

TOXICIDAD DE CUATRO INSECTICIDAS SOBRE *TAMARIXIA TRIOZAE* (BURKS) (HYMENOPTERA: EULOPHIDAE) Y SU HOSPEDERO *BACTERICERA COCKERELLI* (SULC) (HEMIPTERA: TRIOZIDAE)

Alfonso LUNA-CRUZ,¹ J. Refugio LOMELI-FLORES,¹ Esteban RODRÍGUEZ-LEYVA,¹
Laura D. ORTEGA-ARENAS¹ & Arturo HUERTA-DE LA PEÑA²

¹Colegio de Postgraduados, Campus Montecillo, 56230 Texcoco, Estado de México, México.

²Campus Puebla. Col. la Libertad, 72760 Puebla, Puebla. <luna_750801@hotmail.com>

Luna-Cruz, A., J. 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(3): 509-526.

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

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

Luna-Cruz, A., J. R. Lomeli-Flores, E. Rodríguez-Leyva, L. D. Ortega-Arenas & A. Huerta-de la Peña. 2011. Toxicity of four insecticides on *Tamarixia triozae* (Burks) (Hymenoptera: Eulophidae)

and its host *Bactericera cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Triozidae). *Acta Zoológica Mexicana* (n. s.), 27(3): 509-526.

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

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

INTRODUCCIÓN

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

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

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

En el caso particular del manejo de *Bactericera cockerelli* (Sulc), el control químico y el cultural son las alternativas que más se han explotado, aun cuando esta plaga representa una de las limitantes más severas en la producción de solanáceas en algunas regiones en México (Bujanos *et al.* 2005) y papa en el sur de Texas (Liu & Trumble 2006). En México se han evaluado insecticidas de diferentes grupos toxicológicos contra esta plaga, donde nim, metamidofos, endosulfan, abamectina, spinosad, imidacloprid (aplicado vía riego), y thiamethoxam han demostrado efectividad para su combate en campo (Tiscareño *et al.* 2002, Bujanos *et al.* 2005, Avilés-González *et al.* 2005, López-Durán 2009). Sin embargo, las restricciones en el manejo de productos químicos y las deficiencias en su uso (Vega-Gutiérrez 2008) han obligado a la búsqueda de alternativas como el manejo integrado de *B. cockerelli* donde los enemigos naturales jueguen un papel importante (Trumble 1990, Norris *et al.* 2003). La lista de enemigos naturales de *B. cockerelli* incluye hongos entomopatógenos, depredadores y parasitoides (Compere 1943, Pletsch 1947, Lomeli & Bueno 2002, Bujanos *et al.* 2005, Bravo & López 2007); entre los últimos se encuentra *Tamarixia triozae* (Burks), un ectoparasitoide solitario de ninfas de cuarto y quinto instar de *B. cockerelli* (Sulc) (Jensen 1971, Rojas 2010, Vega-Chávez 2010), que se ha colectado de solanáceas en México y algunos lugares de Estados Unidos, y se considera uno de los principales factores de mortalidad de esta plaga en regiones productoras de papa y tomate en ambos países (Jensen 1957, Johnson 1971, Lomeli-Flores & Bueno 2002, Bujanos *et al.* 2005, González-Hernández *et al.* 2008).

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

MATERIAL Y MÉTODOS

Cría de *Bactericera cockerelli* y *Tamarixia triozae*. La cría del psílido se estableció con 300 adultos proporcionados por la empresa Koppert México, provenientes de una colonia mantenida en condiciones de invernadero por más de un año sin aplicación de insecticidas. Los adultos se introdujeron en jaulas entomológicas (90 × 90 × 95 cm) cubiertas con tela de organza donde se colocaron plantas de jitomate, *Solanum lycopersicum* L. variedad Río Grande de 45 a 60 días de edad, en macetas de plástico que contenían como sustrato una mezcla de arena de tezontle y turba de musgo (peat moss) a una proporción de 1:2, mismas que se regaron diariamente con solución nutritiva. Los adultos se mantuvieron sobre las plantas durante una semana y luego se retiraron con un aspirador. Las plantas infestadas se trasladaron a otra jaula para observar su desarrollo y esperar la emergencia de los nuevos adultos. Este proceso se realizó en forma periódica para tener material biológico durante el experimento.

La cría del parasitoide se inició en agosto de 2009 con ejemplares provenientes de ninfas de *B. cockerelli* parasitadas por *T. triozae* colectadas en campos agrícolas en Salvatierra, Guanajuato. Los parasitoides adultos se liberaron en jaulas entomológicas (90 × 90 × 95 cm) que contenían plantas de jitomate infestadas con ninfas de cuarto ínstar. Después de seis a ocho días, las hojas que contenían ninfas con evidentes signos de parasitación, se cortaron y colocaron en charolas de plástico que se introdujeron en jaulas de acrílico (50 × 50 × 35) para esperar la emergencia de los adultos. Dentro de la jaula se proporcionó a los adultos miel dispuesta en finas líneas para que se alimentaran *at libitum* antes de ser utilizados en los experimentos.

Insecticidas. Se emplearon cuatro formulaciones comerciales de insecticidas representantes de diferentes grupos toxicológicos y que constituyen los productos más frecuentemente usados para el combate del psílido en el Valle de México (Cuadro 1). El nombre común se indica con minúsculas y el comercial en mayúsculas; entre paréntesis se anota el grupo toxicológico respectivo (Lagunes & Rodríguez 1992): 1) azadiractina 31.2 g.L⁻¹, PHC NEEEM SA, 3.2% de pureza, Cía. Plant Health Care de México (Insecticida Botánico); 2) spinosad 120 g.L⁻¹, SPINTOR 12 SC, 12% de pureza, Cía. Dow AgroSciences de México, S.A. de C.V. (Spinosinas); 3) imidacloprid 350 g.L⁻¹, CONFIDOR 350 SC, 30.2% de pureza, Cía. Bayer de México, (Nicotinoides); 4) y abamectina 18 g.L⁻¹, AGRIMEC 1.8% CE, 95% de pureza, Cía. Syngenta Agro (avermectinas). En este estudio no se utilizó adherente. Para evaluar la toxicidad de los insecticidas, tanto en el psílido como en el parasitoide, se realizaron cinco experimentos independientes.

Toxicidad de insecticidas en adultos del psílido y el parasitoide expuestos a plantas tratadas (cajas clip). Plantas individuales de 100 días de edad se asperjaron hasta punto de escurrimiento con los insecticidas (Cuadro 1) y se les dejó secar por 2 h para

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

Producto	Dosis L ha ⁻¹ * (mg L de ingrediente activo)		
	Mínima	Media	Máxima
Neem	0.5 (156)	0.75 (234)	1.0 (312)
Spinosad	0.3 (360)	0.4 (480)	0.5 (600)
Imidacloprid	0.75 (2625)	0.87 (3045)	1.0 (3500)
Abamectina	0.3 (54)	0.75 (135)	1.2 (180)

*Dosis recomendadas por el fabricante para el control de *B. cockerelli* y otras plagas en Litros por hectárea; entre paréntesis se incluye la concentración del ingrediente activo en mg L⁻¹, en la solución utilizada en los experimentos.

eliminar el exceso de la solución. Posteriormente, se seleccionaron cinco hojas y en cada una de ellas se sujetó una jaula entomológica circular tipo clip (4.5×1.5 cm) de plástico. Por un orificio lateral de la jaula se introdujeron 10 adultos del psílido y 10 del parasitoide, de 4 a 5 días de edad, con la ayuda de un aspirador. Para cada insecticida se evaluó la dosis mínima, media y máxima recomendada por el fabricante (Cuadro 1) y se realizaron cinco repeticiones por tratamiento, incluyendo un testigo al que sólo se le aplicó agua destilada. Considerando lo establecido por otros autores en experimentos similares, a las 24 h después de la aplicación se registró la mortalidad (Araya *et al.* 2004, Xu *et al.* 2004). Se consideró individuo muerto a aquel que presentaba síntomas de deshidratación, apéndices pegados al cuerpo y no reaccionaba al ser estimulado con un pincel del número cero, o que presentara movimientos escasos y muy lentos. El resultado del tratamiento fue eliminado si la mortalidad en el testigo excedía 10%.

Toxicidad de insecticidas en ninfas de cuarto ínstar del psílido y parasitoides expuestos a discos de hoja de jitomate tratadas con insecticidas. Se utilizó el método propuesto por el Comité de Acción de Resistencia a Insecticidas (IRAC 2005), con ligeras modificaciones. Éste consistió en sumergir un disco foliar de jitomate de 45-50 días de edad en el insecticida (Cuadro 1) y se dejó secar a temperatura ambiente; posteriormente el disco tratado con el envés expuesto, se colocó en una caja Petri (4.5 cm diámetro). Enseguida se colocaron 10 ninfas de cuarto ínstar del psílido y se les mantuvo durante 20 min para que se alimentaran y redujeran su movimiento. Por último, las cajas se taparon y por un orificio lateral de la caja se introdujeron 10 adultos del parasitoide *T. triozae* de 4 a 5 días de edad, con la ayuda de un aspirador pequeño. Las cajas se dispusieron al azar y se mantuvieron en una cámara de cría a una temperatura de 25 ± 2 °C, $60 \pm 10\%$ HR y un fotoperiodo de 12:12 luz:oscuridad. Para cada insecticida se evaluó sólo la dosis máxima (Cuadro 1) y se realizaron cinco repeticiones por tratamiento, incluyendo un testigo al que sólo se le aplicó agua destilada. Se utilizó el mismo criterio de mortalidad señalado en el experimento anterior.

Toxicidad de insecticidas en ninfas del psílido inmersas en el producto y subsecuente exposición de adultos del parasitoide. Consistió en colocar 15 ninfas de cuarto ínstar del psílido sobre el envés de un disco foliar para que se adhirieran a éste. Cada disco con ninfas se sumergió durante 10 segundos en la concentración del insecticida (Cuadro 1), enseguida se le dejó escurrir durante 10 min para eliminar el exceso de la solución. El disco se colocó dentro de una caja Petri (4.5 cm diámetro) para seleccionar 10 de ellas y el resto removerlas con un alfiler entomológico. Las cajas se taparon para exponerlas a 10 parasitoides adultos que se introdujeron por un orificio lateral de la caja. La mortalidad de ninfas y parasitoides se registró 24 h después de los tratamientos.

Toxicidad de insecticidas en pupas del parasitoide. Plantas infestadas con ninfas de cuarto y quinto ínstar del psílido, se expusieron a la acción de 300 adultos del parasitoide en una jaula entomológica (90 × 90 × 95 cm). Los parasitoides se mantuvieron confinados por 48 h y luego se retiraron con un aspirador. Las plantas con ninfas parasitadas se trasladaron a otra jaula para esperar la presencia de las pupas del parasitoide. Considerando que *T. triozae* es un ectoparasitoide que pupa por debajo del exoesqueleto de su presa, seis días después de la exposición las ninfas presentaron signos de formación de la pupa (momias de color café y pegadas a la hoja) (Rojas, 2010). Se formaron grupos de 10 ninfas que contenían pupas del parasitoide y éstas se pegaron a una cinta adhesiva con pegamento en ambos lados (1.5 × 0.5 cm). Cada cinta con pupas se sumergió durante 10 s en la concentración del insecticida (Cuadro 1), enseguida se dejaron escurrir durante 10 min para eliminar el exceso de la solución. La cinta se colocó dentro de una caja Petri (4.5 cm diámetro) que tenía tres orificios para favorecer la ventilación. Las cajas se dispusieron al azar y se mantuvieron en una cámara de cría a una temperatura de 25 ± 2 °C, $60 \pm 10\%$ HR y un fotoperiodo de 12:12 luz:obscuridad. Para cada insecticida se evaluó la dosis máxima (Cuadro 1) y se realizaron cinco repeticiones por tratamiento, incluyendo un testigo al que sólo se le aplicó agua destilada. Cada 12 h se hicieron observaciones por un periodo de ocho días, tiempo suficiente para que los parasitoides culminaran su desarrollo.

Toxicidad residual de insecticidas. Este experimento consistió en determinar por cuánto tiempo una planta que se contaminó con insecticida podría tener un efecto adverso sobre los parasitoide adultos que se posaran en ella. Para ello, plantas individuales de jitomate de 100 días de edad se asperjaron con un atomizador manual hasta punto de escurrimiento, con la concentración del insecticida correspondiente (Cuadro 1), y se le dejó escurrir por 2 h para eliminar el exceso de la solución. Las plantas se colocaron en jaulas entomológicas (90 × 90 × 95 cm) para evitar contaminación por otros insectos. De estas plantas se fueron retirando discos foliares a diferente tiempo, cada tercer día, (día 1 al 29) para exponerlos a los parasitoides. Cada disco tratado, con el envés expuesto, se colocó en una caja Petri (4.5 × 1.5 cm diámetro) donde se colocaron 10 ninfas de cuarto ínstar del psílido. Las cajas se taparon y por un orificio lateral de la caja se introdujeron 10 parasitoides adultos de 4 a 5 días de edad. Las cajas se dispusieron al azar y se mantuvieron en una cámara de cría. La mortalidad de ninfas y parasitoides se registró 24 h después de los tratamientos. Al igual que en los otros experimentos se evaluó sólo la dosis máxima (Cuadro 1) y se realizaron tres repeticiones por tratamiento, incluyendo un testigo al que sólo se le aplicó agua destilada.

Análisis Estadístico. En todos los experimentos se utilizó un diseño estadístico completamente al azar. Los resultados de mortalidad se corrigieron con la observada en el

testigo por medio de la ecuación de Abbott (1925) y al igual que la emergencia se sometieron a análisis de varianza usando el programa Statistix 8.1. (Analytical Software 2003). Las medias se compararon usando Tukey ($p \leq 0.05$). Para el análisis estadístico se utilizaron los números de organismos muertos en cada tratamiento, para la presentación de resultados se realizaron transformaciones de los datos a porcentajes.

RESULTADOS

Toxicidad de insecticidas en adultos del psílido y el parasitoide expuestos a plantas tratadas (cajas clip). Los adultos, tanto del psílido ($F_{14,60} = 137.05$; $p < 0.001$) como del parasitoide ($F_{14,60} = 95.94$; $p < 0.001$), mostraron susceptibilidad diferencial a los insecticidas, de acuerdo a la forma en que fueron expuestos. Para el psílido la mortalidad varió desde 4% con la dosis baja de imidacloprid hasta 100% con las tres dosis de abamectina. Con spinosad sólo se obtuvo 32% se mortalidad con la dosis media 0.5 L ha^{-1} . Los tratamientos restantes mostraron una respuesta similar al testigo lo cual denotó su baja o nula toxicidad a los psílicos (Cuadro 2).

Para los parasitoides, también se presentaron diferencias en mortalidad de acuerdo al insecticida ($F_{14,60} = 95.94$; $p < 0.001$). La mayor toxicidad se registró en las dosis media y alta de abamectina (80% y 92%, respectivamente), seguida de la dosis

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

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

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

mínima de este producto (60%) y dosis alta de spinosad (48%). Los formulados de imidacloprid y azadiractina, a las tres dosis evaluadas, mostraron resultados equiparables a la respuesta del testigo (Cuadro 2).

Toxicidad de insecticidas en ninfas de cuarto ínstar del psílido y parasitoides expuestos a discos de hoja de jitomate tratadas con insecticidas. Las ninfas de *B. cockerelli* y adultos de *T. triozae* resultaron ser susceptibles a algunos de los insecticidas evaluados, aunque la toxicidad dependió del producto y la dosis aplicada ($F_{4,20} = 165.63$; $p < 0.001$). La abamectina fue el insecticida más tóxico tanto para las ninfas de psílido como para los adultos del parasitoide puesto que causó mortalidad total (100%) a la dosis evaluada (1.2 L ha^{-1}). El spinosad también mostró alta toxicidad para ambas especies aunque, y a diferencia de lo obtenido con los adultos, las ninfas mostraron mayor tolerancia al producto (30% mortalidad). El imidacloprid y azadiractina no mostraron actividad tóxica significativa con respecto al testigo, al ser expuestos a los insectos, de ambas especies, por contacto residual (Cuadro 3).

Toxicidad de insecticidas en ninfas del psílido inmersas en el producto y subsecuente exposición de adultos del parasitoide. Tanto las ninfas del psílido ($F_{4,20} = 97.55$; $p < 0.001$) como los adultos del parasitoide ($F_{4,20} = 784.0$; $p < 0.001$) mostraron mayor susceptibilidad a los insecticidas cuando las primeras fueron tratadas directamente con los productos. La mortalidad para el psílido varió de 20 a 100%, mientras que para el parasitoide osciló entre cero y 96%. Nuevamente la abamectina (100%) y el spinosad (70%) resultaron ser los productos más tóxicos para ambas especies. Resultó interesante observar que, y contrario a lo que se había obtenido en los anteriores ensayos, la azadiractina mostró toxicidad moderada contra ninfas, pero resultó ser inocuo contra los adultos del parasitoide (Cuadro 4).

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

Tratamiento	Dosis L ha^{-1} (mg L)	<i>B. cockerelli</i>		<i>T. triozae</i>	
		Mortalidad ninfas (% \pm EE) ¹		Mortalidad adultos (% \pm EE) ¹	
Testigo	—	0 \pm 0.0	c	0 \pm 0.0	b
Azadiractina	1.0 (321)	0 \pm 0.0	c	2 \pm 0.2	b
Spinosad	0.5 (600)	30 \pm 0.6	b	90 \pm 0.5	a
Imidacloprid	1.0 (3500)	8 \pm 0.4	c	8 \pm 0.2	b
Abamectina	1.2 (180)	100 \pm 0.0	a	100 \pm 0.0	a

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

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

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

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

Toxicidad de insecticidas en pupas del parasitoide. Los cuatro productos evaluados redujeron la emergencia de adultos del parasitoide y la respuesta fue diferencial entre los tratamientos ($F_{4,20} = 46.52$; $p < 0.001$). El imidacloprid a dosis de 1.0 L ha⁻¹ nulificó por completo la emergencia de los parasitoides, mientras que la abamectina, spinosad y azadiractina causaron reducciones del 42, 26 y 12% de emergencia, respectivamente (Cuadro 5). Para todos los productos, después de la inmersión de las pupas del parasitoide en los insecticidas, pasaron ocho días hasta la emergencia de los adultos.

Toxicidad residual de insecticidas. Las ninfas del psílido fueron susceptibles a los insecticidas en todas las fechas evaluadas. La mayor mortalidad (70 al 100%) se obtuvo con spinosad. La abamectina e imidacloprid causaron menor mortalidad que spinosad pero mayor que azadiractina en prácticamente todas las fechas. Sin embargo, se aprecia que imidacloprid, del día 3 al 9, incrementó la mortalidad en las ninfas. La azadiractina ocasionó mortalidad diferente al testigo sólo en los días 3 y 7, y ambos mostraron un comportamiento similar y dejaron de causar mortalidad después del día

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

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

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

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

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

¹Fecha = días después del tratamiento.

²Medias con la misma letra en una fila no difieren estadísticamente entre sí ($p \leq 0.05$).

17 (Cuadro 6). En el parasitoide también se presentaron diferencias significativas en la mortalidad entre los diferentes tratamientos. La mayor mortalidad se observó con el insecticida abamectina (76 a 93%) y spinosad (43 a 96%) durante todas las fechas. Imidacloprid causó menor mortalidad (16 a 30%) que los anteriores y los valores de mortalidad no fueron diferentes del testigo a partir del día 13 (Cuadro 7).

DISCUSIÓN

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

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

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

¹Fecha = días después del tratamiento.

²Medias con la misma letra en una fila no difieren estadísticamente entre sí ($p \leq 0.05$).

portamiento contrasta con la metodología donde se utilizaron sólo adultos del psílido y del parasitoide, ya que no hubo las condiciones anteriores de contacto, porque no hubo presencia de ninfas del huésped, y los porcentajes de mortalidad del parasitoide fueron menores.

Los experimentos con pupas del parasitoide, mostraron que los insecticidas evaluados afectaron de manera diferencial la emergencia de los parasitoides adultos. El imidacloprid no permitió la emergencia de adultos, pero spinosad y abamectina permitieron emergencias con respecto al testigo. Es interesante mencionar que el producto que había ofrecido mortalidades medias o bajas (imidacloprid) en experimentos anteriores, en ambas especies, mostró ser el más tóxico en este estado de desarrollo de los parasitoides. Una de las explicaciones más probable es que en esta metodología el parasitoide (pupa) estuvo en contacto directo con los insecticidas al hacer la inmersión directa, respecto a las demás formas de exposición donde solamente se utilizó al adulto por contacto residual. Además, aparentemente los efectos sistémicos, o las capacidades de absorción de cada molécula de los productos, fueron más importantes en imidacloprid que en los otros productos.

De acuerdo a la toxicidad de insecticidas sobre enemigos naturales para ensayos de laboratorio, según la clasificación de la Organización Internacional de Control Biológico (IOBC por sus siglas en inglés)³ (Hassan 1992), los resultados del presen-

te trabajo se incluyen dentro de las cuatro categorías de toxicidad (1 = inofensivos, <30% mortalidad; 2 = ligeramente tóxicos, 30-79% mortalidad; 3 = moderadamente tóxicos, 80-99% mortalidad; y 4 = altamente tóxicos, >99% mortalidad). Aunque los cuatro insecticidas se ubicaron en diferentes niveles de toxicidad, la abamectina se ubicó constantemente en el nivel 4.

Abamectina se menciona en la literatura como un insecticida que causa diversos efectos sobre enemigos naturales (Riquelme *et al.* 2006, Hossain & Poehling 2009). Este insecticida presenta efecto traslaminar que lo hace más efectivo contra las plagas (Syngenta Agro 2010) pero de poca persistencia en el ambiente (Souza *et al.* 1987, Souza *et al.* 2003). En la presente investigación abamectina resultó ser un insecticida de moderado a altamente tóxico para el parasitoide y muy persistente, mientras que para el psílido desde ligeramente hasta altamente tóxico. Resultados similares reportados por Riquelme *et al.* (2006) señalan que la toxicidad residual de abamectina (15 días después del tratamiento) aplicada sobre plantas de jitomate fue menor para la plaga, *Tuta absoluta* (Meyrick), que para su parasitoide *Trichogramma bactrae* Nagaraja (30 días). Sin embargo, Hossain & Poehling (2009) anotan que dicho insecticida persistió hasta por 14 días en condiciones de laboratorio e invernadero, y que cuando se aplicó a dosis del 10% ésta resultó altamente tóxica (100% mortalidad) tanto para *Colpoclypeus florus* (Walker) como para su parasitoide *Trichogramma platneri* Nagarkatti (Brunner *et al.* 2001). Contrario a este resultado, otros estudios como los realizados por Trumble (1984) y Hara (1986) señalan que la abamectina aplicada en cultivos de apio y crisantemo, o en cultivos de chile, infestados con minadores de la hoja (Hernández 2009), no afectaron las poblaciones de parasitoides, razón por la cual varios investigadores consideran que este insecticida puede incluirse en un programa de MIP (Souza *et al.* 1987, Souza *et al.* 2003, Hernández 2009). Por lo anterior, es importante llevar a cabo estudios para evaluar el impacto de la abamectina sobre *T. triozae* en condiciones de campo.

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

Al aplicar spinosad al parasitoide en estado pupal se observó que la emergencia estuvo cercana al testigo, probablemente porque este insecticida tiene acción por contacto (Schneider *et al.* 2003, Anónimo 2008), y posiblemente la penetración de éste haya sido menor debido a que el integumento de la pupa representa una barrera física. Así, Schneider *et al.* (2002) reportan una disminución en la emergencia del parasitoide *Hyposoter didymator* (Thunberg) después de la exposición a spinosad y

concluyeron que su uso en el MIP se debe considerar con la precaución debida hasta que se evalúe en condiciones de campo.

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

Imidacloprid se ubicó en las categorías 1 al 3, y se considera de bajo impacto sobre enemigos naturales (Yomizawa & Casida 2005). En el presente trabajo se observó alta toxicidad sobre pupas del parasitoide pero muy baja sobre adultos tanto del psílido como del parasitoide. El diferente grado de toxicidad de este insecticida probablemente se debe a la forma en que este fue expuesto a los insectos. De acuerdo al fabricante (Anónimo 2008, Bayer 2010), este insecticida debe aplicarse al riego para que el ingrediente activo pueda trasladarse a los tejidos de la planta y estar más accesible a los insectos. Sin embargo, en este estudio el producto se aplicó al follaje y las evaluaciones de mortalidad se realizaron a las 24 h, por lo que las ninfas y parasitoides estuvieron expuestos sólo al efecto de contacto, que aparentemente no fue importante y por ello las diferencias en la mortalidad. Este comportamiento ya había sido señalado por Goolsby & Ciomperlik (1999), pues no encontraron diferencias en el número de parasitoides (*Eretmocerus hayati* Zolnerowich & Rose) emergidos de plantas tratadas y sin tratar con imidacloprid. De igual forma Hewa-Kapuge *et al.* (2003) indican que la toxicidad de imidacloprid en *Trichogramma brassicae* Bezdenko varió de 69% de mortalidad inmediatamente después del tratamiento a menos de 20% un día después, por lo que consideran a este producto poco persistente por contacto residual. Sin embargo, Araya *et al.* (2006) sostienen que el imidacloprid puede utilizarse dentro de una estrategia MIP debido a que este resultó poco tóxico (20%) para ninfas de mosquita blanca (*Trialeurodes vaporariorum* (Westwood)) parasitadas con *Encarsia formosa* Gahan. En el presente trabajo se comprobó la alta toxicidad de este insecticida sobre pupas de *T. triozae* aplicado por inmersión. De forma general, se sugiere que los bajos niveles de mortalidad en el psílido, se hayan debido al poco tiempo de exposición, 24 h, y al ser un producto sistémico, debe estudiarse su efecto aplicado al riego y la evaluación realizarse en un tiempo mayor.

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

rio al evaluar la mortalidad sólo 24 h después del tratamiento la mortalidad de ambas especies se comportó de manera similar al testigo. Sería interesante exponer las dos especies a un tiempo mayor a 24 h y determinar el porcentaje de mortalidad.

Weathersbee & Mckenzie (2005) observaron valores cercanos al 20% de mortalidad al evaluar un insecticida a base de nim (azadiractina de 11 a 180 ppm) contra el psílido asiático de los cítricos, *Diaphorina citri* Kuguayama, y no reportaron mortalidad en los adultos del psílido cuando se expusieron a plantas (cítricos) tratadas. Esta toxicidad relativamente baja de azadiractina contra los psílicos *B. cockerelli* en este trabajo, y *D. citri* (Weathersbee & Mckenzie 2005), contrasta con porcentajes elevados de sobrevivencia (75 a 95%) de *T. triozae* en este trabajo, y de otros parasitoides como *Aphidius ervi* Haliday y *Diadegma insulare* (Cresson), que después de 24 h de exposición tuvieron sobrevivencia de 97% (Zuazúa et al. 2003, Xu et al. 2004). Estos resultados sugieren investigar el uso de azadiractina contra psílicos, u otras plagas de jitomate o solanáceas en general, porque se ha comprobado que este insecticida es efectivo contra algunas plagas de jitomate como trips y mosquita blanca (Anónimo 2008). Además es importante estudiar las interacciones entre *B. cockerelli* y *T. triozae* con estos y otros insecticidas, en condiciones de campo, porque factores como la fotodescomposición o precipitación pueden reducir la efectividad de los insecticidas, como lo señalan Liu et al. (1999), Crouse et al. (2001) y Williams et al. (2003); o porque los parasitoides pudieran encontrar refugios donde el efecto de los insecticidas se manifieste de manera diferente.

Los cuatro insecticidas resultaron tóxicos tanto para el psílido como para el parasitoide, aunque el grado de toxicidad dependió del insecticida, estado biológico tratado, dosis y forma en que los insectos fueron expuestos a los productos y el tiempo de exposición. Además, se observó que, los parasitoides adultos, no siempre permanecieron posados sobre la superficie tratada, algunos lapsos de tiempo se posaron en la parte interna de la tapa de la caja clip (esta no se trató con insecticida), quizá esto influyó en la mortalidad del parasitoide. De acuerdo a la clasificación de IOBC, la abamectina y el spinosad fueron los productos más tóxicos (categoría 3), seguidos de imidacloprid y azadiractina (categoría 1). Las ninfas del psílido fueron más tolerantes a los insecticidas que los adultos y la toxicidad se incrementó cuando los insectos fueron tratados directamente o sumergidos en los productos. El imidacloprid a dosis de 1.0 L ha⁻¹ aplicado directamente sobre las pupas nulificó la emergencia del parasitoide. Spinosad fue el producto más persistente para el psílido y abamectina para el parasitoide y el efecto de ambos perduró hasta los 29 días. Por tanto, puede inferirse que ninguno de los insecticidas evaluados, bajo estas metodologías, mostró compatibilidad con el uso de *T. triozae* al ser aplicados de manera simultánea y en condiciones de laboratorio, ya sea porque no mostraron mortalidad, en 24 h, contra *B. cockerelli* (azadiractina) o en el caso de imidacloprid, al ser un producto sistémico, faltó tiempo de exposición para determinar la mortalidad potencial. Otros insecticidas

fueron muy tóxicos para el parasitoide (abamectina y spinosad), por lo que el uso y efectividad de ambas alternativas deben estudiarse en condiciones de invernadero o campo, utilizando los productos sistémicos aplicados vía riego, exponer a los psílidos y parasitoides un tiempo mayor a 24 h para tener mayor certeza en los resultados y medir otros parámetros como longevidad, capacidad de parasitación y descendencia, entre otros.

AGRADECIMIENTOS. A la empresa Koppert México y al Colegio de Postgraduados, por el apoyo económico a través del proyecto PM09-40-28. Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) por el apoyo económico para el desarrollo de la presente investigación y a la Sra. Trinidad Lomeli Flores por la asistencia técnica y logística en la investigación.

LITERATURA CITADA

- Abbott, W. S.** 1925. A method of computing the effectiveness of an insecticide. *Journal of Economic Entomology*, 18: 267-267.
- Analytical Software.** 2003. Statistix 8.1. User`s Manual. Tallase, Florida.
- Anónimo.** 2008. *Diccionario de Especialidades Agroquímicas*. Ed. Thomson/PLM 18a Edición.
- Araya, J. E., P. Stay & M. H. Araya.** 2006. Toxicity of abamectin, acetamiprid, imidacloprid, mineral oil and an industrial detergent with respect to *Encarsia formosa* (Gahan) parasitizing *Trialeurodes vaporariorum* Westwood nymphs. *Spanish Journal of Agricultural Research*, 4: 86-90.
- Avilés-González, M. C., F. Domínguez, U. Nava, J. J. Wong, J. J. Pérez & S. Velarde.** 2005. Evaluación de la efectividad biológica de varios insecticidas para el control del psílido del tomate *Bactericera* (=Paratrioza) *cockerelli* (Sulc) (Homoptera: Psyllidae) en el cultivo de chile bell en la Cruz de Elota Sinaloa, México. Pp. 86-92. *In: Segunda Convención Mundial del Chile* 2005.
- Barret, K. L., N. Grandy, E. G. Harrison, S. A. Hassan & P. Oomen.** 1994. Setac 51 Guidance document on regulatory testing procedure for pesticides with non-target arthropods. ESCORT (European Standard Characteristics of Beneficials Regulatory Testing) Workshop, Wageningen, The Netherlands, 28–30 March 1994, *Society of Environmental Toxicology and Chemistry*, Saffron Walden.
- Bayer.** 2010. (En línea): http://www.bayercropscience.com.mx/bayer/cropscience/bcsmexico.nsf/id/Confidor_BCS (revisado 15 de marzo de 2010).
- Bernardo, U. & G. Viggiani.** 2000. Effects of spinosad, a new insect control agent naturally derived on the mealybug parasitoid *Leptomastix dactylopii* Howard (Hymenoptera: Encyrtidae). *Bulletin IOBC/WPRS*, 23: 81-84.
- Blanco, C. A. & J. S. Bernal.** 2003. Insecticidas y control biológico. Pp. 71. *In: Silva, G y R. Hepp* (eds). Bases para el Manejo racional de insecticidas. Concepción, Chile.
- Bravo, M. E. & L. P. López.** 2007. *Principales plagas del chile de agua en los Valles centrales de Oaxaca*. Fundación Produce Oaxaca A.C.
- Brunner, J. F., J. E. Dunley, M. D. Doerr, E. H. Beers.** 2001. Effects of pesticides on *Colpochlypeus florus* (Hymenoptera: Eulophidae) and *Trichogramma platneri* (Hymenoptera: Tricogrammatidae), parasitoids of leafrollers in Washington. *Journal of Economic Entomology*, 5: 1075-1084.
- Bujanos, M., R., T. J. A. Garzón & J. A. Marín.** 2005. Manejo integrado del pulgón saltador *Bactericera* (=Paratrioza) *cockerelli* (Sulc.) (Hemiptera: triozae) 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.

- Compere, H.** 1943. A new species of *Metaphycus* parasite on psyllids. *Pan-Pacific Entomology*, 19: 71-73.
- Croft, B. A. & A. W. A. Brown.** 1975. Responses of arthropod natural enemies to insecticides. *Annual Review of Entomology*, 20: 285-335.
- Croft, B. A.** 1990. *Arthropod Biological Control Agents and Pesticides*. A Wiley-Interscience, New York.
- Crouse, G. D., T. C. Sparks, J. Schoonover, J. Gifford, J. Dripps, T. Bruce, L. L. Larson, J. Gailich, C. Hatton, R. L. Hill, T. V. Worden & J. G. Martynow.** 2001. Recent advances in the chemistry of spinosyns. *Pest Management Science*, 57: 177-185.
- Goolsby, J. A. & M. A. Ciomperlik.** 1999. Development of parasitoid inoculated seedling transplants for augmentative biological control of silverleaf whitefly (Homoptera: Aleyrodidae) *Florida Entomologist*, 4: 532-545.
- Hara, A. H.** 1986. Effects of certain insecticides on *Liriomyza trifolii* (Burgess) (Diptera: Agromyzidae) and its parasitoids on chrysanthemum in Hawaii. *Proceedings of the Hawaiian Entomological Society*, 26: 65-70.
- Hassan, S. A.** 1992. Guideline for the evaluation of side effects of plant protection product on *Trichogramma cacoeciae*. IOBC/WPRS Working Group: *Pesticides and Beneficial Organisms Bulletin*, 3:18-39.
- Hernández, R.** 2009. *Liriomyza* leafminers, associated parasitoids and insecticide evaluation in South Texas. M.S. Thesis. Texas A&M University.
- Hewa-Kapuge, S., S. McDougall & A. A. Hoffmann.** 2003. Effects of methoxyfenozide, indoxacarb and other insecticides on the beneficial egg parasitoid *Trichogramma nr. Brassicae* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) under laboratory and field conditions. *Journal of Economic Entomology*, 4: 1083-1090.
- Hossain, M. B. & H. M. Poehling.** 2009. A comparative study of residual effects of Azadirachtin, Spinosad and Avermectin on *Liriomyza sativae* (Dip.: Agromyzidae) on tomatoes. *International Journal of Pest Management*, 3: 187-195.
- IRAC (Insecticide Resistance Action Committee).** 2005. Susceptibility Test Methods Series: Method 2 "Psylla spp." (En línea). Disponible en www.iraconline.org/documents/method2.pdf (revisado 10 de octubre de 2009).
- IRAC (Insecticide Resistance Action Committee).** 2007. Clasificación de las sustancias según su modo de acción. (En línea). Disponible en http://www.irc-online.org/wp-content/uploads/2009/12/iracs-pain_moa20071.pdf (revisado 28 de abril de 2010).
- Jensen, D. D.** 1957. Parasites of the Psyllidae. *Hilgardia*, 27: 71-98.
- Johnson, T. E.** 1971. The effectiveness of *Tetrastichus triozae* Burks (Hymenoptera: Eulophidae) as a biological control agent of *Paratrioza cockerelli* (Sulc.) (Homoptera: Psyllidae) in north central Colorado. M.S. Thesis. Colorado State University.
- Jones, T., C. Scott-Dupree, R. Harris, L. Shipp & B. Harris.** 2005. The efficacy of spinosad against western flower trips *Frankliniella occidentalis* and its impact on associated biological control agents on greenhouse cucumbers in southern Ontario. *Pest Management Science*, 61: 179-185.
- Lagunes-Tejeda, A. & J. C. Rodríguez-Macié.** 1992. *Grupos toxicológicos de insecticidas y acaricidas*. Colegio de Postgraduados, México.
- Liu, D. & J. T. Trumble.** 2006. Ovipositional preferences, damage thresholds, and detection of the tomato/potato psyllid (*Bactericera cockerelli* Sulc) on selected tomato accessions. *Bulletin of Entomological Research*, 96: 197-204.
- Liu, T. X., A. N. J. Sparks, J. W. H. Hendrix & B. Yue.** 1999. Effects of SpinTor (spinosad) on cabbage looper (Lepidoptera: Noctuidae): toxicity and persistence of leaf residue on cabbage under field and laboratory conditions. *Journal of Economic Entomology*, 6: 1266-1273.

- Lomeli-Flores, J. R. & R. Bueno.** 2002. Nuevo registro de *Tamarixia triozae* (Burks) parasitoide del psílido del tomate *Paratrioza cockerelli* (Sulc) (Homoptera: Psyllidae) en México. *Folia Entomologica Mexicana*, 3:375-376.
- López-Durán, M. F.** 2009. Efectividad biológica de insecticidas contra el psílido de la papa (*Bactericera cockerelli* Sulc) en Metepec, Edo. de México y transmisión de bacterias no cultivadas asociadas a enfermedades en papa (*Solanum tuberosum* L.) Tesis de Maestría en Ciencias. Colegio de Postgraduados, México.
- Messing, R. H. & B. A. Croft.** 1990. Nerisk an expert system to enhance the integration of pesticides with arthropod biological control. *Acta Horticulture*, 276: 15-19.
- Norris, R. F., E. P. Caswell-Chen, & M. Kogan.** 2003. *Concepts in Integrated Pest Management*. Prentice Hall. USA.
- Pletsch, D. J.** 1947. The potato psyllid, *Paratrioza cockerelli* (Sulc.), its biology and control. *Montana Agricultural Experiment Station Tech. Bulletin*, 446: 1-95.
- Riquelme, M. B., E. N. Botto & C. Lafalse.** 2006. Evaluación de algunos insecticidas para el control de la «polilla del tomate», *Tuta absoluta* (Lepidoptera: Gelechiidae) y su efecto residual sobre el parasitoide *Trichogrammatoidea bactrae* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*, 65: 57-65.
- Rojas, R. P.** 2010. Biología de *Tamarixia triozae* (Burks) (Hymenoptera: Eulophidae) parasitoide de *Bactericera cockerelli* (Sul) (Hemiptera: Triozidae). Tesis de Maestría. Colegio de Postgraduados.
- Ruberson, J. R. & P. G. Tillman.** 1999. Effect of selected insecticides on natural enemies in cotton: laboratory studies. Pp. 1210–1213. In: P. Dugger and D. Richter (eds), *Proceedings Beltwide Cotton Conferences*. Orlando, Florida. Vol. 2. National Cotton Council, Memphis, USA.
- Saunders, D. G. & B. L. Bret.** 1977. Fate of spinosad in the environment. *Down to Earth*, 52: 14-/20.
- Schneider, M., G. Smagghe, A. Gobbi. & E. Viñuela.** 2003 Toxicity and pharmacokinetics of insect growth regulators and other novel insecticides on pupae of *Hyposoter didymator* (Thunberg 1822) (Hym., Ichneumonidae), a parasitoid of early larval instars of noctuid pests. *Journal of Economic Entomology*, (in press).
- Schneider, M. I.** 2002. Optimización del empleo en lucha biológica de *H. didymator* (Thunberg) y evaluación ecotoxicológica de modernos plaguicidas en laboratorio. Ph. D. Tesis. Escuela Técnica Superior de Ingenieros Agrónomos, Universidad Politécnica de Madrid.
- Souza, B., J. C. Matioli & L. V. C. Santa-Cecilia.** 1987. Seletividade de avermectin-B1 (MK-936) ao *Trichogramma demoraesi* Nagaraja (Hymenoptera:Trichogrammatidae), em condições de laboratorio. Anais da Escola Superior de Agricultura “Luiz de Querioz”, Piracicaba
- Souza, S. V. C., G. Silva, M. H. Diniz, E. V. Santos, J. A. Lima & J. C. Teodoro.** 2003. Determinação de residuos de avermectinas em fígado bovino por cromatografia líquida de alta eficiência. *Ciência e Tecnologia de Alimentos, Campinas*, 1: 54-58.
- Stark, J. & T. Rangus.** 1994. Lethal and sublethal effects of the neem insecticide formulation, “Margo-san-O”, on the pea aphid. *Pesticide Science*, 41: 155-160.
- Stark, J. D., R. I. Vargas & N. W. Miller.** 2004. Toxicity of spinosad in protein bait to three economically important tephritid fruit fly species (Diptera: Tephritidae) and their parasitoids (Hymenoptera: Braconidae). *Journal of Entomology*, 97: 911-915.
- Syngenta.** 2010. Insecticidas. (En línea). Disponible en <http://www.syngenta.com.mx/> (revisado 26 de abril de 2010).
- Thompson, G. D.; S. H. Hutchins & T. C. Sparks.** 1999: Development of spinosad and attributes of a new class of insect control products, University of Minnesota. (En línea) <http://ipmworld.umn.edu/chapters/hutchins2.htm> (fecha de consulta 23 de febrero de 2010).

- Tiscareño, I. M. A., L. D. Ortega A., C. Rodríguez H. & C. Villar M.** 2002. Efectividad biológica de insecticidas para el control de insectos chupadores en el cultivo de chile (*Capsicum annuum* L.) en el altiplano postosino. *Biotam Nueva Serie*, 13: 47-62.
- Trumble, J. T.** 1984. Integrated pest management of *Liriomyza trifolii*: influence of avermectin, cyromazine, and methomyl on leafminer ecology in celery. *Agriculture, Ecosystem and Environment*, 12: 181-188.
- Trumble, J. T.** 1990. Vegetable insect control with minimal use of insecticides. *HortScience*, 25: 159-164.
- Van den Berg, H., K. Hassan & M. Marzuki.** 1998. Evaluation of pesticide effects on arthropod predator populations in soya bean in farmer's fields. *Biocontrol Science and Technology*, 8: 125-137.
- Vega-Chávez, J. L.** 2010. Determinación de alimentación de preferencia de *Tamarixia triozae* (Burks) (Hymenoptera: Eulophidae) sobre estadios de *Bactericera cockerelli* (Sulc.) (Hemiptera: Psyllidae). Tesis de Licenciatura. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro.
- Vega-Gutiérrez, M. T., J. C. Rodríguez-Maciel, O. Díaz-Gómez, R. Bujanos-Muñiz, D. Mota-Sánchez, J. L. Martínez-Carrillo, A. Lagunes-Tejeda & J. A. Garzón-Tiznado.** 2008. Susceptibility insecticides in two Mexican populations of tomato-potato psyllid, *Bactericera cockerelli* (Sulc.) (Hemiptera: Triozidae). *Agrociencia*, 42: 463-471.
- Viñuela, E., A. Adán, M. González, F. Budía, G. Smaghe & P. del Estal.** 1998. Spinosad y azadiractina: efectos de dos plaguicidas de origen natural en el chinche depredador *Podisus maculiventris* (Say) (Hemiptera: Pentatomidae). *Boletín de Sanidad Vegetal Plagas*, 24: 57-66.
- Weathersbee, A. A. & C. L. Mckenzei.** 2005. Effect of a Neem Biopesticide on Repellency, Mortality, Oviposition, and Development of *Diaphorina citri* (Homoptera: Psyllidae). *The Florida Entomologist*, 4: 401-407.
- Williams, T., J. Valle, & E. Viñuela.** 2003. Is the naturally derived insecticide spinosad compatible with insect natural enemies? *Biocontrol Science and Technology*, 13: 459-475.
- Xu, Y. Y., T. X. Liu, G. L. Leibe & W. A. Jones.** 2004. Effects of selected insecticides on *Diadegma insulare* (Hymenoptera: Ichneumonidae), a parasitoid of *Plutella xylostella* (Lepidoptera: Plutellidae). *Biocontrol Science and Technology*, 7: 713-723.
- Yomizawa, M & J. E. Casida.** 2005. Neonicotinoid insecticide toxicology: Mechanisms of selective action. *Annual review of Pharmacology and Toxicology*, 45: 247-268.
- Zuázua F., J. E. Araya & M. A. Guerrero.** 2003. Efectos letales de insecticidas sobre *Aphidius ervi* Haliday (Hymenoptera: Aphidiidae), parasitoide de *Acyrtosiphon pisum* (Harris) (Homoptera: Aphididae). *Boletín de Sanidad Vegetal Plagas*, 29: 299-307.