



COLEGIO DE POSTGRADUADOS

INSTITUCIÓN DE ENSEÑANZA E INVESTIGACIÓN EN CIENCIAS AGRÍCOLAS

CAMPUS MONTECILLO
POSTGRADO EN FITOSANIDAD
ENTOMOLOGÍA Y ACAROLOGÍA

**TOXICIDAD Y RESIDUALIDAD DE INSECTICIDAS
SOBRE *Tamarixia triozae* (BURKS)
(HYMENOPTERA: EULOPHIDAE) PARASITOIDE
DE *Bactericera cockerelli* (SULC) (HEMIPTERA:
TRIOZIDAE)**

ALFONSO LUNA CRUZ

T E S I S

PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL

PARA OBTENER EL GRADO DE:

DOCTOR EN CIENCIAS

MONTECILLO, TEXCOCO, EDO. DE MÉXICO

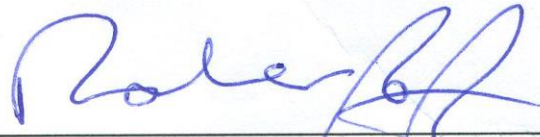
2014

La presente tesis titulada: **TOXICIDAD Y RESIDUALIDAD DE INSECTICIDAS SOBRE *Tamarixia triozae* (BURKS) (HYMENOPTERA: EULOPHIDAE) PARASITOIDE DE *Bactericera cockerelli* (SULC) (HEMIPTERA: TRIOZIDAE)**, 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:

DOCTOR EN CIENCIAS
FITOSANIDAD
ENTOMOLOGÍA Y ACAROLOGÍA

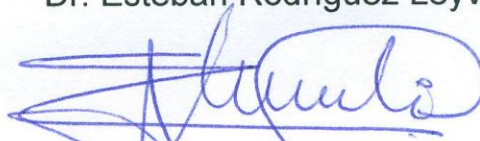
CONSEJO PARTICULAR

CONSEJERO:



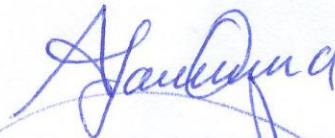
Dr. Esteban Rodríguez Leyva

ASESOR:



Dr. J. Refugio Lomeli Flores

ASESOR:



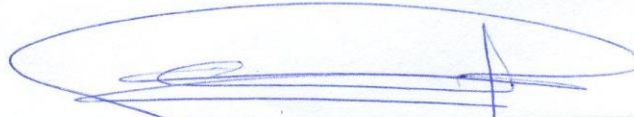
Dra. Laura D. Ortega Arenas

ASESOR:



Dr. Néstor Bautista Martínez

ASESOR:



Dr. Samuel Pineda Guillermo

Montecillo, Texcoco, Estado de México, diciembre de 2014.

**TOXICIDAD Y RESIDUALIDAD DE INSECTICIDAS SOBRE *Tamarixia triozae*
(BURKS) (HYMENOPTERA: EULOPHIDAE) PARASITOIDE DE *Bactericera
cockerelli* (SULC) (HEMIPTERA: TRIOZIDAE)**

Alfonso Luna Cruz, DR.

Colegio de Postgraduados, 2014

El psílido de la papa, *Bactericera cockerelli*, es la plaga más importante en papa, tomate y chile en Centro América, México, Estados Unidos y Nueva Zelanda. La importancia es por su alimentación y vector de enfermedades. Su control se basa en el uso de insecticidas y se ha desarrollado una estrategia de control biológico donde *Tamarixia triozae*, un eulófido estudiado recientemente en México, ataca ninfas de cuarto ínstar y puede contribuir al manejo de esta plaga. Existen evidencias del riesgo de los efectos letales y subletales de insecticidas sobre *T. triozae* en condiciones de campo e invernadero por lo que los objetivos fueron a) determinar la toxicidad y residualidad de ocho insecticidas bajo condiciones de invernadero, b) determinar la concentración letal media (CL₅₀) de spinosad, betacyflutrín y azadiractina sobre *T. triozae* y c) determinar los efectos de concentraciones subletales de esos tres insecticidas sobre adultos de *T. triozae*. Los ocho insecticidas fueron tóxicos para *T. triozae* de acuerdo con la Organización Internacional de Control Biológico. CL₅₀ para spinosad fue 4.28 mgL⁻¹ y para betacyflutrín 26.51 mgL⁻¹, ambos en 24 h. Azadiractina no causó mortalidad. La fecundidad, fertilidad, alimentación sobre el huésped, emergencia, proporción del sexo y supervivencia se vieron afectados por spinosad y betacyflutrín a las concentraciones estudiadas. Los efectos subletales se reflejaron más usando las CL₅₀ y CL₇₅. Spinosad presentó diferencias del orden de 7 a 10 veces mayor en el testigo respecto a la CL₇₅ y betacyflutrín la CL₇₅ las diferencias entre los parámetros del testigo y CL₇₅ fueron del orden de 2.5 veces. Estos resultados reafirman la importancia de realizar estudios de efectos subletales, en adición a los efectos letales, sobre los parasitoides.

Palabras clave: control biológico, psílido, insecticidas, manejo integrado, parasitoide.

**TOXICITY AND RESIDUALITY OF INSECTICIDES ON *Tamarixia triozae* (BURKS)
(HYMENOPTERA: EULOPHIDAE) PARASITOID OF *Bactericera cockerelli* (SULC)
(HEMIPTERA: TRIOZIDAE)**

Alfonso Luna Cruz, DR.

Colegio de Postgraduados, 2014

The potato psyllid, *Bactericera cockerelli*, is considered the most important pest of potato, tomato and peppers in Central America, Mexico, EE.UU., and New Zealand. This species is important because its feeding and a vector of diseases; its control depends almost exclusively on pesticides and, nowadays there is not a viable biological tactic to combat this pest; however, *Tamarixia triozae*, a eulophid parasitoid was recently rediscovered in Mexico. It attacks four instar nymphs, and it could offer an important addition to its management. There is an evident risk of lethal and sublethal effects of pesticides on *T. triozae* at greenhouse and field conditions then the objectives of the present research were a) to establish the toxicity and residuality of eight insecticides on *T. triozae* adults under greenhouse conditions; b) to establish the median lethal concentration (CL₅₀) of spinosad, beta-cyfluthrin and azadirachtin on *T. triozae*; and c) to determine if there was any sublethal effect of those three insecticides on *T. triozae* adults. The eight insecticides tested were toxic according to the classification of the International Organization of Biological Control. The CL₅₀ for spinosad was 4.28 mgL⁻¹ at and the values for betacyfluthrin were 26.51 mgL⁻¹ at 24 h. Azadirachtin did not cause mortality. The fecundity, fertility, host feeding, emergence, offspring sex ratio and longevity were altered by spinosad and betacyfluthrin. The sublethal effects were most evident using the CL₅₀ and CL₇₅. Spinosad presented differences between the control vs the CL₇₅, often those differences were of 7 to 10 times, and beta-cyfluthrin the CL₇₅ the differences between the control were 2.5 times. Our results indicated that, in addition to lethal effects, sublethal effects should also be considered on parasitoids when evaluating insecticides consequences.

Key words: Potato psyllid, biological control, pesticide lethal and sublethal effects.

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 con quien he aprendido lo que es la paternidad; hijo: indudablemente algún día leerás estas líneas a conciencia y sabrás el gran amor que un padre puede tener por un hijo. Gracias por los ratos de ternura que me has regalado y por los momentos de juego y sonrisas que hemos compartido. Hijo una disculpa por los regaños, siempre han sido pensados en hacerte un hombre de valores y principios y sobre todo un triunfador.

A MI HIJA: Dalilah por quitarme el sueño por las noches, pero por brindarme otro, la bendición de tener a una hija y vivir nuevamente momentos de ternura. Hija aún eres muy pequeña e ignoras muchas cosas, poco a poco irás conociendo tu entorno y ahí estaremos tus padres y tu hermanito con la firme idea de brindarte todos los cuidados y conocimientos necesarios. Cuando tú puedas leer esto habrán pasado muchos años y verás que nuestro amor hacia ti será el mismo.

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 mi 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 es física porque siempre hemos estado juntos con el pensamiento, con nuestros sueños y proyectos. Estoy seguro que somos pocos los que podemos decir que tenemos un padre ejemplar, a pesar de las adversidades nunca te has rendido y con tus bromas y picardía has hecho que siempre me ría a carcajadas o bien tenga una sonrisa al recordarte. No sé cuánto tiempo más estarás con nosotros porque a pesar de tus 70 años eres un hombre en pie de lucha y que no has abandonado sus sueños. Agradezco tus enseñanzas, tus consejos, tus palabras de aliento y toda la vida que dejaste en el camino por hacerme un hombre de bien.

Mamá, solo de escuchar esta palabra me hace pensar en muchas cosas que debiste pasar para que yo ahora sea una persona de bien; los sacrificios, las limitaciones y a veces la soledad que pasaste y aun así no te rendiste y nos diste de comer a mí y a mis hermanos. Lamento 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.

Luisa muchas gracias por todo, sabes que mi cariño hacia ti es incondicional y has sido mi fuente de inspiración para seguir adelante. También agradezco la presencia de tus hij@s que muchas veces alegraron esos momentos de soledad.

Toña aunque ahora estás muy lejos me complace y me llena de orgullo saber que has cumplido tus sueños, vivir en otro país no debe ser fácil y más cuando parte de tus seres queridos han quedado distantes. ¡Ojalá un día regreses a México, te extraño!

Flavio, Adriana y Francisco, 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 valioso es disfrutar lo que tenemos, a nuestros hijos y todo lo que Dios nos ha brindado. ¡Ánimo!

A MIS SUEGROS: Por permitirme vivir durante varios años en su casa y por aguantar las travesuras de su nieto Jesús y últimamente de Dalilah!

AGRADECIMIENTOS

A DIOS por darme la vida, una vida llena de retos, de cosas buenas a lo largo de mi existencia y por darme la oportunidad de ser hijo, esposo y padre. ¡Es una bendición ser las tres cosas a la vez!

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

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. Además, por apoyar mi trabajo de investigación mediante el otorgamiento del financiamiento a través del FIDEICOMISO 2011.

A mi Consejero Dr. Esteban Rodríguez Leyva por creer en mí, por hacerme crecer como profesional, por infundir en mí ese sentido crítico y por su invaluable ayuda como amigo. Dr. Un agradecimiento infinito...

Al Dr. J. Refugio Lomeli Flores por su apoyo a lo largo del doctorado, por los aportes brindados para llevar a buen puerto mi investigación y por el interés en mantener

contacto permanente con sus estudiantes. Por la amistad brindada durante mi estancia como estudiante de maestría y doctorado.

A la Dra. Laura Delia Arenas por su contribución al buen desarrollo de la investigación y por las rigurosas observaciones para mejorar este trabajo.

Al Dr. Néstor Bautista Martínez por la asesoría brindada en la presente investigación y por la buena disposición que siempre mostró hacia mí.

Al Dr. Samuel Pineda Guillermo por ser una persona crítica, accesible y con pronta respuesta hacia las dudas que surgieron durante el desarrollo de la investigación.

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

Evert Villanueva, Iliana, Haidel, Eduardo, Nadia, Salvador, Nuvia, Marco, Jorge Vega, Claudia Cerón.

¡A todo el pueblo de México!

Sinceramente....

¡Gracias!

CONTENIDO

RESUMEN.....	II
ABSTRACT.....	III
DEDICATORIA.....	iv
AGRADECIMIENTOS	vii
CONTENIDO.....	ix
ÍNDICE DE FIGURAS	xi
ÍNDICE DE CUADROS	xii
CAPÍTULO 1. INTRODUCCIÓN GENERAL	1
1.1. <i>Bactericera cockerelli</i>	1
1.1.1. Distribución geográfica	1
1.1.2. Hospederos	2
1.1.3. Daños	2
1.1.4. Importancia de <i>Bactericera cockerelli</i> en el cultivo de solanáceas en México	4
1.2.3. Uso de insecticidas químicos y enemigos naturales	8
1.2.4. Delimitación del problema de estudio.....	9
1.3. Objetivos	10
1.3.1. Objetivo general	10
1.3.2. Objetivos específicos.....	10
CAPÍTULO 2. TOXICIDAD Y RESIDUALIDAD DE INSECTICIDAS SOBRE ADULTOS DE <i>TAMARIXIA TRIOZAE</i> (HYMENOPTERA: EULOPHIDAE)	11
2.1. Resumen.....	11
2. 2. Abstract.....	12
2.3. INTRODUCCIÓN	13
2.4. MATERIALES Y MÉTODOS.....	15
2.4.1. Material vegetal para la cría de <i>B. cockerelli</i>	15
2.4.2. Cría de <i>B. cockerelli</i>	16
2.4.3. Cría de <i>T. triozae</i>	17
2.5. Insecticidas	18
2.6. Ensayos de toxicidad y residualidad de insecticidas.....	20

2.7. Análisis estadístico	22
2.8. RESULTADOS.....	23
2.9. DISCUSIÓN	27
CAPÍTULO 3. EFECTOS SUBLETALES DE AZADIRACTINA, SPINOSAD Y BETACYFLUTRIN SOBRE <i>TAMARIXIA TRIOZAE</i>	31
3.1. Resumen.....	31
3.2. Abstract.....	33
3.3. INTRODUCCIÓN	34
3.4. MATERIALES Y MÉTODOS.....	36
3.4.1. Material vegetal para la cría de <i>B. cockerelli</i>	36
3.4.2. Cría de <i>B. cockerelli</i>	36
3.4.3. Cría de <i>Tamarixia triozae</i>	37
3.5. Insecticidas	38
3.6. Ensayos de laboratorio	38
3.6.3. Efecto de dosis subletales de tres insecticidas sobre parámetros biológicos de <i>Tamarixia triozae</i>	40
3.6.4. Supervivencia de <i>T. triozae</i> sin huésped después de estar expuestas a spinosad y betacyflutrin (CL ₇₅ , CL ₅₀ y CL ₂₅).....	45
3.7. Análisis estadístico	46
3.8. RESULTADOS.....	46
3.9. DISCUSIÓN.....	55
4. CONCLUSIONES GENERALES Y SUGERENCIAS	59
5. LITERATURA CITADA.....	61

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. A) Charolas para producir plántula y B) Plantas para la cría de <i>Bactericera cockerelli</i>	16
Figura 2. Cría de <i>Bactericera cockerelli</i> sobre plantas de tomate.....	17
Figura 3. Ninfas de <i>Bactericera cockerelli</i> parasitadas por <i>Tamarixia triozae</i>	18
Figura 4. Plantas de tomate en invernadero de la Universidad Autónoma Chapingo, Texcoco, Estado de México.....	21
Figura 5. Muestra de donde se realizaba el corte de los folíolos de tomate.....	22
Figura 6. Disposición de tratamientos, completamente al azar, dentro de cámara bioclimática (25 ± 2° C, 70-80% H.R.).....	22
Figura 7. Residualidad de insecticidas sobre plantas de tomate y su efecto sobre <i>Tamarixia triozae</i>	25
Figura 8. Foliolo de tomate dentro de vial con agua y presencia de ninfas de <i>Bactericera cockerelli</i> de 4° instar.....	41
Figura 9. Dispositivos para ensayo de oviposición y alimentación sobre el huésped; <i>Tamarixia triozae</i> se cambió cada 24 h a un dispositivo con huésped nuevo.....	42
Figura 10. Ninfa de <i>Bactericera cockerelli</i> con huevo (señalado por la flecha) de <i>Tamarixia triozae</i>	43
Figura 11. Ninfa de <i>Bactericera cockerelli</i> que muestra marcas de alimentación realizadas por <i>Tamarixia triozae</i>	43
Figura 12. Cajas Petri que sirvieron como recipientes de emergencia de F1 de <i>Tamarixia triozae</i>	44
Figura 13. Tubos de ensaye donde se mantuvo a hembras de <i>Tamarixia triozae</i> sin huésped para evaluar supervivencia después de exposición a insecticidas.....	45

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Insecticidas y dosis evaluadas por el método de exposición residual sobre adultos de <i>Tamarixia triozae</i>	19
Cuadro 2. Porcentaje de mortalidad (media±EE) de adultos de <i>Tamarixia triozae</i> , en diferentes días después de la exposición, a residuos de la concentración máxima recomendada por el fabricante de diferentes insecticidas sobre hojas de tomate.....	24
Cuadro 3. Categorías (IOBC) en la mortalidad y persistencia de productos químicos en condiciones de campo.....	26
Cuadro 4. Tiempo transcurrido desde la aplicación de insecticidas hasta llegar a la categoría 1 o inofensivo según la IOBC, y su categoría por persistencia.....	26
Cuadro 5. Toxicidad de insecticidas en adultos de <i>Tamarixia triozae</i> a diferentes horas postaplicación.....	48
Cuadro 6. Efecto de diferentes concentraciones de spinosad sobre parámetros biológicos de <i>Tamarixia triozae</i>	51
Cuadro 7. Efecto de diferentes concentraciones de betacyflutrín sobre parámetros biológicos de <i>Tamarixia triozae</i>	53
Cuadro 8. Supervivencia de adultos de <i>Tamarixia triozae</i> , alimentados con miel, después de exponerse a diferentes concentraciones de spinosad...	54
Cuadro 9. Supervivencia de adultos de <i>Tamarixia triozae</i> , alimentados con miel, después de exponerse a diferentes concentraciones de betacyflutrín.....	55

CAPÍTULO 1. INTRODUCCIÓN GENERAL

1.1. *Bactericera cockerelli*

El psílido de la papa, *Bactericera cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Triozidae), se recolectó por primera vez en 1909 por T. D. Cockerell en el estado de Colorado, EE.UU., posteriormente Sulc (1909) realizó su descripción formal y le asignó el nombre de *Trioza cockerelli* más tarde se reconoció como *Paratrioza cockerelli* (Crawford 1911); no obstante, en la última revisión del género 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 y salerillo (Pletsch 1947, Garzón-Tiznado 1984). La alta capacidad reproductiva de este insecto, su amplia distribución geográfica, la variedad de hospedantes silvestres y cultivados, así como su capacidad de transmitir fitopatógenos colocan a esta especie como una de las principales plagas a combatir en cultivos de solanáceas en Centroamérica, México y algunas regiones de EE.UU. (Bujanos *et al.* 2005, Liu *et al.* 2006, Butler y Trumble 2012).

1.1.1. Distribución geográfica

Bactericera cockerelli se distribuye en la parte norte y centro del continente americano, incluyendo Honduras, Guatemala, El Salvador, Nicaragua, México, Estados Unidos y limitadamente en Canadá (Liu *et al.* 2006, Butler y Trumble 2012). En 2006 se detectó, como una plaga exótica, en Nueva Zelanda en cultivo de tomate (Thomas *et al.* 2011). En México se registró desde 1947 (Pletsch 1947) y en la actualidad se distribuye prácticamente en todo el país; incluyendo los estados de 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).

1.1.2. Hospederos

Pletsch (1947) y Wallis (1955) indican que los hospederos principales de *B. cockerelli* son especies de la familia Solanaceae, aunque también se ha detectado en algunas especies de Amaranthaceae, Fabaceae, Lamiaceae, Malvaceae, Pinaceae, Poaceae, Polygonaceae, Rosaceae, Salicaceae y Zygophyllaceae. Por otro lado, Servin *et al.* (2008) incluyen a *Phaseolus vulgaris* L. (frijol), *Datura discolor* Bernh (toloache) y *Solanum umbellatum* Millar (hierba mora) (Almeyda-León *et al.* 2008); particularmente las dos últimas especies deben recibir mayor atención ya que pueden ser reservorios de la plaga y de fitopatógenos para el cultivo.

1.1.3. Daños

Entre los problemas más relevantes generados por *B. cockerelli* está su capacidad para inyectar una toxina que provoca modificaciones en el color 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 de papa y tomate, y en condiciones extremas su muerte. “El amarillamiento del psílido” incluye detención del crecimiento, proliferación de brotes nuevos, clorosis y tonos púrpura de las hojas, estimulación de la floración, y sobreproducción de frutos pequeños y de baja calidad en tomate (Richards 1928, Severin 1940, Wallis 1948, Liu *et al.* 2006, Servin *et al.* 2008). En el estado de Sinaloa,

México, se reportaron enfermedades de plantas 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 ocasionan, en las principales zonas productoras de solanáceas en México, provocan la necesidad de un manejo integrado del complejo de estas enfermedades y su vector.

Algunos trabajos realizados en México, a través de técnicas moleculares y biológicas, demostraron que *B. cockerelli* está asociado con varios fitopatógenos y que puede transmitirlos a plantas de chile (*Capsicum annuum* L.), tomate (*Solanum lycopersicum* L.); tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa* Brot.) y papa (*Solanum tuberosum* L.) (Leyva-López *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 la enfermedad denominada permanente del tomate (PT) durante el ciclo primavera-verano en la década de los 80`s. Este autor señaló que esta enfermedad fue provocada por un fitoplasma y transmitida por *B. cockerelli*; posteriormente Hansen *et al.* (2008) propusieron que el agente causal de esta enfermedad es la bacteria *Candidatus Liberibacter solanacearum* la cual es transmitida por el psílido *C. Liberibacter solanacearum* del mismo modo provoca la enfermedad zebra chip (ZC) de la papa, ésta se caracteriza por un patrón de rayas necrosadas en la sección transversal del tubérculo en plantas infectadas. Ésta necrosis se hace más prominente cuando las rodajas de tubérculos infectados se utilizan para freír. La incidencia de la enfermedad es variada pero puede ocurrir en la producción comercial

de papa a lo largo del suroeste de EE.UU., norte de México, Guatemala (Secor y Rivera-Varas 2004) y Nueva Zelanda (Liefiting *et al.* 2008).

La enfermedad ZC se documentó desde 1994 en cultivos de papa en Saltillo, México, y en EE.UU. se reportó en el año 2000 en cultivos comerciales de papa en Texas (Secor y Rivera-Varas 2004). Desde entonces ZC se ha observado en otros estados incluyendo Nebraska, Colorado, Kansas, Nuevo México, Arizona, Nevada y California (Munyanza *et al.* 2007). Éste problema no se había declarado económicamente importante hasta que del 2004 al 2006 se le atribuyeron pérdidas por millones de dólares en lugares de EE.UU. y México, a menudo causando el abandono de grandes superficies de papa (Flores *et al.* 2004, Secor y Rivera-Varas 2004, Hernández-García *et al.* 2006, Salas-Marina *et al.* 2006). La enfermedad ZC sigue siendo económicamente importante en las zonas productoras de papas para consumo en fresco o procesamiento, particularmente en los estados de Coahuila y Nuevo León, México, donde se le conoce como papa manchada. Desde 2003 la incidencia de la enfermedad ZC en esta región ha sido del 100% en algunos campos de cultivo (Flores *et al.* 2004, Secor y Rivera-Varas 2004, Hernández-García *et al.* 2006, Salas-Marina *et al.* 2006).

1.1.4. Importancia de *Bactericera cockerelli* en el cultivo de solanáceas en México

El tomate (*S. lycopersicum*) representa un cultivo muy importante dentro de la horticultura mexicana. México tiene una producción de más de 2.6 millones de toneladas, con valor estimado de 15 mil millones de pesos y una superficie cosechada de 47 mil ha (SIAP 2013). Éste cultivo es blanco de plagas como *B. cockerelli* que ha

causado pérdidas significativas en la producción nacional de esta hortaliza (Bujanos *et al.* 2005). Sólo en el estado de Guanajuato en los años 90`s esta plaga mermó el 60% de la producción de tomate, ocasionando que en años subsecuentes la superficie cultivada se redujera en un 85% (Garzón *et al.* 2009).

También se argumenta la existencia de biotipos de *B. cockerelli*, aparentemente se distinguen por su capacidad reproductiva en tomate en California (EE.UU.) y Baja California (México), lo que ocasiona poblaciones abundantes y como consecuencia pérdidas mayores al 50% de la producción de fruto en fresco. Asimismo, estos biotipos son más resistentes a los insecticidas que las poblaciones nativas de Texas (Liu *et al.* 2006, Liu y Trumble 2007).

1.2. Métodos de control de *B. cockerelli*

1.2.1. Control químico

El control químico de plagas es una práctica frecuente en los sistemas agrícolas. Sin embargo, el manejo deficiente en la aplicación de los insecticidas ha provocado diversos problemas entre los que destacan la contaminación ambiental, desequilibrio ecológico, intoxicación de los usuarios y selección de insectos resistentes a los productos (Vendramin y Rodríguez 2003).

Para el control de *B. cockerelli* en cultivo de solanáceas se usan insecticidas químicos como herramienta principal (Trumble 1990), y se aplican cuando la densidad de esta plaga es alta (más de 30 ninfas por planta) (Liu y Trumble 2006). Este tipo de manejo puede incrementar los riesgos de que la población de insectos sea seleccionada y se haga resistente al insecticida en el corto plazo. En Coahuila y San

Luis Potosí, México, se realizan hasta doce aplicaciones de insecticidas durante la temporada de cultivo de tomate y papa, y se desconoce el estado de susceptibilidad a estos agroquímicos (Vega-Gutiérrez *et al.* 2008).

En México se han evaluado insecticidas de diferentes grupos toxicológicos contra *B. cockerelli* entre estos, abamectina, spinosad, imidacloprid y thiamethoxam, demostraron efectividad para el control de esta plaga en campo (Avilés-González *et al.* 2005, Bujanos *et al.* 2005). Sin embargo, las restricciones en el manejo de éstos y otros insecticidas, y su uso como única alternativa de control (Vega-Gutiérrez *et al.* 2008), han obligado a la búsqueda de alternativas dentro del manejo integrado de *B. cockerelli*. Se considera que el control legal, cultural, biológico, y quizá el uso de algunos extractos vegetales pudieran utilizarse en combinación con el uso de insecticidas organosintéticos (Trumble 1990, Norris *et al.* 2003). Por ejemplo, en el altiplano de San Luis Potosí los productores, en coordinación con la Secretaría de Agricultura, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación (SAGARPA), implementaron acciones que incluyen el uso del *Chrysoperla carnea* (Stephens), y de extractos de *Azadirachta indica* 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; la cual se refiere al manejo y eliminación de puntos de infestación de plagas con el establecimiento o reordenamiento de fechas de siembra y destrucción de residuos de cosecha (SAGARPA 2001).

1.2.2. Control biológico

La lista de enemigos naturales de *B. cockerelli* incluye algunos hongos entomopatógenos como *Beauveria bassiana*, *Metarhizium anisopliae* y *Verticillium*

lecanii, depredadores como *Chrysoperla* spp., *Geocoris* spp. e *Hippodamia convergens* Guérin–Menenville; además de los parasitoides de ninfas *Metaphycus psyllidis* Compere, y *Tamarixia triozae* (Compere 1943, Pletsch 1947, Lomeli-Flores y Bueno 2002, Bujanos *et al.* 2005, Bravo y López 2007). Este último parasitoide se observó desarrollándose en ninfas de *B. cockerelli* 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 en la regulación poblacional de *B. cockerelli* debido a que existía poca sincronización entre ambos, por la aparición tardía del parasitoide y porque había alta mortalidad en el estado de pupa (38-100%). No obstante, hay información más reciente que atribuye diferente importancia en campo a este parasitoide contra el psílido. Por ejemplo, cuando no se aplicaron insecticidas en algunos cultivos de chile en Oaxaca, México, se presentaron niveles de 80% de parasitismo (Bravo y López 2007). Además, en estudios de laboratorio se ha determinado que *T. triozae* es un ectoparasitoide solitario, sinovigénico que se alimenta de ninfas de cuarto y quinto ínstar del psílido, tiene un ciclo de vida de la mitad de tiempo que su hospedero y se considera un candidato con excelente potencial como agente de control biológico (Cerón-González *et al.* 2014; Rojas *et al.* 2015). Durante 2006 éste parasitoide se introdujo a Nueva Zelanda para evaluar su potencial contra *B. cockerelli* a través del control biológico clásico, aunque la mayoría de los estudios se seguían realizando en condiciones de cuarentena (Anónimo 2006, Workman y Whiteman 2009). A pesar de la falta de investigación para mejorar las condiciones ideales para el desempeño de *T. triozae* en campo abierto, actualmente se explora su establecimiento en crías masivas e incorporación en programas de

control biológico por aumento, particularmente en agricultura protegida (Lomeli-Flores y Bueno 2002, Yano 2004, Lomeli-Flores *et al.* 2014, Rojas *et al.* 2015).

1.2.3. Uso de insecticidas químicos y enemigos naturales

Para la integración del uso de algún plaguicida con enemigos naturales en programas de Manejo Integrado de Plagas (MIP), previamente se debe establecer si existe alguna compatibilidad fisiológica o comportamental (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). La aplicación de insecticidas de escasa residualidad, durante las épocas en que los agentes de control biológico no están presentes, crea una oportunidad para producir menor impacto directo sobre éstos (Theiling y Croft 1988, Messing y Croft 1990, Legaspi *et al.* 2000, Udayagiri *et al.* 2000).

Una de las consideraciones importantes en los estudios de insecticidas y enemigos naturales es el modo de acción de los productos. Por ejemplo, los insecticidas piretroides se degradan al estar expuestos a la luz ultravioleta (Yamamoto 1970), mientras que los que pertenecen al grupo de las diacilhidrazinas se degradan principalmente por la acción de los microorganismos (Dhadialla *et al.* 1998). Esto se refleja en que los primeros pueden ser más persistentes en condiciones de invernadero, o dentro de estructuras que no estén expuestas a la luz. Es común asumir que los artrópodos benéficos exhiben, a menudo, mayor susceptibilidad a los insecticidas que la plaga (Croft 1990, Stark *et al.* 1992, Ruberson *et al.* 1998). Según estos autores esto es ocasionado por una variedad de factores que incluyen su

comportamiento activo de búsqueda, menor capacidad de desintoxicación, menor variación genética y limitación del alimento (Tabashnik y Johnson 1999). Como consecuencia de esa diferencia en susceptibilidad a los insecticidas organosintéticos muchos parasitoides adultos son eliminados en la implementación de programas de control que incluyen insecticidas no selectivos (Bartlett 1958).

Además de la diferencia en susceptibilidad entre insectos plaga y parasitoides a insecticidas organosintéticos, también es importante conocer las posibles vías de entrada del tóxico, por lo que es necesario ensayar métodos que reproduzcan, en parte, lo que puede ocurrir en el cultivo (Croft 1990, Viñuela y Jacas 1993). La vía de entrada de un insecticida en un estado de desarrollo inmaduro de un parasitoide 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). En el estado adulto, el parasitoide puede entrar en contacto con el insecticida de manera directa (gotas de la aspersión y superficies contaminadas), 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).

1.2.4. Delimitación del problema de estudio

Existe una necesidad imperante para generar alternativas de manejo de *B. cockerelli* en cultivos de solanáceas de importancia económica (papa, tomate y chile) en países de Centroamérica, México, EE.UU., y Nueva Zelanda. El parasitoide *T.*

triozae, nativo de norteamérica de donde también es originaria la plaga, es un candidato potencial para el control biológico de este psílido, pero se necesita generar información sobre diferentes factores que pueden influenciar su desempeño en invernadero o campo. Por ejemplo, debido a la importancia de *B. cockerelli* como plaga y como vector de fitopatógenos de solanáceas, de mayor importancia en papa y tomate, es evidente que una de las herramientas principales continuará siendo el control químico. Por esta razón, es necesario determinar el efecto de algunos insecticidas sobre *T. triozae* para buscar productos, o momentos oportunos de aplicación, que pudieran permitir el uso de ambas estrategias de control de *B. cockerelli*, y este fue el sustento del presente trabajo para proponer los objetivos siguientes.

1.3. Objetivos

1.3.1. Objetivo general

Evaluar la toxicidad y residualidad de insecticidas utilizados comúnmente en México, y Estados Unidos de América para el control de *Bactericera cockerelli*, sobre el parasitoide *Tamarixia triozae*.

1.3.2. Objetivos específicos

1. Evaluar la toxicidad y residualidad de ocho insecticidas en condiciones de invernadero sobre adultos de *Tamarixia triozae*.
2. Determinar la concentración letal media (CL₅₀) de spinosad, betacyflutrín y azadiractina sobre *Tamarixia triozae* en condiciones de laboratorio.
3. Determinar los efectos subletales de spinosad y betacyflutrín sobre *T. triozae*.

CAPÍTULO 2. TOXICIDAD Y RESIDUALIDAD DE INSECTICIDAS SOBRE ADULTOS DE *TAMARIXIA TRIOZAE* (HYMENOPTERA: EULOPHIDAE)

2.1. Resumen

Bactericera cockerelli es una de las plagas más importantes en los cultivos de solanáceas en Centroamérica, México y Estados Unidos de América. Su manejo se basa en el uso de insecticidas; sin embargo, recientemente se ha estudiado el potencial del eulófido *Tamarixia triozae* para el manejo de esta plaga. Si se considera que *T. triozae* puede estar expuesto a insecticidas para el control de plagas en los cultivos, el objetivo del presente trabajo fue evaluar la toxicidad y residualidad de spirotetramat, spiromesifen, betacyflutrín, pimetrozina, azadiractina, imidacloprid, abamectina y spinosad sobre adultos de *T. triozae*. La evaluación se realizó por el método de contacto residual en discos de hojas de tomate obtenidos de plantas bajo condiciones de invernadero (23 ± 7 ° C, 70-80% H.R). Los ocho insecticidas evaluados fueron tóxicos para *T. triozae*; de acuerdo con la Organización Internacional de Control Biológico (IOBC), los más residuales fueron abamectina y spinosad, ubicándose en la categoría 3 y 4, respectivamente. Los menos persistentes fueron azadiractina, pimetrozina, spirotetramat y spiromesifen, imidacloprid y betacyflutrín que se ubicaron en la categoría 2. En lo que corresponde a la residualidad, spirotetramat, spiromesifen, pimetrozina, imidacloprid, betacyflutrín, abamectina y spinosad, se ubican en la categoría de inofensivos (<25% de mortalidad) a los 5, 7, 7, 11, 11, 13, 25 y 43 días después de la aplicación, respectivamente. Con estos resultados se puede decir que hay evidencias para considerar que los productos menos tóxicos y persistentes de este estudio podrían usarse en programas de Manejo Integrado de Plagas que incluyan a *T. triozae*.

Palabras clave. Psílido de la papa, control biológico, parasitoides, insecticidas, residualidad.

2. 2. Abstract

Bactericera cockerelli is one of the most important pests and vector of diseases on potato, tomato and peppers in Central America, Mexico, the United States of America, and New Zealand. Its control is based on the use of insecticides; however, recently the potential of the eulophid *Tamarixia triozae* to combat this pest has been studied. Considering that *T. triozae* can be exposed to products commonly used for pest control in those crops, the objective of this study was to explore the compatibility of eight insecticides with this parasitoid. Then the toxicity and residuality of spirotetramat, spiromesifen, beta-cyfluthrin, pymetrozine, azadirachtin, imidacloprid, abamectin and spinosad on *T. triozae* adults were assessed by the method of residual contact on tomato leaf discs which were collected from plants growing under greenhouse conditions ($23\pm 7^{\circ}\text{C}$, 70-80% RH). The eight insecticides were toxic for *T. triozae*; according to the classification of the International Organization of Biological Control (IOBC), the most persistent were abamectin and spinosad, which were placed in categories 3 and 4, respectively. The least persistent, azadirachtin, pymetrozine, spirotetramat, spiromesifen, imidacloprid and beta-cyfluthrin were placed in category 2. Regarding toxicity, spirotetramat, spiromesifen, pymetrozine, imidacloprid, beta-cyfluthrin, abamectin and spinosad were in harmless category (<25% mortality of adults) at 5, 7, 7, 11, 11, 13, 25 and 43 d after application, respectively. The toxicity and residuality of these insecticides should be considered in an Integrated Pest Management program that could include *T. triozae*.

Keywords: Potato psyllid, biological control, parasitoids, pesticides, residuality.

2.3. INTRODUCCIÓN

El psílido de la papa, *Bactericera cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Triozidae), es considerado una de las plagas más importantes en los cultivos de solanáceas en Centroamérica, México, Estados Unidos, y Nueva Zelanda (Pletsh 1947, Cranshaw 1994, Munyaneza *et al.* 2007, Hansen *et al.* 2008, Liefting *et al.* 2008, Butler y Trumble 2012). Este insecto causa daños directos al alimentarse e indirectos al inyectar saliva tóxica y excretar mielecilla que favorece el crecimiento de hongos. Sin embargo, el mayor riesgo del psílido se relaciona con su capacidad de transmitir la bacteria *Candidatus Liberibacter psyllaourous* (*Idem* C. L. *Solanacearum*) que causa la enfermedad zebra chip (ZC) (Munyaneza *et al.* 2007, Hansen *et al.* 2008, Liefting *et al.* 2008, Crosslin y Munyaneza 2009, Gao *et al.* 2009, Lin *et al.* 2009, Camacho *et al.* 2011, Butler y Trumble 2012, Munyaneza 2012). Zebra chip es una de las enfermedades más devastadoras en el cultivo de papa en el estado de Texas y norte de México (Munyaneza *et al.* 2008). En Texas, ZC ha causado pérdidas mayores al 20% en la superficie sembrada de papa, equivalentes a ~ 33.4 millones de dólares anuales en el periodo de 2006 a 2008 (CNAS 2006, Wen *et al.* 2009, Munyaneza 2012). En México, la presencia de *B. cockerelli* y la transmisión de *Candidatus Liberibacter solanacearum* asociado ha provocado en algunas temporadas pérdidas de fruto fresco de tomate superiores al 50% en Guanajuato y Michoacán (Garzón *et al.* 2009).

Por los riesgos que implica la presencia del psílido en los cultivos se emplea gran cantidad de insecticidas para su control, esto incrementa la probabilidad de problemas como resistencia, resurgencia de plagas secundarias, contaminación ambiental y

eliminación de fauna benéfica (Tiscareño *et al.* 2002, Goolsby *et al.* 2007, Vega-Gutiérrez *et al.* 2008, Gharalari *et al.* 2009, López-Durán 2009). Con la finalidad de reducir la dependencia de los insecticidas para el control de esta plaga, y mantener o mejorar sus niveles de control, es necesaria la inclusión de enemigos naturales en el manejo del psílido (Luna-Cruz *et al.* 2011, Liu *et al.* 2012, Cerón-González *et al.* 2014, Rojas *et al.* 2015). Uno de los enemigos naturales con mayor potencial en el manejo de *B. cockerelli* es el eulófido *Tamarixia triozae*; un ectoparasitoide solitario y sinovigénico que se alimenta sobre ninfas de cuarto y quinto ínstar del psílido (Johnson 1971, Morales *et al.* 2013, Cerón-González *et al.* 2014, Rojas *et al.* 2015). Esta especie se ha colectado en cultivos de solanáceas en norteamérica, específicamente EE.UU. y México, donde actúa como factor de regulación de la plaga en regiones productoras de papa y tomate donde no se aplican insecticidas (Jensen 1957, Johnson 1971, Lomeli-Flores y Bueno 2002, Bujanos *et al.* 2005). Al respecto, Bravo y López (2007) indicaron que en cultivos de chile libres de insecticidas en Oaxaca, México, el nivel de parasitismo alcanzó el 80%. Sin embargo, en cultivos de papa en el sur de Texas se registró de 5 a 20% de parasitismo, éstos niveles se asociaron, entre otros factores, a la falta de hospederos alternativos y al amplio uso de insecticidas (Liu *et al.* 2012). A pesar de los esfuerzos para usar insecticidas selectivos (Schumutterer 1990), existen evidencias de que la aplicación de éstos para el control de *B. cockerelli* afecta negativamente la supervivencia de *T. triozae*. Luna-Cruz *et al.* (2011) señalaron que los insecticidas abamectina y spinosad resultaron altamente tóxicos para adultos de *T. triozae*, Categoría IOBC 3, y que imidacloprid inhibió la emergencia de adultos del parasitoide. Hasta ahora, sólo existen dos estudios relacionados con la evaluación de

insecticidas químicos sobre *T. triozae* (Luna-Cruz *et al.* 2011, Liu *et al.* 2012). En el primero, los autores incluyeron una lista reducida de productos, y en el segundo los ensayos se realizaron en tubos de ensaye sin la presencia del huésped. Esta metodología de evaluación pudiera subestimar los resultados porque sin la presencia del huésped los parasitoides pueden pasar menos tiempo en contacto con la superficie contaminada (Luna-Cruz *et al.* 2011).

Es evidente que existe la necesidad de integrar enemigos naturales para el manejo de *B. cockerelli*. Con el conocimiento de la cría de *T. triozae* y su potencial como agente de control biológico (Cerón-González *et al.* 2014, Rojas *et al.* 2015), existe la posibilidad de diseñar una estrategia de Manejo Integrado de Plagas donde este parasitoide se constituya en un componente importante del manejo, aunque aún no se puede excluir del todo el uso de insecticidas. El objetivo de este trabajo fue evaluar la toxicidad y residualidad de ocho insecticidas en condiciones de invernadero sobre adultos de *T. triozae*.

2.4. MATERIALES Y MÉTODOS

2.4.1. Material vegetal para la cría de *B. cockerelli*

Para realizar las pruebas se utilizaron plantas de tomate (*S. lycopersicum* L.) cultivar Sun7705, las cuales se sembraron en macetas de 5 L con un sustrato compuesto de turba [(Premier®, Quebec, Canadá) + tezontle (2:1)]. Desde el trasplante hasta los 60 días de edad las plantas se regaron con la solución nutritiva propuesta por Steiner (1961), con 12 me N y solución de micronutrientes, con un sistema de riego automatizado (Figura 1).



Figura 1. A) Charolas para producir plántula y B) Plantas para la cría de *Bactericera cockerelli*.

2.4.2. Cría de *B. cockerelli*

La colonia de *B. cockerelli* se estableció con 2000 adultos, aproximadamente, procedentes de una cría susceptible a insecticidas aislada en invernadero desde junio de 2008. Los adultos se introdujeron en jaulas entomológicas (90x90x95 cm) cubiertas con tela de organza sobre plantas de tomate de 45-60 días de edad. Cada planta de tomate se encontraba en un maceta individual y se regó diariamente con la solución nutritiva descrita anteriormente. Para la oviposición los adultos del psílido se mantuvieron sobre las plantas durante 72 h y luego se retiraron con un aspirador. Este proceso se realizó en forma periódica para tener material biológico durante el experimento (Figura 2).



Figura 2. Cría de *Bactericera cockerelli* sobre plantas de tomate.

2.4.3. Cría de *T. triozae*

La cría de *T. triozae* se inició con 150 ninfas de *B. cockerelli* parasitadas que se recolectaron en un cultivo de tomate de cáscara (*Physalis ixocarpa*), en Salvatierra, Guanajuato (20°12'49" N, 100°52'49" O), y 200 parasitoides adultos procedentes de la cría que se mantiene, en invernadero desde 2008, en el Colegio de Postgraduados, en Texcoco, Estado de México (19°29'49" N, 98°53'49" O). Para el incremento del parasitoide se usaron plantas de tomate infestadas con ninfas de *B. cockerelli* de cuarto ínstar que se colocaban en jaulas entomológicas, similares a las descritas anteriormente. Los parasitoides de *T. triozae* se introdujeron dentro de las jaulas para que se alimentaran y ovipositaran sobre su huésped; luego de seis a ocho días de haber ocurrido la parasitación las hojas de tomate que contenían ninfas con evidencia de parasitismo (color café cobrizo y pegadas a la hoja) se retiraron de la planta y se

colocaron en recipientes de plástico, mismos que se llevaron a una cámara de cría ($25 \pm 2^\circ \text{ C}$, 70-80% H.R) y posteriormente se colocaron dentro de jaulas de acrílico (50x50x35 cm), para esperar la emergencia de los adultos (Figura 3). Dentro de cada jaula se proporcionaron líneas de miel sobre el acrílico para la alimentación *at libitum* de los adultos.



Figura 3. Ninfas de *Bactericera cockerelli* parasitadas por *Tamarixia triozae*.

2.5. Insecticidas

Se emplearon ocho formulaciones comerciales de insecticidas (Cuadro 1), los cuales representan diferentes grupos toxicológicos y son los productos frecuentemente recomendados para el control de *B. cockerelli* y otras plagas en solanáceas en México y EE.UU.

Cuadro 1. Insecticidas y dosis evaluadas por el método de exposición residual sobre adultos de *Tamarixia triozae*.

Ingrediente activo (i.a.)	Nombre comercial	Concentración (g i.a. L ⁻¹)	Concentración	Grupo	Modo de Acción
			utilizada* (mg i.a. L ⁻¹)	Toxicológico	
Spirotetramat	Movento OD	150	300	Ácido tetrónico	Inhibe la biosíntesis de lípidos, regulador del crecimiento
Spiromesifen	Oberon SC	240	480	Ácido tetrónico	Inhibe la biosíntesis de lípidos, regulador del crecimiento
Beta-Cyflutrin	Bulldock 125 SC	125	87.5	Piretroides	Moduladores de los canales de sodio. Neurotóxico
Pimetrozina	Plenum GS	500	1300	Pymetrozine	Bloqueadores selectivos de la alimentación de homópteros
Azadiractina	PHC Neeem SA	320	1056	Azadiractina	Compuesto de acción multifactorial
Spinosad	Spintor 12 SC	120	204	Spinosinas	Antagonistas de los receptores acetilcolina nicotínicos. Neurotóxico
Imidacloprid	Confidor 1.8 CE	350	1155	Neonicotinoides	Antagonistas de los receptores de la Acetilcolina. Neurotóxico
Abamectina	Agrimec	18	72	Avermectinas	Activadores de los canales de sodio. Neurotóxico y muscular

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

*Se consideró una cantidad de 250 L de agua ha⁻¹.

2.6. Ensayos de toxicidad y residualidad de insecticidas

El ensayo se realizó durante los meses de enero y febrero de 2011 en un invernadero del campo experimental Tlapeaxco, Texcoco, de la Universidad Autónoma Chapingo (19° 47' 29" y N 99° 20' 59" O). Se utilizaron plantas de tomate cultivar Sun7705 (Figura 4), las cuales se sembraron en bolsas negras de polietileno de 15 L y se usó tezontle como sustrato. Desde el trasplante, las plantas se regaron mediante un sistema automatizado, por goteo, con la solución propuesta por Steiner (1961). Dos semanas después del trasplante se colocó el sistema de tutoreo, y las plantas se condujeron a un solo tallo para facilitar el manejo. Las condiciones ambientales de invernadero fueron de $23\pm 7^{\circ}\text{C}$ y 70-80% de H.R.

En cada tratamiento se usó la concentración máxima recomendada por el fabricante para el control de *B. cockerelli* (Cuadro 1). Plantas individuales de tomate de 3.5 meses de edad se asperjaron hasta punto de escurrimiento, para ello se usó una mochila motorizada (Arimitsu™, Osaka, Japón) a una presión de 250 PSI con la concentración del insecticida correspondiente (Cuadro 2). Para eliminar el exceso de la solución del insecticida sobre el follaje de las plantas se esperaron 24 h, y para evitar contaminación entre los tratamientos cada planta se cubrió individualmente, con polietileno de 200 micras de espesor, antes de la aplicación de los tratamientos adyacentes. Las plantas tratadas se distribuyeron al azar dentro del invernadero. Cada tratamiento consistió en la aspersión de 20 plantas y a las plantas del testigo sólo se le aplicó agua corriente. Antes de la aplicación a todos los tratamientos se les añadió Inex A®1.5 mL/L de agua como surfactante. Para la evaluación de los tratamientos se procedió de la siguiente manera, aleatoriamente se retiraron a las 24 h, y después cada 72 h hasta el día 43,

foliolos de las plantas de cada tratamiento y se transportaron al laboratorio (Figura 5). En el laboratorio se obtuvieron cinco discos foliares (4.5 cm de diámetro) por cada tratamiento; cada uno de esos discos se colocó, de manera individual, con el envés expuesto en la base de una caja Petri y después se colocaron 10 ninfas de cuarto ínstar del psílido. Las ninfas se utilizaron para que el parasitoide pasara más tiempo en contacto con la superficie tratada con el insecticida al estar en busca del huésped (Luna-Cruz *et al.* 2001). Una vez que se colocaron las ninfas, las cajas Petri se cubrieron con su tapa, finalmente por un orificio lateral de la caja se introdujeron 10 *T. triozae* adultos sin sexar de 24 a 48 h de edad. Las cajas Petri se dispusieron al azar en una cámara de cría ($25 \pm 2^\circ$ C, 70-80% H.R.) (Figura 6). La mortalidad de los parasitoides se registró 24 h después de la exposición a los discos tratados de hoja, previamente asperjados con los insecticidas. Se consideró insecto muerto aquel que no respondió al estímulo de un pincel de cerdas suaves (como caminar, saltar o volar). En cualquiera de los ensayos se realizaron cinco repeticiones por tratamiento (se utilizaron 1 100 parasitoides por tratamiento durante el experimento) y se incluyó un testigo al que sólo se le aplicó agua corriente.



Figura 4. Plantas de tomate en invernadero de la Universidad Autónoma Chapingo, Texcoco, Estado de México



Figura 5. Muestra de donde se realizaba el corte de los foliolos de tomate



Figura 6. Disposición de tratamientos, completamente al azar, dentro de cámara bioclimática ($25 \pm 2^\circ \text{C}$, 70-80% H.R.).

2.7. Análisis estadístico

Los datos de mortalidad se sometieron a un análisis de varianza, y una prueba de separación de medias Tukey ($P < 0.05$) con el programa Statgraphics (Graphic software system, STSC Inc., Rockville, MD). En los casos donde los supuestos de normalidad no se cumplieron, aún con la transformación a arcoseno \sqrt{x} , se utilizó la prueba no paramétrica de Kruskal-Wallis y los tratamientos se analizaron cada semana. También se realizó una regresión lineal negativa para determinar la tendencia de residualidad de

los insecticidas sobre el follaje de tomate a través del tiempo. Este análisis se realizó con el programa estadístico SAS para Windows 9.0.

2.8. RESULTADOS

Los adultos de *T. triozae* presentaron diferente grado de susceptibilidad a los insecticidas (Kruskal-Wallis = 34.9892, $P < 0.0001$). La mortalidad máxima se registró a las 24 h después de la aplicación y varió de 37.9 a 98.9 %, dependiendo del insecticida (Cuadro 2). La mortalidad mayor se registró con spinosad (98.9%) seguido de abamectina (80.9%), mientras que la azadiractina fue el producto menos tóxico (37.9%) (Cuadro 4).

Cuadro 2. Porcentaje de mortalidad (media±EE) de adultos de *Tamarixia triozae*, en diferentes días después de la exposición, a residuos de la concentración máxima recomendada por el fabricante de diferentes insecticidas sobre hojas de tomate.

Insecticida	Días postaplicación						
	1	7	13	19	27	35	43
Testigo	1.80 ±0.00 d	1.30±0.20 e	1.00±0.00 d	0.70±0.00 d	0.20±0.20 d	0.30±0.00 c	0.20±0.00 b
Spirotetramat	38.20±0.63 c	19.20±0.58 d	9.60±0.24 c	4.80±0.40 c	1.90±0.00 d	0.80±0.00 c	0.30±0.00 b
Spiromesifen	42.00±0.51 c	22.60±0.40 e	12.20±0.49 c	6.60±0.20 c	2.90±0.00 d	1.30±0.00 c	0.60±0.00 b
Beta-cyflutrin	61.40±0.73 bc	38.70±0.86 cd	24.30±0.60 b	15.30±0.71 bc	8.30±0.40 b	4.50±0.00 c	1.60±0.00 b
Pimetrozina	46.30±0.49 c	28.80±0.51c	17.90±0.32 c	11.10±0.20 c	5.90±0.20 c	3.10±0.00 c	1.60±0.00 b
Azadiractina	37.90±0.80 c	21.90±0.37 cd	19.70±0.37 c	7.30±0.20 c	3.50±0.00 d	1.70±0.00 c	0.60±0.00 b
Imidacloprid	39.60±0.87 c	29.80±0.51 c	22.40±0.24 b	16.90±0.40 b	11.60±0.24 b	7.90±0.24 b	5.40±0.00 b
Abamectina	80.90±0.40 b	59.10±0.37 b	43.20±0.45 b	31.50±0.37 b	20.80±0.51 b	13.70±0.37 b	9.00±0.20 b
Spinosad	98.90±0.2 a	80.40±0.49 a	65.30±0.60 a	53.10±0.45 a	40.30±0.40 a	30.50±0.60 a	23.20±0.24 a

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

Resultados de Kruskal-Wallis: para 1 d 34.9892, $P < 0.0001$; para 7 d 32.3467, $P < 0.0001$; para 13 d 36.2547, $P < 0.0001$; para 19 d 33.016, $P < 0.0001$; para 27 d 40.8013, $P < 0.0001$; para 35 d 35.5241, $P < 0.0001$; para 43 d 20.0381, $P < 0.0001$.

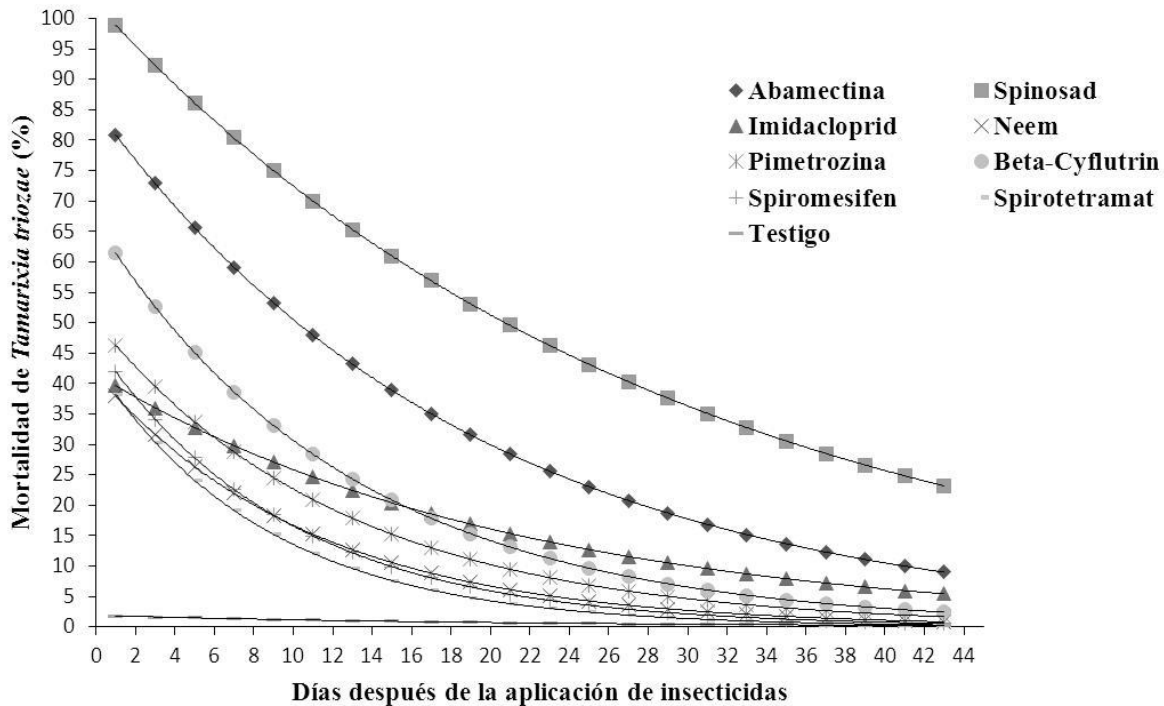


Figura 7. Residualidad de insecticidas sobre plantas de tomate y su efecto sobre *Tamarixia*.

De forma general, la toxicidad y residualidad de los insecticidas decreció a través del tiempo (Figura 7). El primer nivel de toxicidad se formó con spinosad, el segundo con abamectina y el último con el resto de los insecticidas (Cuadro 4). De acuerdo con la clasificación de la Organización Internacional de Control Biológico (IOBC), los efectos letales de insecticidas sobre enemigos naturales en condiciones de invernadero tienen cuatro categorías (Cuadro 3). En este caso spirotetramat, spiromesifen y azadiractina fueron los productos menos tóxicos y residuales para *T. triozae* (Categoría 1), situación que se manifestó desde los 5-7 días después de la aplicación del tratamiento; mientras que pimetrozina, imidacloprid y beta-cyflutrin dejaron de ser tóxicos al parasitoide hasta los 9 y 11 días, respectivamente. Spinosad y abamectina

resultaron ser los productos más tóxicos y persistentes al parasitoide (Categorías 3 y 4) (Cuadro 3) y su actividad tóxica se mantuvo hasta los 43 y 25 días, respectivamente.

Cuadro 3. Categorías (IOBC) en la mortalidad y persistencia de productos químicos en condiciones de campo.

	Mortalidad	Categoría	Persistencia (Días)
Inofensivo	<25%	1	No persistente <5
Ligeramente tóxico	25-50%	2	Ligeramente persistente 5-15
Moderadamente tóxico	50-75%	3	Moderadamente persistente 16-30
Muy tóxico	>75%	4	Persistente >30

Hassan 1992

Cuadro 4. Tiempo transcurrido desde la aplicación de insecticidas hasta llegar a la categoría 1 o inofensivo según la IOBC, y su categoría por persistencia.

Insecticida	Días después de la aplicación	Mortalidad (%)	Toxicidad (Categoría)	Persistencia (Categoría)
Spirotetramat	5	24.1	1	2
Azadiractina	7	21.9	1	2
Spiromesifen	7	22.6	1	2
Pimetrozina	9	24.5	1	2
Imidacloprid	11	24.7	1	2
Beta-cyflutrin	13	24.3	1	2
Abamectina	25	23.0	1	3
Spinosad	41	24.8	1	4

2.9. DISCUSIÓN

El uso racional de insecticidas químicos requiere de una evaluación previa de su efectividad y de su selectividad contra enemigos naturales. En este estudio se determinó, por medio del método residual, que el parasitoide *T. triozae* es afectado por los ocho insecticidas ensayados que se recomiendan para el combate de *B. cockerelli*, aun así el rango de toxicidad varió en función del insecticida. Entre los más tóxicos estuvieron los de contacto y que atacan el sistema nervioso como spinosad y abamectina (IRAC 2012), además de que éstos presentaron largos periodos de residualidad para el parasitoide, aspecto que coincide con lo reportado por varios autores (Williams *et al.* 2003, Luna *et al.* 2011, Liu *et al.* 2012). Esto indica que el uso regular de estos insecticidas en condiciones de invernadero podría impedir el establecimiento de *T. triozae* y otros parasitoides. Por otro lado, los insecticidas que actúan como repelentes, como azadiractina, y de los inhibidores de la síntesis de lípidos, como spirotetramat y spiromesifen (IRAC 2012), pueden ser considerados como compatibles con *T. triozae* adultos, porque la persistencia de estos insecticidas, medida como efecto residual sobre follaje, no fue superior a siete días.

Los productos más residuales para *T. triozae* fueron los de contacto y efecto translaminar como spinosad y abamectina, esto podría deberse a que los parasitoides estuvieron mayor tiempo en contacto sobre la hoja asperjada por la presencia del huésped; debido a que algunas moléculas de insecticida son liposolubles pueden ser absorbidas a través del integumento (Wigglesworth 1966), el ingrediente activo de ambos insecticidas tiene actividad liposoluble y aparentemente no se destruyó por la radiación o temperatura dentro del invernadero. Esta condición se mantuvo hasta por

43 y 25 d, respectivamente. Por otro lado los insecticidas sistémicos penetran en la superficie foliar y la posibilidad de causar la muerte por contacto en los parasitoides se reduce conforme pasa el tiempo. Por ejemplo, Hall y Nguyen (2010) indicaron que spirotetramat fue inofensivo para *Tamarixia radiata* (Waterston). En su estudio, estos autores utilizaron 179 mg i.a.L⁻¹ sobre hojas de *Citrus paradisi* MacFaiden y observaron 26.1% de mortalidad 24 horas posteriores a la aplicación y sólo el 2.9% después de 22 d. A pesar de utilizar una concentración mayor (300 mg de i.a.L⁻¹) de spirotetramat en hojas de tomate, la mortalidad de adultos de *T. triozae* después de 25 días postaplicación fue de 2.1%.

En un estudio similar, Liu *et al.* (2012) encontraron que la aplicación de spiromesifen a dosis de 192 g i.a.L⁻¹ sobre adultos de *T. triozae* no ocasionó mortalidad en 24 h. Sin embargo, en la presente investigación, utilizando la dosis de 480 mg de i.a. L⁻¹, la mortalidad de los adultos de esta misma especie fue de 42.0% 24 h después del tratamiento. Esta diferencia quizá se deba a que Liu *et al.* (2012) mantuvieron al parasitoide en viales de cristal y hojas de tomate sin presencia del huésped (ninfas del psílido). A diferencia de ello, en el presente estudio los adultos de los parasitoides se expusieron a hojas de tomate infestadas con ninfas de *B. cockerelli*, y esto probablemente ocasionó que se alimentara del huésped contaminado y pasara mayor tiempo en contacto con el residuo del insecticida de las hojas. Esta situación de la exposición del huésped puede conducir a obtener resultados más cercanos a la realidad en una condición de invernadero o campo (Luna-Cruz *et al.* 2011).

Jansen *et al.* (2011) evaluaron pimetrozina por contacto residual sobre adultos del parasitoide *Aphidius rhopalosiphi* De Stefani Pérez, ellos encontraron 68% de

mortalidad después de 48 h del tratamiento utilizando una concentración de 750 mg de i.a.L⁻¹. Al estudiar adultos de *T. triozae* que se confinaron después de una aplicación de pimetrozina (95 mg i.a.L⁻¹), sobre plantas de tomate, tuvieron sólo 4.2% de mortalidad a las 24 h de la exposición (Liu *et al.* 2012). En cambio, en esta investigación, pimetrozina (1300 mg de i.a.L⁻¹) causó 46.3% de mortalidad un día después en adultos de *T. triozae*.

En este estudio la azadiractina fue el insecticida que menor mortalidad causó un día después de la aplicación (37.9%); después de 7 d la mortalidad decreció hasta 21.9%. Estos resultados se atribuyen a que este producto actúa más como antialimentario o regulador del crecimiento (Rodríguez, 2000), como tal su actividad necesita de mayor tiempo para manifestarse (Viñuela *et al.* 1998). Es probable que una evaluación de este producto a las 24 h no permitiera observar los efectos de este insecticida.

Imidacloprid se reportó como inofensivo, a 139 mg de i.a.L⁻¹, para la especie hermana *T. radiata* sólo ocho días después de la aplicación (Hall y Nguyen 2010). En contraste, el mismo insecticida en dosis más alta (1155 mg de i.a L⁻¹) causó 39% de mortalidad en *T. triozae* después de 24 h y sólo 29.0% 7 d después de la aplicación, por ello, este producto podría considerarse ligeramente tóxico para adultos en el follaje de tomate asperjado en condiciones de invernadero. Sin embargo, se debe mencionar que las evaluaciones de la mortalidad se realizaron después de 24 h, de modo que las ninfas y parasitoides fueron expuestos sólo al efecto de contacto, que aparentemente no fue importante.

A pesar de que varios ensayos indicaron baja toxicidad de spinosad para algunas especies de enemigos naturales (Saunders y Bret 1997, Williams *et al.* 2003, Anónimo

2008), otros autores como Luna-Cruz *et al.* (2011) y Liu *et al.* (2012) lo reportaron tóxico para adultos de *T. triozae* en condiciones de laboratorio y ahora se establece que tuvo una residualidad tóxica cercana a 43 d (23% de mortalidad) en condiciones de invernadero.

En general los ensayos de invernadero han reportado periodos de residualidad para spinosad más prolongados que los de campo (Liu *et al.* 2004, Jones *et al.* 2005). El período prolongado de actividad residual podría estar relacionado con la tasa de fotodegradación y precipitación. Cuando spinosad se aplica a los cultivos de campo queda expuesto a la precipitación y luz solar y la fotólisis es la forma de degradación primaria de spinosad (Crouse *et al.* 2001, Williams *et al.* 2003, Liu y Li 2004). Liu y Li (2004) encontraron que las spinosinas A y D se degradaron en menos de 6 h bajo condiciones de luz ultravioleta (350 nm), también sugieren que el pH del agua afecta la degradación. Por su parte Saunders y Bret (1997) señalaron que la vida media de la spinosina A fue de 1.6 a 16 d dependiendo de la cantidad de luz recibida, y Santis *et al.* (2012) reportaron que la cubierta plástica del invernadero reducía hasta en un 75% la radiación UV. Es probable que la larga residualidad del spinosad en este trabajo se haya favorecido por diversas variables incluyendo la cubierta del invernadero, temperatura y la sombra del dosel de las plantas. No obstante, ese periodo de residualidad y esas condiciones podrían considerarse normales en condiciones de producción de tomate en el altiplano de México.

La diferencia en residualidad de insecticidas para *T. triozae* en este trabajo, con otros autores, puede atribuirse a factores como las metodologías de exposición, a la susceptibilidad particular de cada especie, a la capacidad de absorción de los

compuestos por contacto residual y a la condición ambiental donde se desarrollaron los ensayos. Lo importante en estos ensayos de invernadero es que la persistencia de spirotetramat, spiromesifen, beta-cyflutrin, pimetrozina e imidacloprid se clasificaron como ligeramente persistentes, considerando que la mortalidad no fue superior a 25%, a los 9 d después de la aplicación. En el caso de productos más tóxicos y residuales como spinosad y abamectina serían necesarios al menos 25 días para poder liberar *T. triozae* sin que haya una mortalidad de importancia en esta especie. Con estos resultados se puede decir que hay evidencias para considerar que los productos menos tóxicos y persistentes de este estudio podrían usarse en programas MIP que incluyan a *T. triozae*. Debido a las diferencias marcadas entre resultados de mortalidad de parasitoides en unos ensayos y otros, incluidos los realizados en condiciones de invernadero, sería deseable que los trabajos donde realizan este tipo de ensayos incluyan al huésped para dar oportunidad que el parasitoide entre en mayor contacto con las superficies tratadas, y se incluya la descripción de las cubiertas plásticas del invernadero para determinar la cantidad de radiación y luz ultravioleta que puede influir en la degradación de los insecticidas.

CAPÍTULO 3. EFECTOS SUBLETALES DE AZADIRACTINA, SPINOSAD Y BETACYFLUTRIN SOBRE *TAMARIXIA TRIOZAE*

3.1. Resumen

El eulófido *Tamarixia triozae* es un ectoparasitoide solitario, y sinovigénico, de *Bactericera cockerelli* y es considerado uno de los enemigos naturales más importantes de esta plaga. No obstante, existe el riesgo evidente de su exposición

a efectos directos e indirectos de los plaguicidas en campo e invernadero. En este trabajo se determinó, con el uso del método de exposición residual, la susceptibilidad en términos de la concentración letal media (CL_{50}) en tres tiempos 24, 48 y 72 h de los insecticidas spinosad, azadiractina y betacyflutrín sobre adultos de *T. triozae*. Además, se determinaron los efectos de las concentraciones subletales (CL_{25} , CL_{50} y CL_{75}) sobre la fecundidad, fertilidad, alimentación sobre el huésped, emergencia, proporción sexual de la F1, y longevidad de *T. triozae*. Los valores de la CL_{50} para spinosad fueron 4.28 mgL^{-1} , 1.23 mgL^{-1} y 1.17 mgL^{-1} en 24, 48 y 72 h, respectivamente, y para betacyflutrín 26.51 mgL^{-1} , 22.60 mgL^{-1} y 19.49 mgL^{-1} en los mismos periodos de exposición. Azadiractina no causó mortalidad usando el método de exposición residual. La fecundidad, fertilidad, alimentación sobre el huésped, emergencia, proporción del sexo y supervivencia se vieron afectados por spinosad y betacyflutrín a las concentraciones estudiadas. Los efectos subletales sobre *T. triozae* se reflejaron mayormente usando las CL_{50} y CL_{75} . Spinosad presentó diferencias importantes entre el testigo y la CL_{75} , con frecuencia algunas diferencias fueron del orden de 7 a 10 veces mayor en el testigo. En el caso de betacyflutrín la CL_{75} fue la concentración que mostró efectos subletales en los parámetros biológicos, las diferencias entre los parámetros del testigo y CL_{75} fueron del orden de 2.5 veces. Estos resultados reafirman la importancia de realizar estudios de efectos subletales, en adición a los efectos letales, sobre los parasitoides.

Palabras clave Parasitoide del psílido de la papa, efectos directos de insecticidas, control biológico.

3.2. Abstract

The eulophid *Tamarixia triozae* a solitary, sinovigenic ectoparasitoid is considered one of the most important natural enemies of *Bactericera cockerelli*; nevertheless, there is an evident risk of lethal and sublethal effects of pesticides on *T. triozae* under greenhouse and field conditions. Using the residual exposition method on *T. triozae* adults the median lethal concentration (CL_{50}) at 24, 48 y 72 h was determined for the commonly used spinosad, azadirachtin and betacyflutrin pesticides. In addition, the effects of sublethal concentrations (CL_{25} , CL_{50} y CL_{75}) of those pesticides on fecundity, fertility, host feeding, emergence, offspring sex ratio, and longevity of *T. triozae* were studied. The CL_{50} for spinosad was 4.28 mgL^{-1} , 1.23 mgL^{-1} y 1.17 mgL^{-1} at 24, 48 and 72 h, respectively. The values for beta-cyfluthrin were 26.51 mgL^{-1} , 22.60 mgL^{-1} and 19.49 mgL^{-1} for the same exposition periods. Azadirachtin did not cause mortality using the residual exposition method. The fecundity, fertility, host feeding, emergence, offspring sex ratio and longevity were altered by spinosad and betacyflutrin sublethal concentrations. The sublethal effects on *T. triozae* were noted particularly using the CL_{50} and CL_{75} . Spinosad presented very important differences between the control vs the CL_{75} , often those differences were of 7 to 10 times better in the control. In the other hand, the CL_{25} of betacyflutrin was similar to the control with exception on the parameters of host feeding and fertility. The CL_{75} of betacyflutrin was the concentration which most damage caused on all the biological parameters, the differences between the control and the CL_{75} were of 2.5 times better in the control. Our results indicated that, in addition to lethal effects, sublethal effects should also be considered when evaluating insecticides

consequences on parasitoids.

Keywords: Potato psyllid parasitoid, pesticide indirect effects, biological control.

.

3.3. INTRODUCCIÓN

Los insecticidas están diseñados para matar organismos plaga que causan daños y pérdidas económicas en los cultivos agrícolas. Sin embargo, varios de estos pueden dañar organismos no blanco y al ambiente (Scope 1992, Delaplane 2000). Entre los organismos no blanco están los enemigos naturales. Comúnmente la compatibilidad de un insecticida con los agentes de control biológico se ha determinado mediante pruebas de mortalidad en los enemigos naturales (Elzen *et al.* 1989, Luna-Cruz *et al.* 2011, Liu *et al.* 2012), y por pruebas de selectividad para identificar productos con toxicidad más baja sobre los organismos no blanco (Purcell *et al.* 1994, Bacci *et al.* 2007). Es decir, no se considera que los organismos que sobreviven a una dosis, o concentración de algún insecticida, pueden ser afectados después de la exposición directa o indirecta (Desneux *et al.* 2007).

La afectación de dosis subletales sobre algunos enemigos naturales suele ser tan perjudicial que pueden poner en riesgo el éxito del control biológico (Stapel *et al.* 1999, Desneux *et al.* 2007). Dentro de los efectos subletales existen alteraciones en reproducción (fecundidad, fertilidad y proporción sexual) (Stark y Banks 2003), longevidad y capacidad de parasitación, entre otros (Wright y Verkerk 1995, Armstrong y Bonner 1985). Conocer el efecto tóxico específico del insecticida en cada especie sería la condición más importante para que esta estrategia de control pueda manejarse

de manera adecuada; este conocimiento debe incluir a las plagas y sus enemigos naturales (Stark *et al.* 2004). El uso indiscriminado de insecticidas puede impedir el éxito del control biológico por los efectos tóxicos directos e indirectos provocados en los enemigos naturales. Debido a ello se debe considerar e implementar varias tácticas para minimizar los efectos de los insecticidas en los organismos benéficos (Dagli y Bahsi 2009). Por tanto, es primordial conocer los riesgos, selectividad y las condiciones de uso de estos productos para maximizar las posibilidades de emplear el control químico y biológico en sistemas integrales (Stevenson y Walters 1983). *Tamarixia triozae* es un enemigo natural de *B. cockerelli* que tiene ciertas características biológicas y comportamentales que sugieren que tiene cierto potencial para combatir a esta plaga (Cerón-González *et al.* 2012, Rojas *et al.* 2015). En el capítulo previo se incluyó la evaluación de los efectos directos (toxicidad y residualidad) de ocho insecticidas sobre *T. triozae*. No obstante, estos efectos no son los únicos a los que puede estar expuesto el parasitoide.

Debido a que existe el riesgo de que el uso de dosis subletales sobre *T. triozae*, por insecticidas que se usan para combatir a *B. cockerelli* en condiciones de campo o invernadero, además de los efectos letales que se establecieron en capítulo previo, se consideró fundamental evaluar el efecto de dosis subletales de tres insecticidas (spinosad, betacyflutrín y azadiractina) para definir criterios de uso y aplicación en el manejo de *B. cockerelli*. Se decidió incluir a estos productos porque representan diferentes grupos toxicológicos, por ser de acción rápida en el caso de betacyflutrín, y largo periodo residual en condiciones de invernadero; spinosad por ser el que mayor residualidad mostró y finalmente azadiractina por ser un insecticida con aparente baja

toxicidad y modos de acción diferentes (repelente o antialimentario) a los insecticidas convencionales. Por lo anterior, los objetivos del presente trabajo fueron:

- a. Determinar la concentración letal media (CL₅₀) de spinosad, betacyflutrín y azadiractina sobre *Tamarixia triozae* en condiciones de laboratorio.
- b. Evaluar el efecto de dosis subletales de tres insecticidas sobre parámetros biológicos de *Tamarixia triozae*.

3.4. MATERIALES Y MÉTODOS

3.4.1. Material vegetal para la cría de *B. cockerelli*

Para la cría del psílido se utilizaron plantas de tomate (*Solanum lycopersicum* L.) cultivar Sun7705, éstas se sembraron en macetas de plástico de 5 L con un sustrato compuesto de turba (Premier®, Quebec, Canadá) + tezontle (2:1). Desde el trasplante hasta los 60 días de edad las plantas se regaron con la solución nutritiva de Steiner (1961) y una solución de micronutrientes, con un sistema de riego automatizado.

3.4.2. Cría de *B. cockerelli*

La colonia de *B. cockerelli* se estableció con aproximadamente 2000 adultos procedentes de una cría susceptible a insecticidas sintéticos aislada en invernadero desde junio de 2008. Los adultos se introdujeron en jaulas entomológicas (90x90x95 cm) cubiertas con tela de organza sobre plantas de tomate de 45-60 días de edad.

Cada planta de tomate se encontraba en un maceta individual y se regó diariamente con la solución nutritiva descrita anteriormente. Los adultos del psílido se mantuvieron sobre las plantas durante 72 h y luego se retiraron con un aspirador. Las plantas infestadas se trasladaron a otra jaula para esperar la emergencia de los nuevos adultos. Este proceso se realizó en forma periódica para tener material biológico durante el experimento.

3.4.3. Cría de *Tamarixia triozae*

La cría del parasitoide se inició con 150 ninfas de *B. cockerelli* parasitadas con *T. triozae* recolectadas en un cultivo de tomate, en Salvatierra, Guanajuato (20°12'49" LN, 100°52'49" LO) y 200 parasitoides adultos procedentes de la cría que se mantiene, en invernadero desde 2008, en el Colegio de Postgraduados, en Texcoco, México (19°29'49" LN, 98°53'49" LO). Para el incremento del parasitoide se usaron plantas de tomate infestadas con ninfas de *B. cockerelli* de cuarto ínstar que se colocaban en jaulas entomológicas, similares a las descritas anteriormente. Los parasitoides de *T. triozae* se introdujeron dentro de las jaulas para que se alimentaran y ovipositaran sobre su huésped; luego de seis a ocho días de haber ocurrido la parasitación las hojas de tomate que contenían ninfas con evidencia de parasitismo (color café y pegadas a la hoja) se retiraron de la planta y se colocaron en recipientes de plástico, mismos que se llevaron a una cámara de cría (25 ± 2° C, 70-80% H.R) y colocaron dentro de jaulas de acrílico (50x50x35 cm) para esperar la emergencia de los adultos. Dentro de cada jaula se proporcionaron líneas de miel para alimentación *at libitum* de los adultos.

3.5. Insecticidas

Se emplearon tres concentraciones comerciales de los insecticidas PHC® Neeem (azadiractina 3.0 %) Plant Health Care de México. Spintor 12 SC (spinosad 12.0 %) Dow Agro Sciences, Distrito Federal, México y Bulldock 125 SC (betacyflutrin 12.5 %) Bayer de México, Distrito Federal, México, que representan diferentes grupos toxicológicos y son los productos frecuentemente recomendados para el control de *B. cockerelli* y otras plagas en solanáceas en México y EE.UU.

3.6. Ensayos de laboratorio

3.6.1. Determinación de concentraciones letales medias (CL₅₀) de azadiractina, spinosad y betacyflutrin sobre *Tamarixia triozae*

Para la determinación de las concentraciones letales se empleó el método de exposición residual (Cave 2006), con ligeras modificaciones, en particular, se usaron tubos de ensaye, y los insecticidas se disolvieron en agua destilada más el adherente Inex-A (1 mL por litro de agua). La determinación de las concentraciones letales medias se hizo por separado para cada insecticida y se realizaron evaluaciones a 24, 48 y 72 h posteriores al tratamiento. Previo a la obtención de la concentración letal media de cada insecticida se obtuvo la ventana de respuesta biológica (o rango en el que se encuentra el 0 y 100% de mortalidad). En los tres insecticidas se estudiaron inicialmente las concentraciones de 10000, 1000, 100, 10, 1 y 0.1 mgL⁻¹; después de este ensayo la amplitud de la concentración en cada producto se redujo y se utilizaron diversas concentraciones de insecticida para cubrir del 0 al 100% de mortalidad y con

ello determinar la concentración letal media. En el caso de azadiractina no se continuó con la obtención de la CL_{50} . Se decidió así porque en la determinación de la ventana de respuesta biológica no hubo mortalidad durante las 24 y 48 h posteriores al tratamiento, y a las 72 h la mortalidad máxima fue de 2.7%. Para spinosad se probaron nueve concentraciones (100, 50, 20, 10, 5, 2, 1, 0.35, y 0.1 mgL^{-1} de ingrediente activo (i. a.) y siete para betacyflutrin (100, 60, 20, 10, 6, 2, 1 mgL^{-1} i.a.

3.6.2. Preparación de dispositivo para el ensayo

En tubos de cristal de 6 mL de capacidad (7.0 cm de largo x 1.0 cm de diámetro) se colocó 1 mL de cada concentración de cada insecticida. Estos tubos se rotaron manualmente durante tres minutos para lograr que las paredes internas del mismo se contaminaran de manera homogénea. La solución sobrante se eliminó de cada uno de los tubos. Los tubos del testigo recibieron 1 mL de una solución de agua más el adherente Inex-A. Después del secado de los tubos (2 h después del tratamiento a 30°C en cámara bioclimática), se introdujeron 15 adultos de *T. triozae* sin sexar (de entre 48-72 h de edad) en cada tubo. Para permitir la ventilación y evitar el escape de los insectos, los tubos se cubrieron con un trozo de tela de organza, el cual previamente se sumergió en la concentración correspondiente de cada insecticida. A cada tubo también se le introdujo un cartón liso, de 1.0 x 0.5 cm, con gotas finas de miel de abeja para permitir la alimentación de los parasitoides en material sin contaminar. Los parasitoides se expusieron continuamente a los residuos de los insecticidas y la mortalidad se registró a las 24, 48 y 72 h después de la exposición. Los adultos se consideraron muertos cuando no respondieron al estímulo de un pincel

de cerdas suaves y no tuvieron la capacidad de caminar, saltar o volar. En este momento se determinó la proporción sexual de la muestra. El ensayo se repitió cinco veces y se mantuvo en una cámara de incubación a $25\pm 1^{\circ}\text{C}$, 50-60 H.R. y fotoperiodo 12:12 h L:O.

3.6.3. Efecto de dosis subletales de tres insecticidas sobre parámetros biológicos de *Tamarixia triozae*.

Para determinar el efecto de concentraciones subletales de tres insecticidas sobre algunos de los parámetros biológicos de *T. triozae* se expusieron grupos de hembras de éste parasitoide a las concentraciones letales CL_{25} , CL_{50} y CL_{75} de cada insecticida. Los parasitoides se expusieron al insecticida siguiendo el procedimiento empleado para la “*determinación de la CL_{50}* ”. Veinticuatro horas después de la exposición a cada concentración letal, de cada insecticida, se recolectaron los parasitoides supervivientes para poder proceder a las evaluaciones de los parámetros biológicos como fecundidad, alimentación sobre el huésped, fertilidad, porcentaje de emergencia y proporción sexual de la F1, y supervivencia sin presencia de huésped.

3.6.3.1. Fecundidad. Se tomaron aleatoriamente 20 hembras supervivientes (24-48 h de edad) de cada concentración y se colocaron en un tubo de ensaye libre de residuos de insecticida. Al mismo tiempo se acondicionaron 80 dispositivos para evaluar la fecundidad. Cada dispositivo estuvo compuesto de un vaso de polipropileno transparente (Reyma[®]) de 250 mL al que se le hicieron cuatro orificios de 3.0 cm de \varnothing , tres en la periferia y uno en el fondo, los cuales se cubrieron con tela organza para favorecer la ventilación (Figura 8). La tapa del vaso se perforó para introducir un vial de cristal de 6 mL en el cual se colocó un foliolo apical de hoja de tomate, el peciolo de

éste se introdujo en agua corriente para mantener la turgencia durante ocho días. El peciolo se aseguró al vial sujetándolo con parafilm. En cada foliolo se colocaron 12 ninfas de *B. cockerelli* de 4° ínstar, después se colocó el vaso en forma invertida de tal forma que cerrara con la tapa, y por un orificio se introdujo una pareja de *T. triozae*, una hembra superviviente a cada concentración de insecticida y un macho (Figura 9). Este último se tomó de la colonia y se sustituyó por otro cuando murió.



Figura 8. Foliolo de tomate dentro de vial con agua y presencia de ninfas de *Bactericera cockerelli* de 4° ínstar.

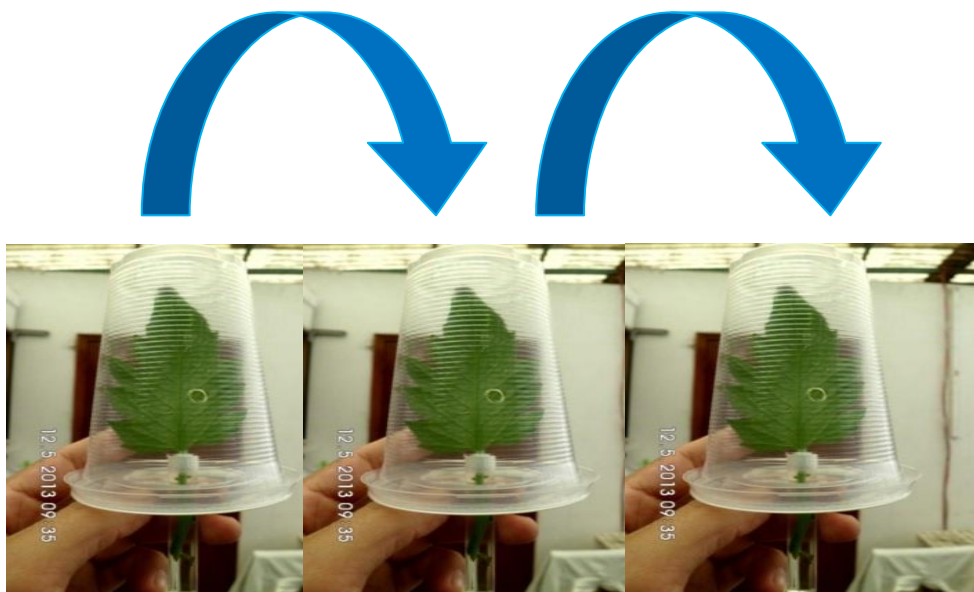


Figura 9. Dispositivos para ensayo de oviposición y alimentación sobre el huésped; *Tamarixia triozae* se cambió cada 24 h a un dispositivo con huésped nuevo.

Cada pareja de *T. triozae* se mantuvo durante 24 h para permitir oviposición, al término del tiempo la misma pareja se transfirió a un dispositivo con huésped nuevo. Este procedimiento se siguió hasta por 20 días. Cada día se revisaron las ninfas, bajo microscopio estereoscópico (Figura 10), para cuantificar el número total de huevos depositados por unidad experimental. Todas las repeticiones se iniciaron con 12 ninfas de cuarto ínstar del psílido por hembra por día, sin embargo, a partir del día 9 el número de ninfas se incrementó a 24. Lo anterior debido a que las hembras empiezan con una tasa mayor de oviposición después de una semana de vida (Cerón-González *et al.* 2014, Rojas *et al.* 2015).



Figura 10. Ninfa de *Bactericera cockerelli* con huevo (señalado por la flecha) de *Tamarixia triozae*.

3.6.3.2. Alimentación sobre el huésped. En el mismo dispositivo de fecundidad se evaluó, cada 24 h, y hasta por 20 días, el número de ninfas muertas por la alimentación del parasitoide. La observación se realizó con un microscopio estereoscópico evaluando, cuidadosamente, la presencia de signos de alimentación o pinchazos sobre el cuerpo de la ninfa del psílido (Figura 11).

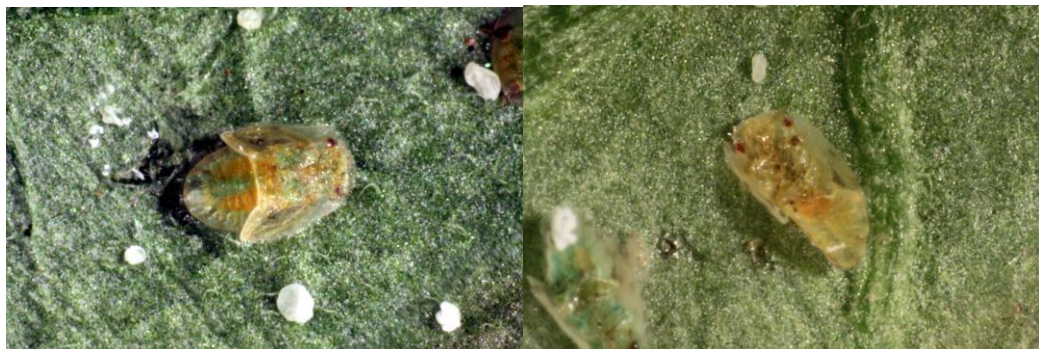


Figura 11. Ninfa de *Bactericera cockerelli* que muestra marcas de alimentación realizadas por *Tamarixia triozae*.

3.6.3.3. Fertilidad. Para evaluar el efecto de los insecticidas sobre la fertilidad del parasitoide, las ninfas de cada tratamiento fueron revisadas cuidadosamente a los cuatro días después de exponer la pareja de parasitoides a las ninfas del psílido, para detectar y contabilizar los huevos eclosionados del parasitoide. Asimismo, a los 8 días de la parasitación, se sacaron los folíolos del dispositivo, para aislar y cortar pedazos de follaje con presencia de pupas de parasitoide. Las pupas recolectadas en cada unidad experimental se aislaron en una cajas Petri, de 4.5 cm de diámetro, para esperar la emergencia de los nuevos adultos (Figura 12).



Figura 12. Cajas Petri que sirvieron como recipientes de emergencia de la F1 de *Tamarixia triozae*.

3.6.3.4. Emergencia y proporción sexual de la F1. De cada caja Petri se contabilizaron los adultos emergidos y se determinó la proporción sexual (Figura 12).

3.6.4. Supervivencia de *T. triozae* sin huésped después de estar expuestas a spinosad y betacyflutrin (CL₇₅, CL₅₀ y CL₂₅)

Para evaluar la supervivencia de adultos de *T. triozae* sin huésped, después de haber estado expuestos a spinosad y betacyflutrin, se siguió el mismo procedimiento que en “*determinación de la CL₅₀*”. Es decir, de los insectos supervivientes por cada concentración de insecticida se seleccionaron aleatoriamente 10 hembras y se colocaron individualmente en un tubo de ensaye de 4 mL (6.5 x 0.9 cm). En las tapas de los tubos (tela de organza para permitir ventilación) se colocaron gotas de miel para la alimentación de los parasitoides (Figura 13). Cada 24 h se revisó la supervivencia de los insectos y se hizo un registro de la mortalidad. Se consideró individuo muerto a aquel que no tuvo capacidad para caminar, saltar o volar. El ensayo contó con 10 repeticiones y se condujo en un diseño completamente al azar a $25 \pm 1^{\circ}\text{C}$, 50-60 HR y un fotoperiodo de 12:12 h.



Figura 13. Tubos de ensaye donde se mantuvo a hembras de *Tamarixia triozae*-- sin huésped-- para evaluar supervivencia después de exposición a insecticidas

3.7. Análisis estadístico

Los resultados del experimento concentración-mortalidad se analizaron por regresión probit (Finney, 1971), usando el procedimiento PROBIT del paquete SAS 9.0 para obtener los valores de CL_{50} y sus límites fiduciales (95%). La CL_{50} de las concentraciones del mismo insecticida en los tres tiempos de medición no son estadísticamente diferentes cuando los límites fiduciales (95%) se traslapan (Robertson y Preisler 1992). Los valores de la concentración letal media (CL_{50}) se calcularon en miligramos de ingrediente activo por litro de agua.

Las variables respuesta fecundidad, alimentación sobre el huésped, fertilidad, emergencia y supervivencia se sometieron a un análisis de varianza y separación de medias (Tukey), para ello se utilizó el programa Statistix.

3.8. RESULTADOS

3.8.1. Determinación de concentración letal media (CL_{50})

La experimentación con azadiractina se realizó como se indicó en la metodología; no obstante, esta resultó inofensiva al parasitoide en los tres tiempos de evaluación, por lo que no fue necesario evaluar su acción en parámetros biológicos. En el caso de spinosad, el valor de la CL_{50} 24 h después del tratamiento fue de 4.28 mgL^{-1} , en este tiempo de evaluación se registró la mayor mortalidad. Sin embargo, fue notorio que si la exposición al residuo de insecticida continuaba se seguía causando mortalidad; así las CL_{50} para 48 y 72 h fueron de 1.23 mgL^{-1} y 1.17 mgL^{-1} , respectivamente (Cuadro 5).

Por otro lado, el valor de la CL_{50} de betacyflutrin no mostró diferencias significativas entre los tres tiempos de exposición, en los tres casos existe traslape de límites fiduciales. Es decir que la mortalidad se comportó de manera similar desde las 24 hasta las 72 h. Además, las pendientes presentan valores mayores a 1 lo que indica la homogeneidad de la población de insectos, es decir, la respuesta de la población fue homogénea (Cuadro 5).

Cuadro 5. Toxicidad de insecticidas en adultos de *Tamarixia triozae* a diferentes horas postaplicación.

Concentración mg.L ⁻¹	Mortalidad (%) Spinosad			Mortalidad (%) Betacyflutrin		
	Tiempo de exposición (h)					
	24	48	72	24	48	72
CL ₇₅	13.26 (10.61-17.01)	2.47 (2.07-3.01)	2.58 (2.11-3.24)	64.49 (51.28-85.39)	44.16 (37.40-54.05)	35.78 (30.35-52.14)
CL ₅₀	4.28 (3.39-5.30)	1.23 (1.04-1.45)	1.17 (0.96-1.41)	26.51 (22.02-32.31)	22.60 (19.03-26.42)	19.49 (16.47-22.80)
CL ₂₅	1.37 (0.99-1.81)	0.61 (0.49- 0.74)	0.53 (0.41-0.65)	10.89 (8.74-13.23)	11.57 (8.82-14.17)	10.62 (8.30-12.85)
b±s	2.23±0.15	3.63±0.25	3.19±0.22	2.85±0.21	3.77±0.37	4.16±0.40
Pr<0.05	<0.0001	<0.0001	<0.0001	<0.0001	<0.0001	<0.0001

*Concentraciones expresadas en mgL⁻¹: CL₅₀, concentración letal media, L.F., límites fiduciales,

La concentración letal y límites fiduciales (LF) al 95% se estimaron usando probit (SAS Institute).

3.8.2. Parámetros biológicos de *T. triozae* sometidas a diferentes concentraciones letales de insecticidas

Los insecticidas spinosad y betacyflutrín afectaron la aptitud biológica del parasitoide *T. triozae*. Con ambos insecticidas los efectos más desfavorables se presentaron en hembras sobrevivientes expuestas a la CL₅₀ y CL₇₅. Por el contrario, la aplicación de CL₂₅ de ambos productos no afectó al parasitoide y en consecuencia los resultados no difirieron a los encontrados en el testigo.

Spinosad

Fecundidad. La cantidad de huevos por hembra, en el periodo de 20 días, fue significativamente mayor en el testigo y la CL₂₅ sin encontrarse diferencias entre estos tratamientos, mientras que la CL₅₀ y CL₇₅ fueron diferentes al testigo. Las hembras de *T. triozae* supervivientes a la CL₇₅ (13.26 mgL⁻¹) de spinosad ovipositaron significativamente ($F_{3, 36} = 33.01$; $P = <0.0001$) menos huevos que las expuestas a las demás concentraciones (Cuadro 6). La diferencia numérica de este parámetro entre el testigo y la CL₇₅ fue alrededor de 10 veces más en el testigo (Cuadro 6).

Alimentación sobre el huésped. Respecto a la alimentación de *T. triozae* sobre el huésped, se presentó diferencia significativa ($F_{3, 36} = 19.25$; $P = <0.0001$) entre las concentraciones. El tratamiento testigo presentó mayor número de ninfas consumidas y la CL₇₅ la menor (Cuadro 6).

Fertilidad. La fertilidad también varió significativamente ($F_{3, 40}=47.13$, $P=<0.0001$) entre las concentraciones. Las hembras expuestas a la CL_{75} tuvieron menor porcentaje de huevos fértiles comparado con el testigo. El testigo también tuvo mayor fertilidad que las concentraciones CL_{25} y CL_{50} (Cuadro 6).

Emergencia. El número de adultos emergidos fue significativamente diferente ($F_{3, 40}=52.71$, $P=<0.0001$) entre concentraciones. La emergencia en el testigo fue mayor que las concentraciones CL_{25} y CL_{50} , y éstas a su vez presentaron mayor emergencia que la CL_{75} (Cuadro 6).

Proporción sexual de la F1. El porcentaje de hembras emergidas presentó diferencia significativa ($F_{3, 36}= 15$, $P =<0.0001$), a diferencia de la tendencia de los parámetros anteriores, en este caso el mayor porcentaje de hembras se presentó en las concentraciones CL_{75} y CL_{50} (Cuadro 6).

Cuadro 6. Efecto de diferentes concentraciones de spinosad sobre parámetros biológicos de *Tamarixia triozae*.

Concentración (mg-L ⁻¹)	Parámetro biológico (±EE) ¹				
	Fecundidad	Alimentación	Fertilidad (%)	Emergencia (%)	Hembras (%)
CL ₇₅ (13.26)	12.0±9.4 c	5.7± 5.3 c	12.4± 1.3 c	8.8± 0.6 c	98.0± 1.6 a
CL ₅₀ (4.27)	54.0±9.4 b	32.0± 5.3 b	61.3± 5.7 b	39.8± 1.9 b	92.2± 0.7 a
CL ₂₅ (1.37)	116.2±8.9 a	43.6± 5.0 ab	63.1± 4.9 b	42.8± 5.6 b	84.4± 1.0 b
Testigo	127.5± 9.9 a	62.5± 5.6 a	78.23± 3.9 a	60.1± 3.2 a	85.2± 2.0 b

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

Betacyflutrin

De manera general el betacyflutrin afectó en menor proporción los parámetros biológicos de *T. triozae* comparado con spinosad, pero al igual que en con el spinosad el grado de afectación se relacionó positivamente con la concentración. En la mayoría de los casos las hembras supervivientes expuestas a la CL₇₅ fueron las más afectadas en los parámetros biológicos

Fecundidad. Las hembras de *T. triozae* expuestas a la CL₇₅ de betacyflutrin colocaron menor cantidad de huevos que las expuestas a las demás concentraciones, incluido el testigo ($F_{3, 68} = 32.58$; $P = <0.0001$) (Cuadro 7). Las diferencias numéricas de

este parámetro entre el testigo y la CL₇₅ fueron del orden de dos veces más en el testigo comparado con esa concentración de insecticida (Cuadro 7).

Alimentación sobre el huésped. Se encontró diferencia significativa entre las concentraciones, el tratamiento testigo presentó mayor número de ninfas eliminadas por alimentación y la CL₇₅ la menor ($F_{3, 68} = 10.63$; $P = <0.0001$). La diferencia entre el control y la CL₇₅ fue de alrededor de 2.5 veces.

Fertilidad. La fertilidad varió significativamente ($F_{3, 68} = 42.29$, $P = <0.0001$), las hembras supervivientes a la CL₇₅ tuvieron un porcentaje menor de huevos fértiles en relación al testigo y las demás concentraciones.). La CL₅₀ y CL₂₅ no fueron diferentes entre sí pero si al testigo (Cuadro 7).

Emergencia. El porcentaje de adultos emergidos fue significativamente menor en la CL₇₅, en esa concentración emergió el 53% contra el 80% del testigo.

Proporción de hembras. La CL₇₅ presentó significativamente menor proporción de hembras emergidas en relación a las otras concentraciones ($F_{3, 68} = 17.97$; $P = <0.0001$).

Cuadro 7. Efecto de diferentes concentraciones de betacyflutrín sobre parámetros biológicos de *Tamarixia triozae*.

Concentración (mg-L ⁻¹)	Parámetro biológico (±EE) ¹				
	Fecundidad	Alimentación	Fertilidad (%)	Emergencia (%)	Hembras (%)
CL₇₅ (64.49)	40.00± 4.80 c	10.70± 2.41 c	23.74± 3.90 c	52.62± 8.26 b	42.11± 1.59 b
CL₅₀ (26.51)	67.15± 2.70 b	17.63±2.07 bc	55.16± 3.72 b	64.00± 6.20 ab	82.78± 2.11 a
CL₂₅ (10.89)	90.00± 4.90 a	19.33± 2.20 b	57.23± 2.35 b	73.07± 2.97 a	79.81± 3.00 a
Testigo	99.67± 5.80 a	27.61± 1.70 a	77.90± 1.70 a	79.70± 2.80 a	78.86± 1.50 a

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

Supervivencia de *Tamarixia triozae* sin huésped, alimentada con miel, después de exponerse a diferentes concentraciones de insecticidas

Spinosad

La supervivencia de hembras después de la exposición a los insecticidas (CL₂₅, CL₅₀ y CL₇₅), fue diferente a los 1, 7, 14 y 21 días (Día 1. $F_{3, 116}=4.89$, $P=0.0031$; Día 7. $F_{3, 116}=4.48$, $P=0.0051$; Día 14. $F_{3, 116}=3.12$, $P=0.0286$; Día 21. $F_{3, 116}=3.22$, $P=0.0255$). En todas esas fechas la CL₇₅ fue la que menor supervivencia presentó con respecto al testigo (Cuadro 8). A partir del día 28 la supervivencia no presentó diferencias significativas con respecto al testigo (Día 28. $F_{3, 116}=1.79$, $P=0.1521$; Día 35. $F_{3, 116}=1.61$, $P=0.190$).

Cuadro 8. Supervivencia de adultos de *Tamarixia triozae*, alimentados con miel, después de exponerse a diferentes concentraciones de spinosad.

Concentración (mgL ⁻¹)	Supervivencia de <i>Tamarixia triozae</i> (%) (\pm EE) ¹					
	Día 1	Día 7	Día 14	Día 21	Día 28	Día 35
CL₇₅ (13.26)	86.2 \pm 4.2 b	72.6 \pm 5.3 b	58.6 \pm 6.6 b	35.7 \pm 5.9 b	11.9 \pm 4.7 a	4.44 \pm 2.5 a
CL₅₀ (4.27)	91.6 \pm 2.8 ab	78.6 \pm 4.0 ab	65.3 \pm 4.9 ab	42.7 \pm 4.8 ab	19.8 \pm 5.1 a	8.13 \pm 3.0 a
CL₂₅ (1.37)	95.9 \pm 1.5 ab	86.1 \pm 3.0 ab	70.6 \pm 4.9 ab	43.7 \pm 4.6 ab	22.2 \pm 4.9 a	8.9 \pm 3.0 a
Testigo	99.8 \pm 0.2 a	91.2 \pm 2.5 a	80.4 \pm 3.9 a	57.6 \pm 4.8 a	20.0 \pm 4.9 a	14.2 \pm 3.8 a

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

Día 1. $F_{3, 116}=4.89$, $P=0.0031$; Día 7. $F_{3, 116}=4.48$, $P=0.0051$; Día 14. $F_{3, 116}=3.12$, $P=0.0286$; Día 21. $F_{3, 116} =3.22$, $P=0.0255$; Día 28. $F_{3, 116}=1.79$, $P=0.1521$; Día 35. $F_{3, 116}$

Betacyflutrín

De manera general los efectos de este insecticida en supervivencia de *T. triozae* fueron más drásticos, comparados a los efectos del spinosad. La supervivencia fue cero a partir del día 14 en las tres concentraciones (Día 14. $F_{3, 116}=49.82$, $P=<0.0001$; Día 21. $F_{3, 116} =82.51$, $P=<0.0001$; Día 28. $F_{3, 116}=36.25$, $P=<0.0001$; Día 35. $F_{3, 116}=36.25$, $P=<0.0001$). El testigo presentó supervivencia del 98% al día 14 y de 20 y 12% los días 28 y 35 respectivamente (Cuadro 9).

Cuadro 9. Supervivencia de adultos de *Tamarixia triozae*, alimentados con miel, después de exponerse a diferentes concentraciones de betacyflutrín.

Supervivencia de <i>Tamarixia triozae</i> (%) (\pm EE) ¹						
Concentración (mgL ⁻¹)	Día 1	Día 7	Día 14	Día 21	Día 28	Día 35
CL₇₅ (64.49)	99.00 \pm 1.1 a	90.30 \pm 1.0 b	0.00 \pm 0.0 b	0.00 \pm 0.0 b	0.00 \pm 0.0 b	0.00 \pm 0.0 b
CL₅₀ (26.51)	98.56 \pm 0.4 a	97.65 \pm 0.6 a	0.00 \pm 0.0 b	0.00 \pm 0.0 b	0.00 \pm 0.0 b	0.00 \pm 0.0 b
CL₂₅ (10.89)	97.26 \pm 0.6 a	89.79 \pm 0.6 a	0.00 \pm 0.0 b	0.00 \pm 0.0 b	0.00 \pm 0.0 b	0.00 \pm 0.0 b
Testigo	99.00 \pm 0.5 a	99.00 \pm 0.5 a	98.00 \pm 1.1 a	65.00 \pm 7.1 a	20.0 \pm 3.3 a	12.0 \pm 2.9 a

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

Día 1. $F_{3, 116}=1.72$, $P=0.1659$; Día 7. $F_{3, 116}=25.59$, $P<0.0001$; Día 14. $F_{3, 116}=49.82$, $P<0.0001$; Día 21. $F_{3, 116}=82.51$, $P<0.0001$; Día 28. $F_{3, 116}=36.25$, $P<0.0001$; Día 35. $F_{3, 116}=36.25$, $P<0.0001$.

3.9. DISCUSIÓN

Para la integración exitosa de control biológico y químico en un programa de Manejo Integrado de Plagas (MIP) es necesario el conocimiento de los efectos que los insecticidas tienen sobre los artrópodos benéficos (Croft 1990). Existen varios enfoques utilizados para estudiar sus efectos sobre los enemigos naturales, tales como la aplicación tópica o ingestión de toxinas, la exposición de los enemigos naturales a las dosis subletales, o estudios de campo que evalúan los cambios en las poblaciones de enemigos naturales en respuesta a la aplicación de insecticidas (Longley y Jepson 1996, Longley 1999, Alix *et al.* 2001 y Desneux *et al.* 2005).

Cuando se pretende controlar un insecto plaga se realizan aplicaciones de una gran cantidad de insecticidas sin importar, en la mayoría de los casos, la presencia de

enemigos naturales o bien la tolerancia de estos hacia los productos que se usan. Esto puede traer consecuencias desastrosas para los enemigos naturales, pero también para el rol que pueden tener en la regulación, aunque sea limitada, de la plaga de interés y de otras potenciales.

Después de determinar los efectos subletales de tres concentraciones (CL₂₅, CL₅₀ y CL₇₅) de spinosad y betacyflutrin, sobre hembras adultas de *T. triozae*, se determinó que la CL₇₅ causó más efectos desfavorables. Este tipo de estudios tienen relevancia porque se ha encontrado que los insecticidas químicos, utilizados a dosis subletales, causan efectos nocivos y muy raramente potencian algunos parámetros biológicos. Así la longevidad de los insectos tratados a dosis subletales puede aumentar, disminuir o permanecer sin cambios (Chow-Yang 2000). Por ejemplo, Wang *et al.* (2012) encontraron que clorfluazuron, un inhibidor de la síntesis de quitina, y tebufenocida, un agonista de la hormona de muda, aumentaron la longevidad y fecundidad de los adultos tratados pero disminuyeron el porcentaje de hembras de la descendencia F1 en el parasitoide *Trichogramma chilonis* Ishii (Hymenoptera: Trichogrammatidae).

En el caso de spinosad, las referencias indican que ocasiona efectos subletales desfavorables. Por ejemplo, Dastjerd *et al.* (2009) estudiaron dosis subletales de spinosad en los parámetros biológicos de *Habrobracon hebetor* (Say) (Hymenoptera: Braconidae) y encontraron que la longevidad de las hembras tuvo diferencias significativas con el testigo. En cuanto a la proporción sexual spinosad indujo casi dos veces más la cantidad de machos, respecto al testigo. De igual manera, Wand *et al.* (2012) realizaron estudios similares sobre *Trichogramma chilonis* Ishii, basaron su

ensayo en una CL₃₀ (1.54 mg L⁻¹), y encontraron que spinosad redujo la longevidad y fecundidad sobre hembras.

La CL₇₅ de spinosad causó los efectos más desfavorables en los parámetros biológicos de *T. triozae*. Además, en este caso, ninguna de las otras concentraciones (CL₂₅, CL₅₀) mostró ningún efecto favorable sobre algún parámetro. Sólo se encontró que en ciertos parámetros, como la fecundidad, no fueron diferentes del testigo.

En el caso del piretroide betacyflutrin, la afectación en la fecundidad, maduración del huevo y proporción sexual pueden deberse tanto a factores fisiológicos (ovogénesis) como de comportamiento (interferir con la aceptación del hospedero). Aunque varios autores han mostrado que los piretroides reducen la fecundidad de parasitoides (Youssef *et al.* 2004, Bastos *et al.* 2006, Vianna *et al.* 2009, Bayram *et al.* 2010), no se tratan por lo general las causas fisiológicas y de comportamiento de dicha reducción.

En nuestro estudio la fecundidad de *T. triozae* disminuyó a partir de utilizar la CL₅₀ y CL₇₅ de beta-cyflutrin lo que de algún modo concuerda con Bastos *et al.* (2006) quienes, a pesar de ser una especie diferente, demostraron que la fecundidad de *Trichogramma pretiosum* disminuyó cuando se sometieron hembras a los insecticidas piretroides alfa-cipermetrina y deltametrina con diferentes hospederos. Además, Bayram *et al.* (2010) encontraron que las hembras de *Telonomus busseolae* expuestas a cyflutrin (CL₂₅ 0.0813 mL⁻¹) parasitaron menos huevos que las hembras no tratadas, mientras que deltametrina no afectó significativamente la fecundidad de la avispa. Sin embargo, ni las tasas de emergencia ni la proporción de sexos de las crías se vio

afectada por ambos insecticidas. En esta investigación, la CL₂₅ no mostró diferencias significativas con el testigo en la fecundidad, fertilidad, emergencia y proporción de hembras, por lo que se puede decir que esta concentración no causa efectos nocivos. De alguna forma esto tiene relación con la IOBC (Hassan 1994) quien considera, en el caso de la mortalidad aguda, que una mortalidad no mayor al 25% de algún insecticida químico no es perjudicial para los enemigos naturales. Sin embargo, en la alimentación sobre el huésped y fertilidad se encontraron diferencias con el testigo. Tanto la concentración CL₅₀ como CL₇₅ causaron un efecto más notorio en las variables estudiadas, quizá esto se deba a la sugerencia hecha por Bayram *et al.* (2010), quienes indican que la reducción de la fecundidad se debe a las perturbaciones en comportamiento (identificación de señales) más que a la reducción de la carga de huevo. De igual forma afirman que la longevidad puede reducirse en condiciones de laboratorio pero en campo esta reducción no necesariamente afecta la eficacia de los parasitoides porque algunas especies como *Telonomus busseolae* pueden ovipositar la mayoría de sus huevos 72 h después de la emergencia. Esta situación no sería aplicable a parasitoides como *T. triozae* porque necesita más tiempo para mostrar su potencial de oviposición y alimentación sobre el huésped.

Un ejemplo más de los daños que pueden ocasionar los piretroides lo indican Vianna *et al.* (2009), quienes observaron que la fecundidad de *Trichogramma pretiosum* se redujo significativamente por betacyflutrín a 125 gL⁻¹ en dos generaciones consecutivas. Saber *et al.* (2005) observaron una reducción significativa en la emergencia de adultos de *Trissolcus grandis* (Hymenoptera: Scelionidae) provenientes

de huéspedes tratados con deltametrina. En este caso, el insecticida no afectó la longevidad y fecundidad de las hembras emergidas.

Los cambios en la proporción de sexos de los parasitoides expuestos a los insecticidas piretroides están relacionados principalmente con la supervivencia diferencial en función del sexo, ya sea durante el desarrollo o en el estado adulto (Saber *et al.* 2005), o un efecto durante la determinación del sexo en especies haplodiploides, en el que el parasitoide define el sexo de la descendencia cuando deposita los huevos, un comportamiento que puede ser interrumpido por el piretroide. Sin embargo, cuando los endoparasitoides están expuestos a los piretroides durante la etapas iniciales parece que la proporción de sexos no suele interrumpirse (Saber *et al.* 2005, Ergin *et al.* 2007 y Bayram *et al.* 2010).

4. CONCLUSIONES GENERALES Y SUGERENCIAS

En este trabajo se propuso generar información relevante sobre el efecto directo e indirecto de insecticidas sobre *Tamarixia triozae*, un parasitoide con potencial biológico para usarse como herramienta de manejo integrado del psílido de la papa. Se utilizó una metodología de exposición residual sobre discos de hoja de tomate, donde se incluyó al huésped de *T. triozae* (ninfas de 4to ínstar de *Bactericera cockerelli*), para determinar los efectos directos de ocho insecticidas de uso común en el combate de la plaga sobre el parasitoide.

De los ocho insecticidas estudiados en los efectos directos de “*toxicidad y residualidad*”, el más tóxico y residual para el parasitoide fue spinosad (categoría 4, IOBC), seguido de abamectina (categoría 3, IOBC). Spirotetramat, azadiractina, spiromesifen, pimetrozina, imidacloprid y betacyflutrin presentaron categoría 2 en persistencia (IOBC).

Después de determinar los efectos directos de ocho insecticidas sobre *T. triozae* se procedió a establecer las concentraciones letales (CL_{25} , CL_{50} y CL_{75}) de tres de esos insecticidas de diferente grupo toxicológico (azadiractina, spinosad y betacyflutrin), sobre el parasitoide. Conocidas estas dosis se realizó un ensayo para determinar su efecto sobre parámetros biológicos de *T. triozae* tales como fecundidad, fertilidad, alimentación sobre el huésped, emergencia, proporción sexual y supervivencia. De manera general spinosad y betacyflutrin resultaron adversos a *T. triozae*. En ambos insecticidas los efectos más desfavorables se presentaron en hembras supervivientes a la CL_{75} . No obstante, la CL_{25} de ambos productos no presentó diferencia significativa con el testigo en la mayoría de los parámetros evaluados. Spinosad presentó la disminución más marcada entre testigo y la CL_{75} , con frecuencia las diferencias en los parámetros fueron del orden de 10 veces mayor en el testigo. En cambio en betacyflutrin las diferencias entre testigo y CL_{75} fueron del orden de 2.5 veces. La supervivencia fue el parámetro que mostró un comportamiento totalmente diferente a la tendencia general y este resultó más afectado con betacyflutrin.

En este trabajo se comprobó que las hembras adultas de *T. triozae* que logran sobrevivir a la aplicación de una dosis o concentración de insecticida, pueden sufrir

daño en varios de sus parámetros biológicos. Esta situación ocasionará que disminuyan su competitividad y el potencial de regular la plaga de interés. Por ello es deseable que además de determinar la toxicidad aguda de los insecticidas se estudien los efectos de concentraciones subletales, de esta manera se tendrán más elementos para determinar los momentos oportunos que incrementen la posibilidad de utilizar la combinación del control químico de *B. cockerelli* con *T. triozae*.

5. LITERATURA CITADA

- Abbott, W. S. 1925. A method of computing the effectiveness of an insecticide. J. Econ. Entomol. 18: 265-267.
- Adán A., T. González, R. Bastante, F. Budía, P. Medina, P. del Estal y E. Viñuela. 2007. Efectos de diversos insecticidas aplicados en condiciones de laboratorio extendido sobre *Psytalia concolor* (Szépliget) (Hymenoptera: Braconidae). Bol. San. Veg. Plagas 33:391-397.
- Alix, A., A. M. Cortesero, J. P. Nenon, J. P. Anger. 2001. Selectivity assessment of chlorfenvinphos reevaluated by including physiological and behavioral effects on an important beneficial insect. Environ. Toxicol. Chem. 20 2530–2536.
- Almeyda-León, I. H., J. A. Sánchez-Salas y J. A. Garzón-Tiznado. 2008. Vectores causantes de punta morada de la papa en Coahuila Nuevo León, México. Agric. Téc. Méx. 2: 141-150.
- Analytical Software. 2003. Statistix 8.1. User`s Manual. Tallase, Florida.
- Anónimo. 2008. Diccionario de Especialidades Agroquímicas. Ed. Thomson/PLM 18a Edición.
- Armstrong, K. F. and A. B. Bonner. 1985. Investigation of a permethrin-induced antifeedant effect in *Drosophila melanogaster* an ethological approach. Pestic. Sci. 16: 641–650.
- Avilés, G. M., J. A. Garzón T., A. Marin L. y 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 y 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.

- Bacci, L., A. L. B. Crespo, T. L. Galván, E. J. G. Pereira, M. C. Picanço, G. A. Silva, and M. Chediak. 2007. Toxicity of insecticides to the sweet potato whitefly (Homoptera: Aleyrodidae) and its natural enemies. *Pest Manag. Sci.* 63: 699-706.
- Barret, K. L., N. Grand, E. G. Harrison, S. A. Hassan y P. Oomen. 1994. Setac 51 Guidance document on regulator testing procedure for pesticides with non-target arthropods. ESCORT (European Standard Characteristics of Beneficials Regulator Testing) Workshop, Wageningcyn, 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. *J. Econ. Entomol.* 51, 3:374-378.
- Bastos, C. S., R. P. Almeida, and F. A. Suinaga. 2006. Selectivity of pesticides used on cotton (*Gossypium hirsutum*) to *Trichogramma pretiosum* reared on two laboratory-reared hosts. *Pest Manag. Sci.* 62: 91-98.
- Bayram, A., G. Salerno, A. Onofri, and E. Conti. 2010. Sub-lethal effects of two pyrethroids on biological parameters and behavioral responses to host cues in egg parasitoid *Telenomus brusseolae*. *Biol. Control* 53: 153–160.
- Bellows, T. S. Jr., J. G. Morse and L. K. Gaston. 1992. Residual toxicity of pesticides used for control of lepidopteran insects in citrus to the predaceous mite *Euseius stipulates* Athias-Henriot (Acarina: Phytoseiidae). *J. Appl. Entomol.* 113:493-501.
- Bravo, M. E. y López, L. P. 2007. Principales plagas del chile de agua en los valles Centrales de Oaxaca. *Agroproduce, Revista de la Fundación Produce Oaxaca A. C.* 14-15 pp.
- Bujanos, M., R., T. J. A. Garzón y 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. y P. Lauterer. 1997. A taxonomic reassessment of the triozide genus *Bactericera* (Hemiptera: Psylloidea). *J. Nat. Hist.* 31:99-153.
- Butler, C. D., and J. T. Trumble. 2012. The potato psyllid, *Bactericera cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Triozidae): life history, relationship to plant diseases, and management strategies. *Terr. Arthropod Rev.* 5: 87-111.
- Camacho-Tapia, M., R. I. Rojas-Martínez, E. Zavaleta-Mejía, M. G. Hernández-Deheza, J. A. Carrillo-Salazar, A. Rebollar-Alviter, D. L. Ochoa-Martínez. 2011. An etiology of chilli pepper variegation from Yurécuaro, Mexico. *J. Plant. Pathol.* 2: 1187.
- Cerón-González, C., J. R. Lomeli-Flores, E. Rodríguez-Leyva y A. Torres-Ruíz. 2014. Fertility and feeding of *Tamarixia triozae* (Hymenoptera: Eulophidae) on potato psyllid *Bactericera cockerelli*. *Rev. Mex. Cienc. Agríc.* 5: 893-899.
- 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.
- Chow-Yang, Lee. 2000. Sublethal effects of insecticides on longevity, fecundity and behaviour of insect pests: a review. *J. Biosci.* 1: 110-112.

- Cleveland, B., A. Mayes and A. Cryer. 2001. An ecological risk assessment for spinosad use on cotton. *Pest Manag Sci.* 58: 70-84.
- CNAS. 2006. Economic impacts of Zebra Chip on the Texas potato industry. Center for North American Studies. Disponible en: <http://cnas.tamu.edu/zebra%20chip%20impacts%20final.pdf>. (Consultado 10 de Agosto de 2014).
- Compere, H. 1943. A new species of *Metaphycus* parasite on psyllidis. *Pan-Pacific Entomol.* 19:71-73.
- Cranshaw, W. S. 1993. An annotated bibliography of potato/tomato psyllid, *Paratrioza cockerelli* (Sulc) (Homoptera; Psyllidae). Colorado State University Agricultural Exp.Stn. Bull. TB93-5. 51 p.
- Cranshaw, W. S. 1994. The potato (tomato) psyllid, *Paratrioza cockerelli* (Sulc), as a pest of potatoes, pp. 83-95. *In* G. W. Zehnder, R. K. Powelson, R. K. Jansson and K. V. Raman (eds.), *Advances in potato biology and management*. APS Press, St. Paul, Minnesota, USA. 655 pp.
- Crawford, D. L. 1911. American Psyllidae III. (Triozinae). Pomona College. *J. Entomol.* 3:422-453.
- Croft, B. A. 1990. *Arthropod Biological Control Agents and Pesticides*. Wiley-Interscience, New York.
- Crosslin, J. M., and J. E. Munyaneza. 2009. Evidence that the Zebra Chip disease and the putative causal agent can be maintained in potatoes by grafting and in vitro. *Am. J. Potato Res.* 86: 183-187.
- 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, and J. G. Martynow. 2001. Recent advances in the chemistry of spinosyns. *Pest Manag. Sci.* 57: 177-185.
- Dagli, F., and Bahsi U. S. 2009. Topical and residual toxicity of six pesticides to *Orius majusculus*. *Phytoparasitica* 37: 399-405.
- Delaplane K., S. 1996. Pesticide usage in the United States: history, benefits, risks, and trends. Cooperative Extension Service/The University of Georgia College of Agricultural and Environmental Sciences. Disponible en <http://ipm.ncsu.edu/safety/factsheets/pestuse.pdf> (consultado 30 de octubre de 2014)
- Desneux, N., A. Decourtye, and J. M. Delpuech. 2007. The sublethal effects of pesticides on beneficial arthropods. *Annu. Rev. Entomol.* 52: 81-106.
- Desneux, N., X. Fauvergue, X. Dechaume-Moncahrmont, L. Kerhoas, Y. Ballanger, and L. Kaiser. 2005. *Diaeretiella rapae* Limits *Myzus persicae* Populations After Applications of Deltamethrin in Oilseed Rape. *J. Econ. Entomol.* 98: 9-17.
- Dhadialla, T. S., G. R. Carlson, and D. P. Le. 1998. New insecticides with ecdsteroidal and juvenil hormone activity. *Annu. Rev. Entomol.* 43:545-569.
- Elzen, G. W. 1989. Sub-lethal effect of pesticides on beneficial. *In*: Jepson, P. C. (ed). *Pesticides and Non-target Invertebrates*. Intercept Limited, Dorset, England. pp: 129-150.
- Elzen, G. W., O'Brien, P. J., and Powell, J. E. 1989. Toxic and behavioral effects of selected insecticides on the *Heliothis* parasitoid *Microplitis croceipes*. *Entomophaga* 34: 87-94.

- Ergin, E.; Er, A.; F. Uçkan, and D. B. Rivers. 2007. Effect of Cypermethrin Exposed Hosts on Egg-Adult Development Time, Number of Offspring, Sex Ratio, Longevity, and Size of *Apanteles galleriae* Wilkinson (Hymenoptera: Braconidae). *Belgian Journal of Zoology* 137: 27-31.
- Finney, D. J. 1971. *Probit Analysis*. 3rd ed. Cambridge University Press, Cambridge. 333 p.
- Flores, O. A., N. I. Alemán, y M. I. Notario. 2004. Alternativas para el manejo de la punta morada. *In*: Flores, O. A., y R. H. Lira (eds). *Detección, Diagnóstico y Manejo de la Enfermedad Punta Morada de la Papa*. Parnaso. España. pp: 66-90.
- Gao, F., J. Jifon, X. Yang, and T. X. Liu. 2009. Zebra Chip disease incidence on potato is influenced by timing of potato psyllid infestation, but not by the host plants on which they were reared. *Insect. Sci.* 16: 399-408.
- García, N. B. C. 2007. Transmisión de fitoplasmas por *Bactericera cockerelli* (Sulc) a plantas de chile, papa tomate. Tesis Doctoral. Centro de Investigación de Estudios Avanzados del I.P.N. Unidad de Biotecnología e Ingeniería Genética de Plantas. 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. Marin-Jarillo, A. Becerra-Flores, S. Velarde-Felix, C. Reyes-Moreno, M. González-Chavira y J. L. Martínez-Carrillo. 2009. Asociación de Hemiptera: Triozidae con la enfermedad "permanente del tomate" en México. *Agric. Téc. Méx.* 35: 58-69.
- Gharalari, A. H., C. Nansen, D. S. Lawson, J. Gilley, J. E. Munyaneza, and K. Vaughn. 2009. Knockdown mortality, repellency, and residual effects of insecticides for control of adult *Bactericera cockerelli* (Hemiptera: Psyllidae). *J. Econ. Entomol.* 102: 1032-1038.
- Goolsby, J. A., J. Adamczyk, B. Bextine, D. Lin, J. E. Munyaneza, and G. Bester. 2007. Development of an IPM program for management of the potato psyllid to reduce incidence of Zebra Chip disorder in potatoes. *Subtrop. Plant Sci.* 59: 85-94.
- Goolsby, J.A. y M.A. Ciomperlik 1999. Development of parasitoid inoculated seedling transplants for augmentative biological control of silver leaf white fly (Homoptera: Alerodidae) *Fla. Entomol.* 4: 532-545.
- Grafton-Cardwell, E. E., and C. A. Reagan. 1995. Selective use of insecticides for control of armored scale (Homoptera: Diaspididae) in San Joaquin Valley California citrus. *J. Econ. Entomol.* 88: 1717-1725.
- Gratwick, M. 1957. The contamination of insects of different species exposed to dust deposits. *Bull. Entomol. Res.* 48:741-753.
- Hall, D. G. and R. Nguyen. 2010. Toxicity of pesticides to *Tamarixia radiata*, a parasitoid of the Asian Citrus Psyllid. *Biocontrol* 55: 601-611.
- Hansen, A. K., J. T. Trumble, R. Stouthamer, and T. D. Paine. 2008. A new huanglongbing species, 'Candidatus Liberibacter psyllaurous' found to infect tomato and potato, is vectored by the psyllid *Bactericera cockerelli* (Sulc). *Appl. Environ. Microb.* 74: 5862-5865.
- Hassan, H. 1994. Activities of the IOBC working group pesticides and beneficial. *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.
- Hernán, E. 2014. El psílido de la papa, *Bactericera cockerelli*, un problema que podemos manejar. Fundación Hondureña de investigación Agrícola (FHIA). Hoja técnica No. 14. Disponible en: http://www.fhia.org.hn/downloads/proteccion_veg_pdfs/hoja_tecnica_proteccion_vegetal14.pdf (Fecha de consulta 3 de noviembre de 2014).
- Hill T. A. and R. E. Foster. 2000. Effect of insecticides on the diamondback moth (Lepidoptera:Plutellidae) and its parasitoid *Diadegma insulare* (Hymenoptera: Ichneumonidae). *J. Econ. Entomol.* 93:763-768.
- IRAC (Insecticide Resistance Action Committee). 2012. Classification of substances according to their mode of action. www.iraconline.org/documents/folleto-modo-de-accion-insecticidas-y-acaricidas/?ext=pdf.
- IRAC (Insecticide Resistance Action Committee). 2012. Susceptibility Test Methods Series: Method 2 “*Psylla* spp.” (En línea). Disponible en www.iraconline.org/documents/method2.pdf (revisado 10 de octubre de 2014)
- 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.
- Jensen, D. D. 1957. Parasites of the Psyllidae. *Hilgardia* 27: 71-99.
- 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. Fort Collins, Colorado, USA. 45 pp.
- Jones, T., C. Scott-Dupree, R. Harris, L. Shipp and B. Harris. 2005. The efficacy of spinosad against western flower trips *Frankliniella occidentalis* its impact on associated biological control agents on greenhouse cucumbers in southern Ontario. *Pest Manag. Sci.* 61: 179-185.
- Langley, M. and, J. D. Stark. 1996. Analytical techniques for quantifying direct, residual, and oral exposure of an Insect parasitoid to an organophosphate insecticide. *Bull. Environ. Contam. Toxicol.* 57:683-690.
- Legaspi, J.C., J. V. French y B. C. Legaspi. 2000. Toxicity of novel and conventional insecticides to selected beneficial insects. *Subtrop. Plant Sci.* 52:23-32.
- Leyva-López, N. E., J. C. Ochoa, D. Leal, y J. P. Martínez. 2002. Multiple phytoplasmas associated with potato diseases in Mexico. *Can. J. Microbiol.* 48:1062-1068.
- Liefting, L. W., Z. C. Rez-Egusquiza, G. R. G. Clover, and J. A. D. Anderson. 2008. A new ‘Candidatus Liberibacter’ species in *Solanum tuberosum* in New Zealand. *Plant Dis.* 92: 1474.
- Lin, H., H. Doddapeneni, J. E. Munyaneza, E. L. Civerolo, V. G. Sengoda, J. L. Buchman, and D. C. Stenger. 2009. Molecular characterization and phylogenetic analysis of 16S rRNA from a new “Candidatus Liberibacter” strain associated with Zebra Chip disease of potato (*Solanum tuberosum* L.) and the potato psyllid (*Bactericera cockerelli* Sulc). *J. Plant Pathol.* 1: 215-219.
- Liu, D. and 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. 2004. Tomato psyllid behavioral responses to tomato plant lines and interaction of plant lines with insecticides. *J. Econ. Entomol.* 97: 1078-1085.
- Liu, D., L. Johnson, y 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 recover. *Insect Sci.* 13:195-204.
- Liu, D., y J. T. Trumble. 2007. Comparative fitness of invasive and native populations of the potato psyllid (*Bactericera cockerelli*). *Entomol. Exp. App.* 123:35-42.
- Liu, S., and Q. X. Li. 2004. Photolysis of spinosyns in seawater, stream water and various aqueous solutions. *Chemosphere* 56: 1121-1127.
- Liu, T. X., Z. Yong-Mei, P. Li-Nian, P. Rojas, and J. T. Trumble. 2012. Risk assessment of selected insecticides on *Tamarixia triozae* (Hymenoptera: Eulophidae), a parasitoid of *Bactericera cockerelli* (Hemiptera: Triozidae). *J. Econ. Entomol.* 5: 490-496.
- Lui, T., A. N. Sparks Jr., W. H. Hendrix, and 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* 92:1266–1273.
- Lomeli-Flores, J. R., E. Rodríguez-Leyva, y A. Torres-Ruíz. 2014. El control biológico de plagas en agricultura protegida en México. pp. 104-114. *In: González-Hernández. H., E. Rodríguez-Leyva y J. R. Lomeli-Flores (Eds.). Memorias del XXV Curso Nacional de Control Biológico. Sociedad Mexicana de Control Biológico (SMCB) A. C. Mérida, Yucatán, México.*
- Lomeli-Flores, J.R. y R. Bueno. 2002. Nuevo registro de *Tamarixia triozae* (Burks) parasitoides del psílido del tomate *Paratrioza cockerelli* (Sulc) (Homoptera: Psyllidae) en México. *Folia Entomol. Mex.* 3:375-376.
- Longley, M. 1999. A review of pesticide effects upon immature aphid parasitoids within mummified hosts. *Int. J. Pest Manag.* 45: 139-145.
- Longley, M., P. C. Jepson. 1996. The influence of insecticide residues on primary parasitoid and hyperparasitoid foraging behaviour in the laboratory. *Entomol. Exp. App.* 81: 259–269.
- López-Durán, M.F. 2009. Efectividad biológica de insecticidas contra el psílido de la papa (*Bactericera cockerelli* Sulc) en Metepec, Edo. de México transmisión de bacterias no cultivadas asociadas a enfermedades en papa (*Solanum tuberosum* L.) Tesis de Maestría en Ciencias. Colegio de Postgraduados, México.
- Luna-Cruz, A., R. Lomeli-Flores, E. Rodríguez-Leyva, L. D. Ortega-Arenas, 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 Zoológica Mexicana (n.s.)* 27: 509-526.
- Messing, R. H. y B. A. Croft. 1990. Nerisk an expert system to enhance the integration of pesticides with arthropod biological control. *Acta Horticulture* 276:15-19.
- Morales, A. S., A. M. Martínez. J. I. Figueroa, A. M. Espino, J. M. Chavarieta, R. Ortíz, C. L. Rodríguez, y S. Pineda. 2013. Parámetros de vida del parasitoides sinovigénico *Tamarixia triozae* (Hymenoptera: Eulophidae). *Rev. Col. Entomol.* 2: 243-249.

- Munyanaza, J. E. 2012. Zebra Chip disease of potato: Biology, Epidemiology, and Management. *Am. J. Pot Res.* 89: 329-350.
- Munyanaza, J. E., J. L. Buchman, J. E. Upton, J. A. Goolsby, J. M. Crosslin, G. Bester, G. P. Miles, and V. G. Sengoda. 2008. Impact of different potato psyllid populations on Zebra Chip disease incidence, severity, and potato yield. *Subtrop. Plant Sci.* 60: 27-37.
- Munyanaza, J. E., J. M. Crosslin, and J. E. Upton. 2007. Association of *Bactericera cockerelli* (Homoptera: Psyllidae) with "Zebra Chip", a new potato disease in Southwestern United States and Mexico. *J. Econ. Entomol.* 100: 656-663.
- Norris, R. F., E. P. Caswell-Chen, and 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 Agr. Exp. Sta. Bull.* 446: 1-95.
- Purcell, M. F., J. D. Stark, and R. H. Messing. 1994. Effects of insecticides on three tephritid fruit flies and associated braconid parasitoids in Hawaii. *J. Econ. Entomol.* 87: 1455- 1462.
- Richards, B. L. 1928. A new and destructive disease of the potato in Utah and its relation to potato psylla. *Phytopathology* 18:141-149.
- Robertson, J. L., and H. K. Preisler. 1992. Pesticide Bioassays with Arthropods. CRC, Boca Raton, Florida. 127 p.
- Rodríguez, H. C. 2000. Plantas contra plagas. Potencial práctico de ajo, anona, nim, chile y tabaco. Red de Acción sobre plaguicidas y alternativas en México. Universidad Autónoma Metropolitana. 133 p.
- Rojas, P., E. Rodríguez-Leyva, J. R. Lomeli-Flores, and T. X. Liu. 2015. Biology and life history of *Tamarixia triozae* (Hymenoptera: Eulophidae), a parasitoid of *Bactericera cockerelli* (Hemiptera: Triozidae). *Biocontrol in press* DOI: 10.1007/s10526-014-9625-4.
- Romney, V. E. 1939. Breeding areas of the tomato psyllid, *Paratrioza cockerelli* (Sulc). *J. Econ. Entomol.* 32:150-151.
- Ruberson, J. R., H. Nemoto and 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.
- Rubio, C. O., I. H. Almeida, J. Ireta, J. A. Sánchez, R. Fernández, J. T. Bordon, C. Díaz, J. A. Garzón, R. Rocha, y M. Cadena. 2006. Distribución de la punta morada y *Bactericera cockerelli* Sulc. en las principales zonas productoras de papa en México. *Agric. Téc. Méx.* 32: 201-211.
- Saber, M., M. Jalil-Hejazi, K. Kamali, and S. Moharramipour. 2005. Lethal and Sublethal Effects of Fenitrothion and Deltamethrin Residues on the Egg Parasitoid *Trissolcus grandis* (Hymenoptera: Scelionidae). *J. Econ. Entomol.* 98: 35-40.
- 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 2014).
- Sántis, E. L., L. A. Hernández, A. M. Martínez, J. Campos, J. I. Figueroa, P. Lobit, J. M. Chavarrieta, E. Viñuela, G. Smaghe, and S. Pineda. 2012. Long-term foliar

- persistence and efficacy of spinosad against beet armyworm under greenhouse conditions. *Pest Manag. Sci.* 68: 914-921.
- Santos-Cervantes, M. E., J. A. Chávez-Medina, J. A. Fierro-Coronado, R. D. Ruelas-Ayala, M. A. Barreras-Soto, J. Méndez-Lozano y N. E. Leva-López. 2007. First report of *Candidatus "Phytoplasma asteris"* infecting tomatillo (*Physalis ixocarpa*) in Sinaloa, México. *Plant Pathol.* 56:721.
- SAS Institute. 2002. PROC user's manual, version 9th ed. SAS Institute Cary NC.
- Saunders, D. G., and B. L. Bret. 1977. Fate of spinosad in the environment. *Down to Earth.* 52: 14-20.
- Schneider, M., G. Smagghe, A. Gobbi and 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 earl larval instars of noctuid pests. *J. Econ. Entomol.* 96:1054-1065.
- Schneider, M. I. 2002. Optimización del empleo en lucha biológica de *H. didymator* (Thunberg) evaluación ecotoxicológica de modernos plaguicidas en laboratorio. PhD Tesis. Escuela Técnica Superior de Ingenieros Agrónomos, Universidad Politécnica de Madrid.
- Schoonover, J. R. and L. L. Larson. 1995. Laboratory activity spinosad on non-target beneficial arthropods. *Arthropod Manag. Test,* 20:357.
- Secor, G. A., V. V. Rivera, J. A. Abad, I.-M. Lee, G. R. G. Clover, L. W. Liefing, X. Li, and S. H. De Boer. 2009. Association of '*Candidatus Liberibacter solanacearum*' with zebra chip disease of potato established by graft and psyllid transmission, electron microscopy, and PCR. *Plant Dis.* 93: 574-583.
- Servín, R., A. Tejas and A. Cota. 2008. Primer Reporte de *Bactericera cockerelli* Sulc, en Plantaciones Hortícolas de Baja California Sur, México. *South. Entomol.* 3:239-241.
- Severin, H. H. P. 1940. Potato naturally infected with California Aster Yellow. *Phytopathology* 30:1049-1051.
- SIAP. 2013. Producción agrícola por cultivo y por estado. México (En línea). Disponible en http://www.siap.gob.mx/index.php?option=com_wrapperyview=wrapperyItemid=350 (Fecha de consulta 20 de octubre 2014)
- Staal G. B. 1975. Insect Growth Regulators with Juvenile Hormone Activity. *Annu. Rev. Entomol.* 20: 417-460.
- Stapel, J.O, A. M. Cortesero, and W. J. Lewis. 2000. Disruptive sublethal effects of insecticides on biological control: altered foraging ability and life span of a parasitoid after feeding on extrafloral nectar of cotton treated with systemic insecticides. *Biol. Control* 17: 243–249.
- Stark, J. D., and J. E. Banks. 2003. Population-level effects of pesticides and other toxicants on arthropods. *Annu. Rev. Entomol.* 48: 505-519.
- Stark, J. D., J.E. Banks and S. Acheampong. 2004. Estimating susceptibility of biological control agents to pesticides: influence of life history strategies and population structure. *Biol. Control* 29: 392-398.
- Stark, J. D., J.E. Banks y S. Acheampong. 2004. Estimating susceptibility of biological control agents to pesticides: influence of life history strategies and population structure. *Biol. Control* 29: 392-398.

- Stark, J. D., R. I. Vargas and 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). *J. Entomol.* 97: 911-915.
- Stark, J. y T. Rangus. 1994. Lethal and sublethal effects of the neem insecticide formulation, "Margosan-O", on the pea aphid. *Pestic. Sci.* 41:155-160.
- Stark, J., T. Wong, R. Vargas y R. Thalman. 1992. Survival, and reproduction of tephritid fruit fly parasitoids (Hymenoptera: Braconidae) reared from fruit flies exposed to azadirachtin. *J. Econ. Entomol.* 4:1125-1129.
- Stark, J. D., R. I. Vargas y 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). *J. Econ. Entomol.* 97:911-915.
- StatGraphics Centurion XVI. 2010. User manual software system, STSC Inc., Rockville, MD.
- Steiner, A. A. 1961. A universal method for preparing nutrient solutions of a certain desired composition. *Plant Soil* 15: 134-154.
- Stevenson, J. H., and J. H. H. Walters. 1983. Evaluation of pesticides for use with biological control. *Agric. Ecosystems Environ.* 10: 201-215.
- Suh, C. P. C., B. O. David and W. V. D. John. 2000. Effect of insecticides on *Trichogramma exiguum* (Trichogrammatidae: Hymenoptera) preimaginal development and adult survival. *J. Econ. Entomol.* 93:577-583.
- Sulc, K. 1909. *Trioza cockerelli* n.sp., a novelty from North America, being also of economic importance. *Acta Societatis Entomologicae Bohemiae* 6:102 –108.
- Tabashnik, B. E. y M. W. Johnson 1999. Evolution of pesticide resistance in natural enemies. Pp. 673-689. *In: Bellows TS, Fisher T W (Eds.) Handbook of biological control.* Academic Press, San Diego, USA.
- Theiling, K. M. y B. C. Croft. 1988. Pesticide side-effects on arthropod natural enemies: a database summary. *Agric. Ecosystems Environ.* 21:191-218.
- Thomas, K. L., D.C. Jones, L. B. Kumarasinghe, J. E. Richmond, G. S. C. Gill and M.S. Bullians. 2011. Investigation into the entry pathway for tomato potato psyllid *Bactericera cockerelli*. *New Zealand Plant Protection* 64: 259-268.
- Tiscareño, I. M. A., L. D. Ortega, C. Rodríguez and C. Villar. 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.
- Trumble, J. T. 1990. Vegetable insect control with minimal use of insecticides. *HortScience* 25:159-164.
- Udayagiri, S., A. P. Norton y S. C. Welter. 2000. Integrating pesticide effects with inundative biological control: interpretation of pesticide toxicity curves for *Anaphes iole* in strawberries. *Entomol. Exp. Appl.* 95:87-95.
- Vega-Gutiérrez, M. T., J. C. Rodríguez-Maciel, O. Díaz-Gómez, R. Bujanos-Muñiz, D. Mota-Sánchez, J. L. Martínez-Carrillo, A. Lagunes-Tejeda, and 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, y 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. y C. H. Rodríguez. 2003. Insecticidas resistencia vegetal. Pp. 53. *In: Silva, G. R. Hepp (Eds.). Bases para el Manejo racional de insecticidas.* Concepción, Chile.
- Vianna, U.R.; D. Pratisoli, J. C. Zanuncio, E. R. Lima, J. Brunner, F. F. Pereira, F.F., and J. E. Serra. 2009. Insecticide toxicity to *Trichogramma pretiosum* (Hymenoptera:Trichogrammatidae) females and effect on descendant generation. *Ecotoxicology* 18: 180-186.
- Viñuela E., P. Medina, M. Schneider, M. González, F. Budia, A. Adán, P. del Estal. 2001. Comparison of side-effects of spinosad, tebufenozide and azadirachtin on the predators *Chrysoperla carnea* and *Podisus maculiventris* and the parasitoids *Opius concolor* and *Hyposoter didymator* under laboratory conditions. *IOBC/wprs Bulletin*, 24:25-34.
- Viñuela, E. J. Jacas. 1993. Los enemigos naturales de las plagas los plaguicidas. Hojas divulgadoras. No 2/93 HD. Unidad de Protección de Cultivos. Ministerio de Agricultura, Pesca Alimentación. Madrid. 17-19.
- Viñuela, E., A. Adán, M. González, F. Budia, G. Smagghe y P. del Estal. 1998. Spinosad Azadiractina: efectos de dos plaguicidas de origen natural en el chinche depredador *Podisus maculiventris* (Sa) (Hemiptera: Pentatomidae). *Bol. San. Veg. Plagas* 24:57-66.
- Wallis, R. L. 1955. Ecological studies on the potato psyllid as a pest of potatoes. *USDA Tech. Bull.* 1107. 28 p.
- Wallis, R.L. 1948. Time of planting potatoes as a factor in prevention of potato psyllid attack. *J. Econ. Entomol.* 1:4-5.
- Wang D. S., Y. R. He, X. L. Guo, Y. L. Luo. 2012. Acute toxicities and sublethal effects of some conventional insecticides on *Trichogramma chilonis* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). *J. Econ. Entomol.* 105: 1157-1163.
- Wen, A., I. Mallik, V. Y. Alvarado, J. S. Pasche, X. Wang, H. Lin, H. B. Scholthof, T. E. Mirkov, C. M. Rush, and N. C. Gudmestad. 2009. Detection, distribution, and genetic variability of 'Candidatus Liberibacter' species associated with Zebra complex disease of potato in North America. *Plant Dis.* 93: 1102-1115.
- Wigglesworth, V. B. 1966. *Insect Physiology.* Methuen and company LTD. London. 152 p.
- Williams III, L. and L. D. Price. 2004. A space-efficient contact toxicity bioassay for minute Hymenoptera, used to test the effects of novel and conventional insecticides on the egg parasitoids *Anaphes iole* and *Trichogramma pretiosum*. *Biocontrol* 49: 163-185.
- Williams, T., J. Valle, and E. Viñuela. 2003. Is the naturally derived insecticide spinosad compatible with insect natural enemies? *Biocontrol Sci. Techn.* 13: 459-475.
- Workman, P.J. y S.A. Whiteman 2009. Importing *Tamarixia triozae* into containment in New Zealand. *New Zealand Plant Protection Society* 62:412-412.
- Wright, D. J., and R. H. J. Verkerk. 1995. Integration of chemical and biological control system for arthropods: evaluation in a multitropic context. *Pesticide Science* 44: 207-218.
- Yamamoto, I. 1970. Mode of action of pyrethroids, nicotinoids and rotenoids. *Annu. Rev. Entomol.* 15:257-272.
- Yano, E. 2004. Recent development of biological control and IPM in greenhouses in

Japan. J. Asia-Pacific Entomol. 7:5-11.
Youssef, A.L., F. N. Nasr, S. S. Stefanos, S.S. A. Elkhair, W. A. Shehata, E. Agamy, A. Herz, and S.A. Hassan. 2004). The side-effects of plant protection products used in olive cultivation on the hymenopterous egg parasitoid *Trichogramma cacoeciae* Marchal. J. Appl. Entomol. 128: 593-599.