodríguez-Leyva, J.R. Lomeli-Flores, T-X Liu. 2009. Ciclo de vida de *Tamarixia triozae* (Hymenoptera: Eulophidae) parasitoide de *Bactericera cockerelli* (Hemiptera: Triozidae). Pp. 153-156. In: *Memorias: XXXII Congreso Nacional de Control Biológico*. Zacatecas, Zac., México.
- Romney, V. E. 1939. Breeding areas of the tomato psyllid, *Paratrioza cockerelli* (Sulc.). *Journal of Economic Entomology*, 32:150-151.
- Ruberson, J. R., H. Nemoto & Y. Hirose. 1998. Pesticides and conservation of natural enemies in pest management. Pp. 207-220. In: P. Barbosa (ed.). *Conservation biological control*. Academic Press, New York.
- Ruberson, J.R. & P.G. Tillman. 1999. Effect of selected insecticides on natural enemies in cotton: laboratory studies. Pp. 1210–1213. In: P. Dugger and D. Richter (Eds.), *Proceedings Beltwide Cotton Conferences*. Orlando, Florida. Vol. 2. National Cotton Council, Memphis, USA.
- SAGARPA. 2001. Norma Oficial Mexicana. NOM-081-FITO-2001. (En línea). Disponible en <http://www.senasica.gob.mx/?doc=702> (Fecha de consulta 25 de marzo 2010).
- Santos-Cervantes, M. E., J. A. Chávez-Medina, J. A. Fierro-Coronado, R. D. Ruelas-Ayala, M. A. Barreras-Soto, J. Méndez-Lozano & N. E. Leyva-López. 2007. First report of Candidatus “*Phytoplasma asteris*” infecting tomatillo (*Physalis ixocarpa*) in Sinaloa, México. *Plant Pathology*, 56:721.
- Saunders, D.G. & B.L. Bret. 1977. Fate of spinosad in the environment. *Down to Earth*, 52:14-20.
- Schneider, M., G. Smagghe, A. Gobbi. & E. Viñuela. 2003 Toxicity and pharmacokinetics of insect growth regulators and other novel insecticides on pupae of *Hyposoter didymator*

- (Thunberg 1822) (Hym., Ichneumonidae), a parasitoid of early larval instars of noctuid pests. *Journal of Economic Entomology*, 96:1054-1065.
- Schneider, M.I. 2002. Optimización del empleo en lucha biológica de *H. didymator* (Thunberg) y evaluación ecotoxicológica de modernos plaguicidas en laboratorio. PhD Tesis. Escuela Técnica Superior de Ingenieros Agrónomos, Universidad Politécnica de Madrid.
- Schumutterer, L. 1990. Sequences of standard methods to test effects of chemicals on terrestrial arthropods. *Ecotoxicology and Environmental Safety*, 19:310-310.
- Servín, R., A. Tejas & A. Cota. 2008. Primer Reporte de *Bactericera cockerelli* Sulc, en Plantaciones Hortícolas de Baja California Sur, México. *Southwestern Entomologist*, 3:239-241
- Severin, H.H.P. 1940. Potato naturally infected with California Aster Yellow. *Phytopathology*, 30:1049-1051.
- SIAP. 2008. Producción agrícola por cultivo y por estado. México (En línea). Disponible en http://www.siap.gob.mx/index.php?option=com_wrapper&view=wrapper&Itemid=350 (Fecha de consulta 20 de febrero 2010)
- Souza, B., J.C. Matioli & L.V.C. Santa-Cecilia. 1987. Seletividade de avermectin-B1 (MK-936) ao *Trichogramma demoraesi* Nagaraja (Hymenoptera:Trichogrammatidae), em condições de laboratorio. *Anais da Escola Superior de Agricultura "Luiz de Querioz", Piracicaba*.
- Souza, S.V.C., G. Silva, M.H. Diniz, E.V. Santos, J.A. Lima & J.C. Teodoro. 2003. Determinação de residuos de avermectinas em fígado bovino por cromatografía líquida de alta eficiência. *Ciência e Tecnologia de Alimentos, Campinas*, 1:54-58.
- Sparks, T.C., G.D. Thompson, H.A. Kirst, M.B. Hertlein, J.S. Mynderse, J.R. Turner & T.V. Worden. 1999. Fermentation-derived insect control agents: The spinosyns. Pp. 171-188. *In: Hall, F.R. & J.J. Menn (Eds.) B. Biopesticides: use and delivery*. Humana Press Inc. New Jersey.
- Stark, J. & T. Rangus. 1994. Lethal and sublethal effects of the neem insecticide formulation, "Margosan-O", on the pea aphid. *Pesticide Science*, 41:155-160.
- Stark, J. D., J.E. Banks & S. Acheampong. 2004. Estimating susceptibility of biological control agents to pesticides: influence of life history strategies and population structure. *Biological Control*, 29: 392-398.
- Stark, J., T. Wong, R. Vargas & R. Thalman. 1992. Survival, and reproduction of tephritid fruit fly parasitoids (Hymenoptera: Braconidae) reared from fruit flies exposed to azadirachtin. *Journal of Economic Entomology*, 4:1125-1129.

- Stark, J.D., R.I. Vargas & N.W. Miller. 2004. Toxicity of spinosad in protein bait to three economically important tephritid fruit fly species (Diptera: Tephritidae) and their parasitoids (Hymenoptera: Braconidae). *Journal of Entomology*, 97:911-915.
- Sulc, K. 1909. *Trioza cockerelli* n.sp., a novelty from North America, being also of economic importance. *Acta Societatis Entomologicae Bohemiae*, 6:102 –108.
- Syngenta. 2010. Insecticidas. (En línea). Disponible en <http://www.syngenta.com.mx/> (revisado 26 de abril de 2010).
- Tabashnik, B. E. & M. W. Johnson 1999. Evolution of pesticide resistance in natural enemies. Pp. 673-689. In: Bellws TS, Fisher T W (Eds.) *Handbook of biological control*. Academic Press, San Diego, USA.
- Theiling, K. M. & B. C. Croft. 1988. Pesticide side-effects on arthropod natural enemies: a database summary. *Agriculture, Ecosystem and Environment*, 21:191-218.
- Thompson, G.D.; S.H. Hutchins & T.C. Sparks. 1999: Development of spinosad and attributes of a new class of insect control products, University of Minnesota. (En línea) <http://ipmworld.umn.edu/chapters/hutchins2.htm> (Fecha de consulta 23 de febrero de 2010).
- Tiscareño, I.M.A., L.D. Ortega A., C. Rodríguez H. & C. Villar M. 2002. Efectividad biológica de insecticidas para el control de insectos chupadores en el cultivo de chile (*Capsicum annuum* L.) en el altiplano postosino. *Biotam Nueva Serie*, 13:47-62.
- Tomlin, C. 1997. The pesticide manual, eleventh edition. British Crop Protection Council. Berks, U.K.
- Trumble, J. T. 1984. Integrated pest management of *Liriomyza trifolii*: influence of avermectin, cyromazine, and methomyl on leafminer ecology in celery. *Agriculture, Ecosystem and Environment*, 12:181-188.
- Trumble, J.T. 1990. Vegetable insect control with minimal use of insecticides. *HortScience*, 25:159-164.
- Udayagiri, S., A. P. Norton & S. C. Welter. 2000. Integrating pesticide effects with inundative biological control: interpretation of pesticide toxicity curves for *Anaphes iole* in strawberries. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 95:87-95.
- Van den Berg, H., K. Hassan & M. Marzuki. 1998. Evaluation of pesticide effects on arthropod predator populations in soya bean in farmer's fields. *Biocontrol Science and Technology*, 8:125-137.
- Vega, C.J.L. 2010. Determinación de alimentación de preferencia de *Tamarixia triozae* (Burks) (Hymenoptera: Eulophidae) sobre estadios de *Bactericera cockerelli* (Sulc.) (Hemiptera: Psyllidae). Tesis de Licenciatura. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Saltillo, Coahuila, México.

- Vega-Gutiérrez, M.T., J.C. Rodríguez-Maciel, O. Díaz-Gómez, R. Bujanos-Muñiz, D. Mota-Sánchez, J. L. Martínez-Carrillo, Á. Lagunes-Tejeda & J. A. Garzón-Tiznado. 2008. Susceptibility insecticides in two Mexican populations of tomato-potato psyllid, *Bactericera cockerelli* (Sulc.) (Hemiptera: Triozidae). *Agrociencia*, 42:463-471.
- Velázquez, V. R., E. González, C. A. García, F. Esquivel, & M. M. Medina. 2005. Avances de investigación sobre *Bactericera cockerelli* Sulc., en Aguascalientes. Pp. 130-135. *In* Proceedings, Second World Pepper Convention.
- Vendramin, J. D. & C. H. Rodríguez. 2003. Insecticidas y resistencia vegetal. Pp. 53. *In*: Silva, G y R. Hepp (Eds.). *Bases para el Manejo racional de insecticidas*. Concepción, Chile.
- Viñuela, E. y J. Jacas. 1993. Los enemigos naturales de las plagas y los plaguicidas. Hojas divulgadoras. No 2/93 HD. Unidad de Protección de Cultivos. Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación. Madrid. 17-19.
- Viñuela, E., A. Adán, M. González, F. Budía, G. Smaghe & P. del Estal. 1998. Spinosad y Azadiractina: efectos de dos plaguicidas de origen natural en el chinche depredador *Podisus maculiventris* (Say) (Hemiptera: Pentatomidae). *Boletín de Sanidad Vegetal Plagas*, 24:57-66.
- Wallis, R. L. 1955. Ecological studies on the potato psyllid as a pest of potatoes. *USDA Technical Bulletin*, 1107:25.
- Wallis, R.L. 1948. Time of planting potatoes as a factor in prevention of potato psyllid attack. *Journal of Economic Entomology*, 1:4-5.
- Weathersbee, A.A. & C.L. Mckenzei. 2005. Effect of a Neem biopesticide on repellency, mortality, oviposition, and development of *Diaphorina citri* (Homoptera: Psyllidae). *The Florida Entomologist*, 4:401-407
- Weinzierl, R.A. 2000. Botanical insecticides, soaps and oils. Pp. 101-122. *In*. Biological and biotechnological control of insect pests. J.E. Rechcigl & N.A. Rechcigl (Eds.) Lewis Publishers. USA.
- Williams, T., J. Valle, & E. Viñuela. 2003. Is the naturally derived insecticide spinosad compatible with insect natural enemies? *Biocontrol Science and Technology*, 13:459-475.
- Workman, P.J. & S.A. Whiteman 2009. Importing *Tamarixia triozae* into containment in New Zealand. *New Zealand Plant Protection Society*, 62:412-412.
- Xu, Y.Y., T.X. Liu, G.L. Leibe & W.A. Jones. 2004. Effects of selected insecticides on *Diadegma insulare* (Hymenoptera: Ichneumonidae), a parasitoid of *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae). *Biocontrol Science and Technology*, 7:713-723.
- Yamamoto, I. 1970. Mode of action of pyrethroids, nicotinoids and rotenoids. *Annual Review of Entomology*, 15:257-272.

- Yano, E. 2004. Recent development of biological control and IPM in greenhouses in Japan. *Journal of Asia-Pacific Entomology*, 7:5-11.
- Yomizawa, M & J.E. Casida. 2005. Neonicotinoid insecticide toxicology: Mechanims of selective action. *Annual review of Pharmacology and Toxicology*, 45:247-268.
- Zuazúa F., J.E. Araya &M.A. Guerrero. 2003. Efectos letales de insecticidas sobre *Aphidius ervi* Haliday (Hymenoptera: Aphidiidae), parasitoide de *Acyrtosiphon pisum* (Harris) (Homoptera: Aphididae). *Boletín de Sanidad Vegetal Plagas*, 29:299-307.