



UNIVERSIDAD MICHOACANA DE SAN NICOLÁS DE HIDALGO
INSTITUTO DE INVESTIGACIONES AGROPECUARIAS Y
FORESTALES

**Efectos letales y subletales causados por insecticidas químicos
sobre *Tamarixia triozae* (Burks), parasitoide del psílido del
tomate, *Bactericera cockerelli* (Sulc)**

TESIS

Que presenta:

Sinue Isabel Morales Alonso

Como requisito parcial para obtener el título
Profesional de

Maestro en Producción Agropecuaria

Director:

Doctor Ingeniero Agrónomo Samuel Pineda Guillermo

Co-directora:

Doctora en Ingeniería Agropecuaria

Ana Mabel Martínez Castillo



INSTITUTO DE
INVESTIGACIONES
AGROPECUARIAS
Y FORESTALES

Morelia, Michoacán, Abril de 2015.

AGRADECIMIENTOS

A la Máxima Casa de Estudios, Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo por brindarme sus puertas para seguir mis estudios de nivel superior.

Al Instituto de Investigaciones Agropecuarias y Forestales de la Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo por haber sido como mi segunda casa, donde llevé a cabo la elaboración de este proyecto de investigación **“Efectos letales y subletales causados por insecticidas químicos sobre *Tamarixia triozae* (Burks), parasitoide del psílido del tomate, *Bactericera cockerelli* (Sulc)”**

Al Concejo Nacional de Ciencia y Tecnología por haberme apoyado económicamente con la beca de registro: 294135.

A la Coordinación de la Investigación Científica de la Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo por el financiamiento de este proyecto, a través de los recursos de investigación 2013 y 2014.

A mi asesor, el Dr. Samuel Pineda Guillermo, por su admirable conocimiento y su capacidad de llevarme por el camino de la Investigación Científica y brindarme su invaluable apoyo en los días y horas en las cuales nos encontramos planeando, elaborando y redactando el presente proyecto de investigación, con el cual reflejo mi más sincero agradecimiento, le doy gracias por brindarme su confianza.

A mis sinodales:

Dra. Mabel Martínez Castillo, M. C. Fernando Tamayo Mejía, M. C. Ruy Ortiz Rodríguez, Dr. José Isaac Figueroa de la Rosa por el tiempo invertido en las observaciones, objetivos y redacción de este proyecto de investigación.

DEDICATORIAS

A mis padres, Ma. Isabel (Chavelita) y Joaquín Morales por haberme apoyado en todo momento tanto económica y moralmente, por haberme brindado la confianza hasta este día.

A mis hermanos Elick (Chino), Alejandro (Gordo), Ricardo (Cachú) por su invaluable apoyo, y brindarme sus consejos para tener la suficiente madurez y actitud y llegar a otra etapa de mi vida.

A mis compañeros en general del laboratorio de Entomología Agrícola, por hacer que las horas de mucho trabajo se convirtieran en momentos de diversión, apoyo laboral e incondicional.

A mi esposa (Dalia) quien estuvo presente, le agradezco su cariño y apoyo en los momentos de arduo trabajo, a mi hija Uri Isabela quien es parte de mí y por las cuales estamos cumpliendo con esta meta. **Dalia nuevamente te digo gracias...por tanto apoyo...**

CONTENIDO

INDICE DE FIGURAS	i
INDICE DE CUADROS	i
NOTA AL LECTOR	ii
Resumen	v
Abstract.....	vi
Capítulo I.....	1
1. INTRODUCCIÓN GENERAL	1
2. ANTECEDENTES GENERALES	3
2.1. <i>Tamarixia triozae</i>	3
2.1.1. Clasificación.....	3
2.1.2 Morfología.....	4
2.1.3. Hábitos y ciclo biológico.....	4
2.1.4. Distribución y huéspedes	7
2.2. <i>Bactericera cockerelli</i> (Sulc)	8
2.2.1. Distribución.....	8
2.2.2. Morfología y ciclo de vida	8
2.2.3. Plantas hospederas.....	9
2.2.4. Tipos de daños y métodos de control	10
2.3.1. Modo de acción de los insecticidas abamectina, imidacloprid y EPA.....	12
2.3. Efecto de los insecticidas sobre los enemigos naturales	13
2.3.2. Efectos letales y subletales	14
3. Literatura Citada	15
OBJETIVO DE LA TESIS.....	24
Capítulo II.....	25

Lethal and sublethal effects of three insecticides on the immature stages of <i>Tamarixia triozae</i> (Burks) (Hymenoptera: Eulophidae)	25
1. Introduction.....	25
2. Materials and Methods.....	27
2.1. Insects.....	27
2.2. Chemicals	27
2.3. Lethal and sublethal effects.....	28
2.4. Data analysis	29
3. Results.....	29
3.1. Lethal effects	29
3.2. Sublethal effects	32
4. Discussion.....	37
5. References.....	43

INDICE DE FIGURAS

Figura 1. Ciclo de vida del parasitoide <i>T. triozae</i> sobre una ninfa de cuarto instar de su huésped <i>B. Cockerelli</i>	6
--	---

INDICE DE CUADROS

Capítulo I

Cuadro 1. Especies huéspedes, y familias a las que pertenecen, del parasitoide <i>Tamarixia triozae</i>	7
Cuadro 2. Duración de los estados de vida de <i>B. cockerelli</i> . Tomado de CESAVEM (2013).	9
Cuadro 3. Insecticidas químicos utilizados en campo para el control de <i>B. cockerelli</i>	11

Capítulo II

Table 1. Effects of three insecticides (mean \pm SE) on egg and larvae of <i>T. triozae</i> and individuals resulting from these development stage of the parasitoid when the host was treated by dipping.	31
Table 2. Emergency of <i>T. triozae</i> adults (percentage \pm SE) derived from immature stages of egg, larva and pupa when four instar <i>B. cockerelli</i> parasitized were treated with three insecticides.	33
Table 3. Adult sex ratio (percentage \pm SE) of <i>T. triozae</i> derived from eggs, larvae, and pupae when four instar <i>B. cockerelli</i> parasitized were treated with three insecticides.	34
Table 4. Longevity (day \pm SE) of <i>T. triozae</i> adults derived from egg, larva, and pupa when four instar <i>B. cockerelli</i> parasitized were treated with three insecticides.....	36

NOTA AL LECTOR

El programa de Maestría en Producción Agropecuaria, sancionado por el H. consejo Universitario con fecha 15 de Marzo de 2013; establece los lineamientos para su operación en su plan de estudios. Determinando en el artículo 28 de las reglas complementarias los requisitos para la obtención del grado que a la letra dice:

Artículo 28. Requisitos para la obtención del grado. Se otorgará el grado de “Maestría en Producción Agropecuaria”, con cualquiera de las siguientes opciones: “Agrícolas”, “Pecuaria”, “Forestal”, “Acuícola” o “Agronegocios” al alumno que cumpla con lo establecido en el artículo 71 del Reglamento General de Estudios de Posgrado y con los siguientes requisitos:

- a) Haber cubierto la totalidad de los créditos.*
- b) Haber entregado y defendido el proyecto de Tesis el cual se define de la siguiente manera*
- c) PROYECTO TERMINAL (TESIS). Es un informe académico que se deriva de los estudios realizados y, de acuerdo con el CONACYT (2006), es de carácter profesional, docente o empresarial, en el que el estudiante debe demostrar el dominio de las competencias adquiridas. Es un informe producto del trabajo que puede ser de carácter profesional, experimental o empresarial, según la modalidad escogida por el estudiante (ver anexo 2), donde tiene que demostrar el dominio de las competencias adquiridas en el programa de la maestría y deberá responder a una problemática relacionada con el area y relevante en nuestro contexto a la cual contribuya a solucionar.*

A su vez el anexo 2 de dicho plan de estudios es más específico al explicar las alternativas para la realización del proyecto de tesis, como a continuación se describe:

Anexo 2

Alternativas para la realización del proyecto de tesis del PMPA

Debido a la diversidad de opciones y a los requerimientos de flexibilización de los planes de estudio de esta maestría, se plantean diferentes modalidades para el desarrollo del Proyecto de Tesis, el cual busca dar respuesta a las demandas del campo productivo, así como a los intereses y aptitudes del estudiante.

El objetivo de este anexo es clarificar las características generales de cada modalidad que sirvan de guía para que a los Comités Revisores, conformados adhoc, quienes delimitaran los requisitos, exigencias, aspectos a abordar y los estándares mínimos de calidad requeridos. El proyecto de tesis podrá realizarse a través de alguna de las siguientes opciones:

1. ESTUDIO DE CASOS

Es un análisis de una entidad, fenómeno o unidad social de naturaleza particularista, descriptiva y heurística, basada en el razonamiento inductivo. Es particularista porque se centra en una situación, evento o fenómeno específico, el cual en sí mismo es importante por lo que revela del fenómeno y lo que pueda representar. Es descriptivo, porque el producto final es una representación rica y densa del fenómeno a investigar y es heurística, porque ilumina la comprensión del lector del fenómeno objeto de estudio, lo que puede llevar a descubrir nuevos significados, ampliar la experiencia o confirmar lo que se sabe (Pérez 2001). El estudio de casos puede ser de una empresa, de una actividad productiva, etc.

Los estudios de casos cualitativos son estudios que involucran la exploración detallada a lo largo de un periodo de tiempo, lo suficientemente extenso, que permita el entendimiento profundo del objeto de estudio y del contexto en que este se ubica, por medio de métodos múltiples de recolección de datos y múltiples fuentes de información altamente contextualizadas (Cresswell 1998). Es aplicable en innumerables campos donde se trate de combinar eficazmente la teoría de la práctica.

2. ESTUDIOS ECONOMICOS

Los estudios de este tipo son componentes importantes de la investigación acerca de la efectividad y establecimiento de políticas en los niveles federal, estatal y local en diversos tipos de sistemas educativos. Su propósito es entender los efectos de reformas o políticas en relación con sus costos, contribuciones de la educación al crecimiento económico y al desarrollo, así como acerca del entorno no monetario en educación (Coombs 1994).

3. PROYECTOS DE DESARROLLO TECNOLOGICO

Estos proyectos involucran un proceso de cambio, por medio del cual se intenta alcanzar los objetivos de la actividad productiva con los más altos niveles de logro. Se caracterizan por realizar una descripción especializada de un caso, organizado de acuerdo con las

líneas del posgrado. Los aspectos básicos que debe contener el análisis serán: describir el contexto situacional del caso, los principales factores involucrados, los conceptos que se aplican con base en las perspectivas disciplinares actuales, la explicación de los elementos que justifiquen el qué, cómo y cuándo de la problemática, la delimitación de la problemática analizada donde se deben definir sus fronteras e identificar los factores o variables que ocasionan obstáculos en el desarrollo de la institución; así como el análisis de las interrelaciones de los factores o variables seleccionadas.

4. DISEÑO, DESARROLLO Y VALIDACION DE INSTRUMENTOS DE EVALUACIÓN Y MEDICIÓN PRODUCTIVA

Consiste en el diseño, desarrollo y validación de un instrumento, técnica o estrategia de evaluación y medición, con sus propiedades, limitaciones y fortalezas reportadas; así como sus indicadores de confiabilidad y validez.

5. PROGRAMAS DE PREVENCIÓN E INTERVENCIÓN

Consiste en el proyecto de atención, solución y prevención de problemas productivas, documentados a través de acciones que evidencien la adquisición de conocimientos, habilidades y actitudes durante el programa de estudio. Será necesario implementar el proyecto (aun en fases piloto o preliminares) y evaluar sus resultados.

6. OTROS

Cualquier otro proyecto propuesto del estudiante por el visto bueno de su asesor, aprobado por el Comité tutorial.

Por tanto este documento podrá ser de la naturaleza descrita con antelación y con ello cumplir con el objetivo y el enfoque Profesionalizante del programa.

La Coordinación Académica del Programa de Maestría en Producción Agropecuaria con opción terminal en el Área: Agrícola, Pecuaria, Forestal, Acuícola y Agronegocios.

Resumen

El psílido, *Bactericera cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Triozidae) es una de las plagas principales en cultivos de solanáceas. El daño más importante causado por este insecto es la transmisión de la bacteria *Candidatus Liberibacter solanacearum*, la cual está asociada con la enfermedad zebra chip en papa. El parasitoide *Tamarixia triozae* (Burks) (Hymenoptera: Eulophidae) puede ser una alternativa de control de esta plaga. Sin embargo, es necesario determinar su compatibilidad con diferentes compuestos. En este estudio se determinaron los efectos letales y subletales causados por los insecticidas EPA 90® (un aceite de soya), imidacloprid (un neonicotenoide) y abamectina (una avermectina) sobre los estados de huevo, larva y pupa de *T. triozae*. Se utilizaron tres concentraciones de EPA (1,620; 810 y 443 mg de ingrediente activo [i.a.]/litro), abamectina (9, 4.5 y 0.03 mg i.a./litro) e imidacloprid (260, 130 y 3 mg i.a./litro). La mortalidad causada por EPA sobre los estados de huevo y larva del parasitoide estuvo comprendida entre 26-62% y 6-19% respectivamente, en imidacloprid fue $\leq 19\%$ y en abamectina entre 4 a 100%. Imidacloprid causó una mortalidad $\leq 9\%$ sobre la pupa del parasitoide, mientras que abamectina entre 6%-68% y EPA no afectó a esta etapa de desarrollo del parasitoide. Además, se registró una mortalidad de entre 1-39% en larvas y pupas provenientes de huevos tratados y de entre 1-10% de pupas provenientes de larvas tratadas con los tres insecticidas ensayados. La emergencia de adultos del parasitoide *T. triozae* fue variable cuando provinieron del estado de huevo (28-63% en EPA, 62-71% en imidacloprid y 9% en abamectina), larva (60-80% en EPA, 59-78% en imidacloprid y 10-71% en abamectina) y pupa (100% en EPA, 88-100% en imidacloprid y 21-81% en abamectina). La proporción sexual de hembras provenientes de huevo tratados (16-94% en EPA, 72-95% en imidacloprid, 20% en abamectina), larva (62-74% en EPA, 69.86% en imidacloprid, 91% en abamectina) y pupa (83-86% en EPA, 55-86% en imidacloprid, 66-96% en abamectina). En general, la longevidad de hembras (entre 15-44 días) fue mayor que la de machos (entre 15-32 días) cuando los adultos provinieron de los tres estados inmaduros del parasitoide tratados con los tres insecticidas. Los resultados presentados en este trabajo sugieren que el uso de estos insecticidas en combinación con *T. triozae* en programas de manejo integrado de plagas debe ser cuidadosamente evaluado.

Palabras clave: Imidacloprid, Abamectina, EPA, Efectos letales y subletales.

Abstract

The psyllid, *Bactericera cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Triozidae) is one of the most important pest in solanaceous crops. The most important damage caused by this insect is the transmission of the bacterium *Candidatus Liberibacter solanacearum*, which is associated with the zebra chip disease in potatoes. The parasitoid *Tamarixia triozae* (Burks) (Hymenoptera: Eulophidae) can be a control alternative of this pest. However, is necessary to determine its compatibility with different compounds. In this study was determined the lethal and sublethal effects caused by the insecticides EPA90® (an oil soybean), imidacloprid (a neonicotinoid) and abamectin (a avermectin) on developmental stages of egg, larva and pupa of *T. triozae*. Three concentrations of EPA (1,620, 810 and 443 mg of active ingredient [a.i.]/liter), abamectin (9, 4.5 and 0.03 mg a.i./liter), and imidacloprid (260, 130 and 3 mg a.i./litro) were used to. The mortality caused by EPA on egg and larva stages of the parasitoid was between 26-62% and 6-19%, respectively, in imidacloprid was $\leq 19\%$ and in abamectin between 4 a 100%. Imidacloprid caused a mortality $\leq 9\%$ on pupae of the parasitoid, while that abamectina between 6%-68% and EPA not affected this development stage of the parasitoid. In addition, was recorded a mortality between 1-39% of larvae and pupae derived from treated egg and between 1-10% of pupa derived from treated larvae with the three insecticides bioassayed. The adult emergence of *T. triozae* was variable when derived from egg (28-63% for EPA, 62-71% for imidacloprid, and 9% abamectin), larvae (60-80% for EPA, 59-78% for imidacloprid, and 10-71% for abamectin), and pupae (100% for EPA, 88-100% for imidacloprid, and 21-81% for abamectin). The sex ratio of females derived from egg treated (16-94% EPA, 72-95% imidacloprid, 20% abamectin), larva (62-74% EPA, 69-86% imidacloprid, 91% abamectin) and pupae (83-86% EPA, 55-86% imidacloprid, 66-96% abamectin). In general, longevity of females (between 15-44 days) was higher than in males (between 15-32 days) when the adults were derived from the three immature stage of the parasitoid treated with the three insecticides. Our data suggest that the use of these insecticides in combination with *T. triozae* in integrated pest management programs should be carefully evaluated.

Keywords: Imidacloprid, Abamectin, EPA, Lethal and sublethal Effects.

Capítulo I

1. INTRODUCCIÓN GENERAL

El psílido de la papa o del tomate, *Bactericera cockerelli* (Sulc.) (Hemiptera: Triozidae), es considerado una de las plagas más importantes de los cultivos de papa (*Solanum tuberosum* L.), tomate (*Lycopersicon sculentum* Miller), chile (*Capsicum annum* L.) y otras solanáceas en los Estados Unidos, México, América Central y Nueva Zelanda (Liefting *et al.* 2009, Liu y Trumble 2006, Munyaneza *et al.* 2007a). Este insecto transmite a la bacteria *Candidatus Liberibacter solanacearum* (Ca. *Liberibacter psyllarosus*) (Hansen *et al.* 2008, Nachappa *et al.* 2014, Rashed *et al.* 2014), la cual se asocia con la enfermedad conocida comúnmente como zebra chip (ZCh) en papa (Cooper *et al.* 2014, Gutiérrez-Ibáñez *et al.* 2013, Liefting *et al.* 2009). En México, esta enfermedad se registró por primera vez en 1994 en los cultivos de papa en Saltillo, Coahuila, (Munyaneza *et al.* 2007b). La enfermedad ZCh se caracteriza porque los tubérculos de papa afectados presentan, al momento de cortarlos en rodajas, una coloración café y son inaceptables para su comercialización cuando son procesados en la industria de las papas fritas (Munyaneza *et al.* 2007b, 2009, Rubio *et al.* 2006). En México, ZCh causó hasta 45% de reducción en la producción de los cultivos de papa y tomate en las temporadas de cultivo 2000-2001, lo que trajo como consecuencias pérdidas de millones de dólares (Garzón-Tiznado 2002).

A pesar de los problemas potenciales de resistencia, riesgos ambientales y la desaprobación pública general asociada con el uso generalizado de insecticidas sintéticos, el control químico sigue siendo la forma más práctica para reducir las poblaciones de *B. cockerelli* en México. Tradicionalmente, los productores realizan por lo menos cuatro aplicaciones por mes de insecticidas de amplio espectro tales como cyfluthrin, dimetoato, esfenvalerate, pryiproxyfen, fenpropathrin, malathion y spinosad, entre otros, para el manejo de este psílido (Vega-Gutiérrez *et al.* 2008). Sin embargo, el control no es satisfactorio debido a su alta capacidad para desarrollar resistencia hacia algunos de estos compuestos convencionales (Dávila-Medina *et al.* 2012). Una combinación de enemigos naturales e insecticidas más amigables con el medio ambiente (ejemplo; el compuesto EPA 90, un producto a base de aceite de soya; abamectina, un producto natural; e imidacloprid,

un compuesto neonicotinoide), podrían ser una alternativa. Sin embargo, es importante señalar que en estudios de laboratorio y campo, imidacloprid, puede causar efectos letales y subletales sobre abejas a las cuales les causan modificaciones en el comportamiento, aprendizaje y memorización (Halm *et al.* 2006, Cresswell 2010), así como efectos letales y subletales en enemigos naturales (Luna-Cruz *et al.* 2011). Por lo tanto, deben de realizarse más estudios con el fin de conocer las dosis óptimas de uso de este compuesto para ser integrados en las prácticas de manejo de plagas.

En México, *Tamarixia triozae* (Burks) (Hymenoptera: Eulophidae) se reportó por primera vez en poblaciones de *B. cockerelli* en un cultivo de tomate en el municipio de Jacona de Plancarte en el estado de Michoacán (Lomelí-Flores y Bueno 2002), su nivel de parasitismo puede ser hasta de 80% (Bravo y López 2007). Durante el transcurso de su vida, una hembra de *T. triozae* puede ovipositar hasta 165 huevos (Rojas *et al.* 2015). Todos los instares larvales de este parasitoide se alimentan de la hemolinfa de su huésped. El parasitoide adulto emerge a través de un orificio circular que él mismo realiza en el dorso del tórax de la ninfa hospedera. Las hembras de *T. triozae* pueden parasitar ninfas del tercero, cuarto y quinto estadio de *B. cockerelli*, pero tiene preferencia significativa por las ninfas del cuarto estadio (Caudillo 2010, Morales *et al.* 2013). *Tamarixia triozae* también puede parasitar otros psílidos tales como *Arytaina minuta* Crawf., *Calophya californica* Schw, *C. nigrella* Jensen, *C. triozomima* Schw, *Euphalerus vermiculosus* Crawf, *Pexopsylla cercocarpi* Jensen, *Trioza albifrons* y *T. baemeri* (Jensen 1957).

En un programa de manejo integrado de plagas es importante determinar cuáles insecticidas son compatibles con los agentes importantes de control biológico para identificar los posibles efectos negativos que puedan causar. Desafortunadamente, las predicciones a cerca de la compatibilidad de un insecticida con el control biológico se basan en estudios incompletos debido a que la mayoría se realizan sobre un estado de vida del insecto benéfico (más frecuentemente el adulto). Sin embargo, los estados de huevo, larva y pupa de los endo o ectoparasitoides también pueden ser afectados a través de sus huéspedes contaminados (Tremblay *et al.* 2008). Además, la mortalidad (efecto letal) ha sido el factor más frecuentemente evaluado, mientras que otros efectos subletales tales como la emergencia de adultos, capacidad de parasitismo, alimentación, proporción de sexos y longevidad de los individuos sobrevivientes se han subestimado (Arnó *et al.* 2007,

Desneux *et al.* 2007, Tremblay *et al.* 2008), estos efectos pueden reducir el éxito del agente de control biológico.

2. ANTECEDENTES GENERALES

2.1. *Tamarixia triozae*

Tamarixia triozae es un parasitoide nativo del Norte de América que se encontró por primera vez en el estado de Colorado, Estados Unidos de América (Jensen 1957, Pletsch 1947). Este parasitoide es la especie más frecuentemente asociada a *B. cockerelli* y puede parasitar a 14 especies de psílicos en una gran diversidad de plantas silvestres y cultivadas, especialmente en papa (*S. tuberosum*), chile (*C. annum*) y tomate (*L. sculentum*) (González *et al.* 2008). En las zonas productoras de hortalizas del centro de México, Bujanos (2005) reportó la presencia de este parasitoide sobre ninfas de *B. cockerelli* y de acuerdo a sus observaciones la consideró como un agente promisorio de control biológico para esta plaga. Por su parte, Bravo y López (2007) reportaron hasta un 80% de parasitismo de *T. triozae* sobre este psílido en cultivos de chile en los Valles centrales de Oaxaca donde no se realizaron aplicaciones de insecticidas químicos.

2.1.1. Clasificación

Entre los años de 1940 y 1941, *T. triozae* se clasificó como *Tetrastichus triozae* por el Dr. B. D. Burks, a partir de especímenes colectados de ninfas de psílicos encontrados en cultivos de tomate (Johnson 1971). Se reclasificó taxonómicamente como, *Tamarixia triozae* de la siguiente manera; Orden: Hymenoptera, Suborden: Apocrita, Superfamilia: Chalcidoidea, Familia: Eulophidae, Subfamilia: Tetrastichinae, Género: *Tamarixia*, Especie: *Tamarixia triozae* (Noyes 2003).

2.1.2 Morfología

De acuerdo a la descripción morfológica realizada por Burks (1943), las hembras de *T. triozae* pueden medir entre 1 a 1.5 mm de largo, por 0.5 mm de ancho; cabeza, tórax y abdomen de color negro brillosos; ojos compuestos de color rojizo sin setas; ocelos formando un triángulo equilátero; posee antenas del tipo geniculado, con clava de tres segmentos y funicula de cuatro segmentos. La inserción de cada antena se encuentra tan cerca una de otra como de cada ojo; el tórax presenta en el mesopleuron una ranura para la recepción del fémur medio; prepectus visible; metasoma de un segmento; coxas anteriores y medias de tamaños diferentes. Fémur anterior no ensanchado; la tibia anterior sin setas en la parte externa; fórmula tarsal de 4-4-4; las patas son de color café oscuro a excepción de la parte interna de las tibias, la articulaciones entre el trocánter-fémur, fémur-tibia y tibia-tarso, son de color amarillo verdoso brillante; alas con un área amplia de setas y con venación reducida (Burks 1943).

2.1.3. Hábitos y ciclo biológico

Tamarixia triozae es un parasitoide sinovigénico por lo que, además de causar la muerte por la acción de parasitismo también se alimenta de la hemolinfa de sus huéspedes para obtener los nutrientes necesarios para el desarrollo de sus huevos, lo que se conoce comúnmente como *host-feeding* (Kidd y Jervis 1991, Chan y Godfray 1993). Para la oviposición, las hembras del parasitoide paralizan temporalmente a las ninfas de tercero, cuarto y quinto estadios de *B. cockerelli* (Johnson 1971, Morales *et al.* 2013) y posteriormente colocan sus huevos entre el primero y el segundo o entre el segundo y tercer par de coxas. Después de la oviposición, el huésped queda paralizado por un corto tiempo (\approx 1 minuto) y posteriormente continua alimentándose (Morales *et al.* 2013).

El desarrollo de *T. triozae*, desde la oviposición hasta el estado de pupa, tiene una duración de 8 a 10 días (Caudillo 2010). Este parasitoide puede alcanzar niveles de parasitismo entre 38-100% de *B. cockerelli* en condiciones de campo (Bravo y López 2007, Johnson 1971). *Tamarixia triozae* logra sincronizar su ciclo biológico con el de su huésped, aunque su movilidad espacial es reducida, apenas de menos de 3 metros (Johnson 1971).

Este parasitoide tiene una metamorfosis holometábola o completa, por lo que su ciclo de vida comprende los estados de huevo, larva, pupa y adulto (Figura 1).

Huevo: La hembra de *T. triozae* coloca sus huevos en la parte ventral del huésped entre las coxas anteriores y medias o entre las coxas medias y posteriores (Figura 1A). Este estado de desarrollo tiene la forma ovoide y es de color amarillo brillante translúcido. Es el típico huevo himenopteriforme, ligeramente ornamentado y cubierto por una capa de sustancia mucilaginoso. El periodo de incubación del estado de huevo es de entre 1.5 y 2 días (Caudillo 2010, Rojas *et al.* 2015).

Larva: Después de la eclosión, la larva se coloca en la parte ventral central externa del tórax del huésped, sujetándose con sus mandíbulas para alimentarse (Figura 1B). La larva es translúcida, de tonalidad similar a su huésped. Presenta estrías transversales evidenciando la segmentación del cuerpo, sin determinación visible entre cabeza, tórax y abdomen y con movimientos peristálticos del aparato digestivo, no posee patas, ni pseudopatas. Conforme avanza el desarrollo de la larva, además del aumento de tamaño, se observa un cambio de color crema a amarillo. El desarrollo larvario puede tener una duración de 3.5 (Rojas *et al.* 2015) ó 12 días (Caudillo 2010).

Pupa: Esta etapa de vida ocupa por completo el espacio ventral de la ninfa huésped. La ninfa hospedera adquiere la apariencia de momia de color café-cobrizo, como si estuviera deshidratada y los remanentes de su exoesqueleto se adhieren a la superficie de la hoja (Figura 1C). El desarrollo de la pupa de *T. triozae* puede ser de 6 (Rojas *et al.* 2015) u 8 días (Caudillo 2010).

Adulto: La emergencia del adulto de *T. triozae* se lleva acabo al sexto día después de la pupación a través de un orificio circular en el dorso del tórax de la ninfa hospedera (Figura 1D). La longevidad de los adultos puede variar dependiendo del estadio de desarrollo de la ninfa hospedera del que provengan y del sexo del parasitoide. Por ejemplo, los machos y

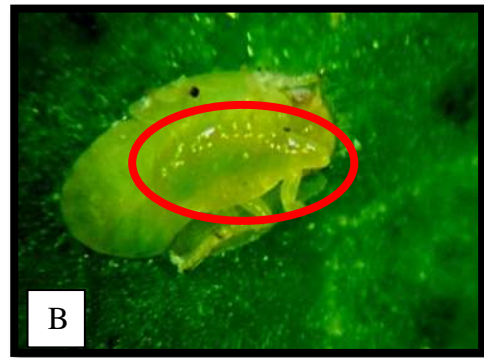


Figura 1. Ciclo de vida del parasitoide *T. triozae* sobre una ninfa de cuarto instar de su huésped *B. cockerelli*. (A) huevo del parasitoide depositado lateralmente entre la segunda y tercera coxas, (B) larva del parasitoide sobre la parte ventral de su huésped, (C) pupa del parasitoide que se ubica entre la superficie de la hoja y los remanentes de la ninfa huésped, (D) orificio de salida del adulto del parasitoide sobre el tórax de la ninfa huésped, (E) adulto de *T. triozae* parasitando a una ninfa de cuarto instar de *B. cockerelli*. Fotos: Sinue I. Morales.

las hembras provenientes del tercer estadio (N₃) de *B. cockerelli* tienen un promedio de vida de 43 y 51 días, respectivamente; mientras que, cuando provienen del cuarto estadio (N₄) es de 39 y 53 días, respectivamente (Morales *et al.* 2013).

2.1.4. Distribución y huéspedes

Tamarixia triozae se encuentra distribuida en Norteamérica y existen reportes de su colecta en Estados Unidos de América en los condados de Weld y Morgan (Johnson 1971). En 1943, Burks realizó colectas de ninfas de psílidos en los estados de Colorado, Kansas, Nuevo México, Arizona, California, Idaho, Montana y Washington en Estados Unidos América y encontró que, en su mayoría, se encontraban parasitadas por *T. triozae*. Por su parte, Jensen (1957) y LaSalle (1993) realizaron un listado de los huéspedes del parasitoide *T. triozae* (Cuadro 1). En México, *T. triozae* se reportó por primera vez en poblaciones de *B. cockerelli* en cultivos de tomate en el municipio de Jacona de Plancarte, en el estado de Michoacán (Lomelí-Flores y Bueno 2002).

Cuadro 1. Especies huéspedes, y familias a las que pertenecen, del parasitoide *Tamarixia triozae*

Calophyidae	Psyllidae	Triozidae
<i>Calophya californica</i> Schwarz	<i>Euglyptoneura minuta</i> Crawford	<i>Paratrioza (Bactericera)</i> <i>cockerelli</i> (Sulc)
<i>C. nigrella</i> Jensen	<i>Euphalerus vemiculosus</i> Crawford	<i>Trioza albifrons</i> Crawford
<i>C. triozomima</i> Schwarz	<i>E. vemiculosus</i> Crawford	<i>Trioza beameri</i> Tuthill
<i>C. nigripennis</i> Riley	<i>E. ermiculosusbeameri</i> Thuthill	
	<i>Pexopsylla cercocarpi</i> Jensen	
	<i>Arytainaceanothi</i> Crawford	

2.2. *Bactericera cockerelli* (Sulc)

Este insecto se colectó por primera vez en 1909 por T. D. Cockerell en el estado de Colorado (EUA). En este mismo año, Sulc (1909) realizó la descripción formal y le asignó el nombre de *Trioza cockerelli*, pero más tarde fue reconocido como *Paratrioza cockerelli* (Butler y Trumble 2012, Marín *et al.* 2009). Actualmente, *B. cockerelli* es conocida comúnmente como pulgón saltador, psílido de la papa, psílido del tomate, salerillo o simplemente paratrioza (Butler y Trumble 2012, Garzón 2002, Ramírez *et al.* 2008).

2.2.1. Distribución

Bactericera cockerelli es un insecto endémico de Norte América (Butler y Trumble 2012). Se encuentra ampliamente distribuido en Estados Unidos y México; para en el año 2005 se registró en Nueva Zelanda (Liefjting *et al.* 2008, Teulon *et al.* 2009). Se encuentra distribuido en los estados de California, Arizona, Minnesota, Norte y Sur de Dakota, Nebraska, Kansas, Oklahoma, Texas, Oregon, Utah, Colorado, Idaho (Abdullah 2008, Butler y Trumble 2012, Munyaneza *et al.* 2009). En México, *B. cockerelli* se encuentra distribuida en la mayor parte del país pero con mayor concentración en los estados de Guanajuato, Michoacán y Tamaulipas (Rubio *et al.* 2006, Vega-Gutiérrez *et al.* 2008).

2.2.2. Morfología y ciclo de vida

En general, los psílidos se reproducen sexualmente aunque en algunas poblaciones se ha observado la partenogénesis (Hodkinson 2009). Los huevecillos son de forma ovoide, de color anaranjado-amarillento, corion brillante, presentando en unos de sus extremos un pequeño filamento, con el cual se adhieren a la superficie de las hojas. Los cinco instares ninfales tienen forma oval, aplanados dorso-ventralmente, con ojos bien definidos. Los adultos, al emerger, presentan una coloración verde-amarillento; son inactivos, alas blancas, que, después de 3 ó 4 h de la eclosión, se tornan transparentes. La coloración del cuerpo pasa de ligeramente ámbar a café oscuro o negro (Bujanos *et al.* 2005, Ramírez *et al.* 2008, Vargas 2010).

El desarrollo exitoso de *B. cockerelli* se puede llevar a cabo a una temperatura de 26-27 °C con una humedad relativa de 60-70% (Abdullah 2008). La incubación del estado de huevo es de 6 días (rango 5.7 a 8.2 días) (Yang *et al.* 2010), mientras que la del estado ninfal (cinco instares) es de 21.9 (rango 19.1-23.8 días), completando su ciclo biológico en 28.4 días (Abdullah 2008, Vargas *et al.* 2011). Estos datos pueden variar de acuerdo a las condiciones en las que se encuentren las poblaciones de *B. cockerelli* (CESAVEM 2013) (Cuadro 2).

Cuadro 2. Duración de los estados de vida de *B. cockerelli*. Tomado de CESAVEM (2013).

Estado de desarrollo	Duración (días)
Huevo	5.70
Ninfa 1	4.10
Ninfa 2	3.60
Ninfa 3	4.10
Ninfa 4	3.60
Ninfa 5	6.10

2.2.3. Plantas hospederas

Bactericera cockerelli es un insecto polífago que se alimenta de más de 40 especies hospederas pertenecientes a 20 familias de plantas (Butler y Trumble 2012). Sin embargo, este insecto prefiere a las plantas de la familia Solanaceae, tales como *Lycopersicon* spp., *C. annuum* y *S. tuberosum* (Avilés *et al.* 2007, Bujanos *et al.* 2005). También se sabe que este insecto ataca algunas especies de las familias Amaranthaceae, Asclepiadaceae, Asteraceae, Brassicaceae, Violaceae, Chenopodiaceae, Poaceae, Polygonaceae, Ranunculaceae, Rosaceae, Salicaceae, Scrophulariaceae y Zygophollaceae (Avilés *et al.* 2007).

2.2.4. Tipos de daños y métodos de control

En México, a partir de los años 70, *B. cockerelli* se convirtió en una plaga primaria de los cultivos de papa, chile y jitomate (Vega-Gutiérrez *et al.* 2008). Este insecto ocasiona daños directos al succionar la savia de las plantas (Bujanos *et al.* 2005, CESAVEM 2013, Munyaneza *et al.* 2007a) e indirectos al transmitir los fitoplasmas que causan las enfermedades como punta morada en papa (PMP) o permanente del tomate (Dávila *et al.* 2012, Garzón 2002, Garzón 2005, Liu y Trumble 2006). Los métodos que tradicionalmente se utilizan para el manejo de *B. cockerelli* incluyen al control cultural, químico y biológico. El primer método incluye la destrucción de plantas hospederas de la plaga, al menos en los márgenes del cultivo y campos adyacentes (Bujanos *et al.* 2005).

El uso de plaguicidas para el control químico de plagas es una práctica frecuente en los agroecosistemas agrícolas, lo que aumenta su demanda cada año. Sin embargo, su uso excesivo ha provocado un desequilibrio en el medio ambiente, salud y surgimiento de insectos resistentes (Devine *et al.* 2008). En el Cuadro 3, se muestran algunos de los compuestos químicos de mayor uso en campo para combatir a *B. cockerelli*. Dentro de estos compuestos se incluyen a los neonicotinoides, piretroides y fosforados, entre otros. La aplicación de algunos insecticidas neonicotinoides (imidacloprid y thiamethoxam), carbamatos (Aldicarb) y fosforados se realiza directamente al suelo debido a que actúan como sistémicos y combaten más eficientemente a los estados de ninfas y adultos de *B. cockerelli* (Bujanos *et al.* 2005, CESAVEM 2013, Garzón *et al.* 2007).

Cuadro 3. Insecticidas químicos utilizados en campo para el control de *B. cockerelli*.

Grupo Químico	Ingrediente	Nombre	Categoría	Estado
	Activo	Comercial	Toxicológica	Biológico
Avermectinas ^{1,2,4,5}	Abamectina	Agrimec®	III	Adulto y ninfa
Cloronicotinoides ^{1,2,4}	Acetamiprid	Rescate®	IV	Adulto y ninfa
Cloronicotinoides ^{2,4}	Clothiniadin	Clutch®	IV	Adulto y ninfa
Cloronicotinoides ^{1,2,4}	Thiacloprid	Calypso®	III	Adulto y ninfa
Cloronicotinoides ^{1,4}	Thiamethoxam	Actara®	IV	Adulto y ninfa
Piretroides ^{1,2,4}	Bifentrina	Talstar®	III	Adulto y ninfa
Piretroides ^{1,2,4,5}	Cyflutrin	Baytroid®	IV	Adulto y ninfa
Piretroides ^{2,5}	Fenpropatrin	Herald®	II	Adulto y ninfa
Piretroides ^{1,2,4,5}	Esfenvalerato	Halmark®	III	Adulto y ninfa
Fosforado ^{1,2,3}	Ometoato	Folimat®	II	Adulto y ninfa
Fosforado ^{1,3,5}	Dimetoato	Dimetoato®	II	Adulto y ninfa
Fosforado ^{1,2,4}	Metamidoforos	Tamarón®	II	Adulto y ninfa
Ciclodienes ^{2,3,4}	Endosulfan	Thiodan®	II	Ninfa
Piretroides+	Bifertrina+	Talstar extra®	III	Adulto y ninfa
Avermectinas ^{2,4}	abacmetina			
Cloronicotinoides+	Imidacloprid+	Leverage®	III	Adulto y ninfa
piretroides ^{2,4}	cyflutrin			
Spinosinos ^{1,3}	Spinosad	Tracer®	IV	Adulto y ninfa
Regulador de crecimiento ²	Spiromesifen	Oberon®	IV	Huevo y ninfa
Regulador de crecimiento ^{1,2,5}	Pyriproxifen	Knack®	IV	Huevo y ninfa

Tomado de Bujanos *et al.* (2005)¹; CESAVEM, (2013)²; Dávila *et al.* (2012)³; Garzón *et al.* (2007)⁴; Vega-Gutiérrez *et al.* (2008)⁵.

El control de *B. cockerelli* mediante sus enemigos naturales tales como hongos entomopatógenos, depredadores y parasitoides ayuda sustancialmente a disminuir el uso excesivo de insecticidas (Martínez 2002). Dentro del grupo de los hongos entomopatógenos se encuentran *Beauveria bassiana*, *Metarhizium anisopliaeae*, *Verticilium lecanii* y *Paecilomyces fumosoroseus*. Los depredadores incluyen a *Chrysoperla* spp., la chinche

ojona *Geocoris* spp. y la catarinita roja *Hippodamia convergens* (Butler y Trumble 2012). Los principales parasitoides primarios de *B. cockerelli* son *Metaphycus psyllidis* y *T. triozae*. La primera especie fue registrada por Romney (1939). En el Sureste de Arizona. *M. psyllidis* fue descrito como un nuevo parasitoide de *B. cockerelli* por Compere (1943) (Bravo y López 2007, Bujanos *et al.* 2005). Estudios realizados por González *et al.* (2008) reportaron la presencia de *Closterocerus* sp. (Hymenoptera: Eulophidae) en el estado de Sinaloa parasitando a *B. cockerelli*.

2.3.1. Modo de acción de los insecticidas abamectina, imidacloprid y EPA

Los tipos de aceites y productos de aceite que están disponibles comercialmente para su uso como pesticidas incluyen aceites destilados del petróleo (también conocidos como aceites hortícolas o minerales) y los extraídos de plantas y animales. El aceite de soya se extrae de la leguminosa cultivada *Glycine max* (L.) y se utiliza comúnmente en la industria alimenticia (Bográn *et al.* 2014). Debido a que el aceite de soya es seguro, y no es persistente en el ambiente, fue eximido por la Agencia de Protección Ambiental de los Estados Unidos de América y la Agencia Reguladora del Manejo de Plagas de Canadá a partir de los requisitos de registro de plaguicidas (Lee *et al.* 2005). Independientemente de la fuente o el tipo, todos los productos a base de aceite actúan por contacto. Estos compuestos causan la muerte del insecto mediante la interrupción de intercambio de gases y función de la membrana celular o de la estructura y por la obstrucción de los espiráculos, que causa asfixia (Helmy *et al.* 2012, Bográn *et al.* 2014).

Imidacloprid, el primer insecticida de los neonicotenoides, es altamente efectivo contra áfidos, mosquitas blancas y psílidos (Liu y Trumble 2004, Bujanos *et al.* 2005, Liu *et al.* 2010). Este compuesto actúa en el sistema nervioso de los insectos acoplándose selectivamente a los receptores de la acetilcolina, es un agonista de este neurotransmisor, es efectivo por contacto y sistémicamente y tiene baja toxicidad hacia mamíferos (Zhang *et al.* 2000).

La abamectina es un bioinsecticida derivado de los productos de fermentación de la bacteria del suelo *Streptomyces avermitilis* Kim y Goodfellow (Bostanian 2004). Comprende una proporción de 80:20 de dos lactonas neurotóxicas avermectinas B_{1a} y B_{1b} (Lasota y Dybas 1991, Bostanian 2004). Este compuesto bloquea la transmisión de la señal nerviosa del ácido γ -aminobutyric (GABA) en la unión neuromuscular, causando parálisis, cesación de alimentación y muerte de los insectos (Ananiev *et al.* 2002). Su absorción foliar y la actividad translaminar ha hecho eficaz a este compuesto contra plagas de ácaros, minadores de hojas, lepidópteros y homópteros. (Scarpellini *et al.* 2001, Araya *et al.* 2006, Riquelme *et al.* 2006, Vega-Gutiérrez *et al.* 2008). Abamectina se degrada oxidativamente y fotooxidativamente en la presencia de luz (Lasota y Dybas 1991).

2.3. Efecto de los insecticidas sobre los enemigos naturales

El uso conjunto de plaguicidas con los enemigos naturales en el control de insectos plaga puede afectar el desempeño de estos agentes de control biológico. Lo anterior debido a las características intrínsecas de los insectos benéficos, las cuales incluyen menor talla (en proporción mayor superficie de exposición al plaguicida), mayor movilidad, sistemas enzimáticos diferentes y estrecha dependencia de sus huéspedes (Talebi *et al.* 2008, Vargas y Ubillo 2001, Viñuela *et al.* 2000, Viñuela 2008).

En general, la forma de contaminación, con insecticidas, de los parasitoides puede llevarse a cabo de las siguientes formas: i) el adulto se contamina directamente con residuos de los compuestos presentes sobre la planta al alimentarse de polen o néctar de flores, al entrar en contacto con gotas durante el tratamiento, ingestión de líquidos o sustancias contaminadas o al limpiar su cuerpo con sus patas, contaminándose con los residuos en sus tarsos, ii) los estados inmaduros de los parasitoides, al alimentarse interna o externamente de su huésped, ingieren de manera indirecta el compuesto tóxico presente en los tejidos y fluidos del huésped (Desneux *et al.* 2007, Zuazúa *et al.* 2003).

2.3.2. Efectos letales y subletales

El riesgo de un plaguicida para un enemigo natural depende de los efectos letales y subletales provocados por la función de la toxicidad intrínseca del producto (Stark *et al.* 2007, Talebi *et al.* 2008). Los efectos letales se refieren a la toxicidad directa hacia el enemigo natural que se encuentre en contacto con el producto. Los efectos subletales pueden ser fisiológicos, bioquímicos y neurofisiológicos; entre éstos se pueden destacar a los efectos en el desarrollo, longevidad, inmunología, proporción sexual, reducción en el número de la descendencia, mutaciones en la descendencia y reducción de la fecundidad y fertilidad. Así mismo, se incluyen los efectos en el comportamiento de alimentación o de parasitismo, su movilidad, pérdida en la competencia sexual, orientación, pérdida de búsqueda de su huésped y pérdida en la habilidad de captura del huésped (Desneux *et al.* 2007, Devine *et al.* 2008, Stark *et al.* 2007, Talebi *et al.* 2008).

En relación a los estudios que se han realizado sobre los efectos letales causados por diferentes insecticidas sobre el parasitoide *T. triozae*, Caudillo (2010) reportó que los insecticidas abamectina, imidacloprid y EPA (aceite de soya) causaron un rango de mortalidad entre 67 y 100% sobre los estados de huevo, larva y pupa del parasitoide. Similarmente, Luna-Cruz *et al.* (2011) observó que los productos abamectina y spinosad fueron altamente tóxicos ya que causaron más del 90% de mortalidad sobre los adultos de *T. triozae*. En contraste, Luna-Cruz *et al.* (2011) y Liu *et al.* (2012), reportaron que azadiractina e imidacloprid causaron bajos niveles de mortalidad (2-8%) en el parasitoide. Recientemente, Liu *et al.* (2012) evaluaron el efecto de 11 insecticidas sobre adultos de *T. triozae* y observaron que spinetoram, imidacloprid-cyfluthrin y abamectina causaron 100% de mortalidad, mientras que los insecticidas cyantraniliprole, fenpyroximate, novaluron, pymetrozine, spirotetramat, spiromesifen y el aceite de epazote (*Chenopodium ambrosioides* nr. *Ambrosiodes*) provocaron un rango de mortalidad entre 2 y 50%. En relación a los efectos subletales, estos mismos autores reportaron que abamectina, imidacloprid+cyfluthrin y spinetoram afectaron drásticamente la sobrevivencia de hembras y machos de *T. triozae*.

3. Literatura Citada

- Abdullah, N. M. M. 2008. **Life history of the potato psyllid *Bactericera cockerelli* (Homoptera: Psyllidae) in controlled environment agriculture in Arizona.** *African Journal of Agricultural Research*. 3: 60-67.
- Ananiev, D. E., K. Ananieva, G. Abdulova, N. Christova, E. Videnova. 2002. **Effects of abamectin on protein and RNA synthesis in primary leaves of *cucurbit tapepo* L. (Zucchini).** *Bulgarian Journal Plant Physiology*. 28: 85-91.
- Araya, J. E., P. Estay, M. H. Araya. 2006. **Toxicity of abamectin, cetamiprid, 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.
- Arnó, J., J. Roig, R. Gabarra. 2007. **Activity of some biorational and conventional insecticides against *Bemisia tabaci* and their compatibility with whitefly parasitoids.** En: Stansly, P. A y C. L. Mckenzie **Fourth International *Bemisia* Workshop. International Whitefly Genomics Workshop.** *Journal Insect Science*. 4: 4-5.
- Avilés, G. M. C., A. F. Domínguez, C. A. A. Fu, V. J. J. Pérez, F. S. Velarde. 2007. **Monitoreo y control del psílido del tomate *Bactericera* (=Paratrioza) *cockerelli* (Sulc.) (Hemiptera: Triozidae) en hortalizas.** Memoria técnica No. 23. Conferencias sobre: *Paratrioza*, virosis y mercados en hortalizas. Hermosillo, Sonora, México. pp. 22-51.
- Baldwin, R. W., P. G. Koehler, R. M. Pereira. 2008. **Toxicity of fatty acids salts to German and American cockroaches.** *Journal Economic Entomology*. 101: 1384-1388.
- Bravo, M. E., L. P. López. 2007. **Principales plagas del chile de agua en los valles centrales de Oaxaca.** Agro-produce. Abril 2007. pp. 12-15.
- Bográn, C. E., Ludwig, S., Metz, B. 2014. **Using oils as pesticides.** Department of Entomology Texas A&M University System, Agrilife Extension. Available in <http://Agrilifebookstore.org> (Ingresado en Febrero 2015).

- Bostanian, N., M. Akalach. 2004. **The contact toxicity of indoxacarb and five other insecticides to *Orius insidiosus* (Hemiptera: Anthocoridae) and *Aphidius colemani* (Hymenoptera: Braconidae), beneficial used in the greenhouse industry.** *Pest Management Science*.60: 1231-1236.
- Bujanos, M. R., J. A. G. Tiznado, A. M. Jarrillo. 2005. **Manejo integrado del pulgón saltador *Bactericera* (=Paratrioza) *cockerelli* (Sulc.) (Hemiptera: Triozidae) en los cultivos de solanáceas en México.** Segunda Convención Mundial de Chile. Zacatecas, Zacatecas, México. 14-16 de agosto del 2005. pp. 93-98.
- Burks, B. D. 1943. **The North American parasitic wasps of the genus *Tetrastichus* a contribution to biological control of insect pests.** No. 3170. United States National Museum 93: 505-608.
- Butler, D. C., T. J. Trumble. 2012. **The potato psyllid, *Bactericera cockerelli* (Sulc.) (Hemiptera: Triozidae): life history, relationship to plant diseases, and management strategies.** *Terrrestrial Arthropod Reviews*. 5: 87-111.
- Caudillo, R. K. B. 2010. **Descripción morfología, biología y susceptibilidad de *Tamarixia triozae* (Burks) (Hymenoptera: Eulophidae), parasitoide de *Bactericera cockerelli* (Sulc.) (Hemiptera: Triozidae), a diferentes insecticidas.** Tesis de Maestría. Instituto de Investigaciones Agropecuarias y Forestales. Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo. Morelia, Michoacán, México.
- CESAVEM, Comité Estatal de Sanidad Vegetal del Estado de México. 2013. **Manejo Integrado de la Paratrioza (*Bactericera cockerelli*).** Disponible en <http://www.cesavem.org/divulgacion/paratrioza/FOLLETO%20PARATRIOZA.pdf> (Ingresado en Enero 2015).
- Chan, M. S., H. C. J. Godfray. 1993. **Host-feeding strategies of parasitoid wasps.** *Evolutionary Ecology*. 7: 593-604.
- Cooper, W. R., V. G. Sengoda, J. E. Munyaneza. 2014. **Localization of “*Candidatus Liberibacter solanacearum*” (Rhizobiales: Rhizobiaceae) in *Bactericera cockerelli* (Hemiptera: Triozidae).** *Entomology Society of America*.107: 204-210.

- Compere, H. 1943. **A new species of *Metaphycus* parasite on psyllids.** *Pan-Pac Entomology*. 19: 71-73
- Cresswell, J. E. 2010. **A meta-analysis of experiments testing the effects of a neonicotinoid insecticide (imidacloprid) on honey bees.** *Ecotoxicology*. 20: 149-157.
- Dávila-Medina, M. D., Ch. E. Cerna, U. L. A. Aguirre, M. O. García, F. Y. M. Ochoa, M. G. Gallegos, F. H. Landeros. 2012. **Susceptibility and resistance mechanisms to insecticidas in *Bactericera cockerelli* (Sulc.) in Coahuila, Mexico.** *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*. 3: 1145-1155.
- Desneux, N., A. Decourtye, J. M. Delpuech. 2007. **The sublethal effects of pesticides on beneficial arthropods.** *Annual Review of Entomology*. 52: 81-106.
- Devine, G. J., D. Eza, E. Ogusuku, M. J. Furlong. 2008. **Uso de insecticidas: contexto y consecuencias ecológicas.** *Medicina Experimental Salud Publica*. 25: 74-100.
- Easton G. D. 1970. **Systemic insecticides, soil fumigation and nitrogen fertilization for *Verticillium* wilt control.** *American Potato Journal*. 47: 419-426.
- Garzón, T. J. A. 2002. **El pulgón saltador o la paratrioza, una amenaza para la horticultura de Sinaloa.** Taller sobre *Paratrioza cockerelli* Sulc., como plaga y vector de fitoplasma en hortalizas. Culiacán, Sinaloa, México. Julio 25-26.
- Garzón, T. J. A. 2005. **La paratrioza o pulgón saltador del tomate y la papa.** Boletín técnico. Bayer de México, S. A. de C.V. México, Distrito Federal.
- Garzón, T. J. A., M. R. Bujanos, J. A. Marín. 2007. **Manejo integrado de paratrioza *Bactericera cockerelli*.** Folleto para productores No. 45. Centro de Investigación Regional del Noroeste Campo Experimental Valle de Culiacán. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias. (INIFAP). Culiacán, Sinaloa, México. Julio, 2007.
- González, H. A., F. R. Lomelí, B. N. García. 2008. **Determinación de parasitoides de *Bactericera cockerelli* (Sulc) en México.** Memorias del XXXI Congreso Nacional de Control Biológico. Zacatecas, Zacatecas, México. pp. 101-103.

- Gutiérrez-Ibáñez, A. T., J. Sánchez-Pale, A. Laguna-Cerda, J. F. Ramírez-Dávila, A. Balbuena Melgarejo, O. G. Alvarado Gómez. 2013. **Detección de *Ca Liberibacter solanacearum* y fitoplasmas en cultivo de papa (*Solanum tuberosum* L.) en el valle de Toluca.** *Revista Colombiana Biotecnológica*. 15: 145-149.
- Halm, M. P., A. Rortais, G. Arnold, J. N. Taséi, y S. Rault. 2006. **New risk assessment approach for systemic insecticides: The case of honey bees and imidacloprid (Gaucho).***Environmental Science Technology*.40: 2448-2454.
- Hansen, A. K, J. T. Trumble, R. Stouthamer, T. D. Paine. 2008. **A new Huanglongbing, “*Candidatus Liberibacter psyllae*,” found to infect tomato and potato, is vectored by the psyllid *Bactericera cockerelli* (Sulc).** *Applied Environmental Microbiology*. 74: 5862-5865.
- Helmy, E. I., F. A. Kwaiz, O. M. N. El-Sahn. 2012. **The usage of mineral oils to control insects.** *Egyptian Academic Journal of Biological Science*. 5: 167-174.
- Henn, T., R. Weinzierl. 1989. **Botanical insecticides soaps. Alternatives in insect management.** Office of Agricultural Entomology, University of Illinois at Urbana-Champaign, College of Agricultural, Cooperative Extension Service, in cooperation with the Illinois Natural History Survey. Circular 1296.
- Hodkinson, I. D. 2009. **Life cycle variation and adaptation in jumping plant lice (Insect: Hemiptera: Psylloidea): a global synthesis.** *Journal Natural History*. 43: 65-179.
- Jensen, D. D. 1957. **Parasites of 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.** Tesis de Maestría. Universidad Estatal de Colorado. Estos Unidos de América. pp. 45.
- Kidd, N. A. C., M. A. Jervis. 1991. **Host-feeding and oviposition strategies of parasitoids in relation to host stage.** *Researches Population Ecology*. 33:13-28.
- Lasota, J. A., R. A. Dybas. 1991. **Avermectin a novel class of compounds implications for use in arthropods pest control.** *Annual Review of Entomology*. 36: 91-117.

- Lee, K., S. J. Chung, G. Chung. 2005. **Effectiveness of bionatrol on control of two spotted spider mites (*Tetranychus urticae*), Aphids (*Aphis gossypii*), and whiteflies (*Trialeurodes vaporariorum*) on greenhouse grown English cucumber (*Cucumis* ssp. *Kasa*).** *Journal Korean Society Horticultural Science*. 46: 241-245.
- Liefting, L. W., Z. C. P. Egusquiza, G. R. G. Clover. 2008. **A New 'Candidatus Liberibacter' species in *Solanum tuberosum* in New Zealand.** *Plant Disease*. 92: 1474.
- Liefting, L. W., P. W. Southerland, L. I. Ward, K. L. Paice, B. S. Weir, G. R. G. Clover. 2009. **A new "Candidatus Liberibacter" species associated with diseases of solanaceae crops.** *Plant Disease*. 93: 208-214.
- Liu D. J., T. Trumble. 2004. **Tomato psyllid behavioral responses to tomato plant lines and interactions of plant lines with insecticides.** *Journal of Economic Entomology*. 3: 1078-1085.
- Liu, D., J. T. Trumble. 2006. **Ovipositional preferences, damage thresholds, and detection of the tomato-potato psyllid *Bactericera cockerelli* (Homoptera: Psyllidae) on selected tomato accessions.** *Bulletin of Entomological Research*. 96: 197-204.
- Liu F., S. W. Bao, Y. Song, H.Y. Lu, J.X. Xu. 2010. **Effects of imidacloprid on the orientation behavior and parasitizing capacity of *Anagrus nilaparvata*, an egg parasitoid of *Nilaparvata lugens*.** *BioControl*. 55: 473-483.
- Liu, T. X., Y. M. Zhang, L. N. Peng, P. Rojas, J. T. Trumble. 2012. **Risk assessment of selected insecticides on *Tamarixia triozae* (Hymenoptera: Eulophidae), a parasitoid of *Bactericera cockerelli* (Hemiptera: Triozidae).** *Journal Economic Entomology*. 105: 490-496.
- Lomelí-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 Entomología Mexicana*. 41: 375-376.
- Luna-Cruz, A., R. L. Flores, E. R. Leyva, L. D. O. Arsenas, A. H. 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.
- LaSalle, J. 1993. **North American genera of Testrastichinae (Hymenoptera: Eulophidae)**. *Journal Natural History*. 28: 109-236.
- Marín, J. A., M. R. Bujanos, S. F. Delgadillo. 2009. **Psiloideos y cicadélidos en el cultivo de la papa en el Bajío, Guanajuato, México**. *Agricultura Técnica en México*. 35: 117-123.
- Martínez, C. J. L. 2002. **Conceptos bioecológicos y manejo integrado de insectos plaga**. Memorias en extenso del taller sobre *Paratrioza cockerelli* (Sulc). Culiacán, Sinaloa, México. 25 y 26 de julio pp. 13-19.
- Morales, A. S. I., A. M. Martínez, J. I. Figueroa, A. M. H. Espino, J. M. Chavarrieta Yáñez, R. R. Ortíz, Ch. L. E. Rodríguez, S. Pineda. 2013. **Parámetros de vida del parasitoide sinovigénico *Tamarixia triozae* (Hymenoptera: Eulophidae)**. *Revista Colombiana de Entomología*. 39:243-249.
- Munyaneza, J. E., J. M. Crosslin, J. E. Upton. 2007a. **Association of *Bactericera cockerelli* (Homoptera: Psyllidae) with “zebra chip”, a new potato disease in southwestern United States and Mexico**. *Journal of Economic Entomology*. 100: 656–663.
- Munyaneza, J. E., J. A. Goolsby, J.M. Crosslin, J.E. Upton, 2007b. **Further evidence that zebra chip potato disease in the Lower Rio Grande Valley of Texas is associated with *Bactericera cockerelli***. *Subtropical Plant Science*. 59: 30-37.
- Munyaneza, E. J., M. J. Crosslin, L. J. Buchman. 2009. **Seasonal occurrence and abundance of the potato psyllid, *Bactericera cockerelli*, in South Central Washington**. *American Journal of Potato Research*. 86: 513-518.
- Noyes, J. S. 2003. **Universal Chalcidoidea Data Base**. World Wide Web electronic publication. (Available at [http://Noyes,J.S.\(2003\)UniversalChalcidoideadatabase](http://Noyes,J.S.(2003)UniversalChalcidoideadatabase).) World Wide Web electronic publication. (<http://www.nhm.ac.uk/research-curation/projects/chalcidoids/>) (Ingresado Enero 2015).
- Nachappa, P., J. Levy, E. Pierson, C. Tamborindéguy. 2014. **Correlation between “*Candidatus Liberibacter solanacearum*” infection levels and fecundity in its psyllid vector**. *Journal of Invertebrate Pathology*. 115: 55-61.

- Ramírez, G. M., C. E. Santamaría, R. J. S. Méndez, F. J. L. Ríos, S. J. R. Hernández, M. J. G. Pedro. 2008. **Evaluación de insecticidas alternativos para el control de paratrioza (*Bactericera cockerelli* B. y L.) (Homoptera: Triozidae) en el cultivo de chile jalapeño.** *Revista Chapingo Zonas Áridas*. 76: 47-56.
- Rashed, A., F. Wokneh, L. Paetzold, J. Gray, C. M. Rush. 2014. **Zebra chip disease development in relation to plant age and time of “*Candidatus Liberibacter solanacearum*” infection.** *Plant disease*. 98: 24-31.
- Riquelme, V., B. Maria, E. N. Botto, C. Lafalce. 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 Sociedad Entomológica de Argentina*. 5: 57-65.
- Rojas, R. P., E. Rodríguez-Leyva, J. R. Lomeli-Flores, L. Tong-Xian. 2015. **Biology and life History of *Tamarixia triozae*, a parasitoid of the potato psyllid *Bactericera cockerelli*.** *BioControl*. DOI 10.1007/s10526-014-9625-4.
- Romney, V. E. 1939. **Breeding areas of the tomato psyllid, *Paratrioza cockerelli* (Sulc).** *Journal Economic Entomology*. 32: 150-151.
- Rubio, C. O. A., L. I. H. Almeyda, M. J. Ireta, S. J. A. Sánchez, S. R. Fernández, S. J. T. Borbón, H. C. Díaz, T. J. A. Garzón, R. R. Rocha, H. M. A. Cadena. 2006. **Distribución de la punta morada y *Bactericera cockerelli* Sulc. en las principales zonas productoras de papa en México.** *Agricultura Técnica en México*. 32: 201-211.
- Pletsch D. J. 1947. **The potato psyllid, *Paratrioza cockerelli* (Sulc), it's biology and control.** *Montana Agricultural Experiment Station Bulletin*. 446: 95.
- Scarpellini, J. R. 2001. **Effect of emamectin, benzoate on several larval stages of cotton leafworm *Alabama argillacea* Hüb. (Lepidoptera: Noctuidae).** *Archivos do Instituto Biológico*. 68: 57-61.
- Stansly, P., T. X. Liu. 1994. **Activity of some biorational insecticides on silver leaf whitefly.** *Proceedings of the Florida State Horticultural Society*. 107: 167-171.

- Stark, J. D., R. Vargas, J. E. Banks. 2007. **Incorporating ecologically relevant measures of pesticide effect for estimating the compatibility of pesticides and biocontrol agents.** *Journal Economic Entomology*. 100: 1027-1032.
- Szumlas, D. E. 2002. **Behavioral responses and mortality in German cockroaches (Blattodea: Blattellidae) after exposure to dishwashing liquid.** *Journal Economic Entomology*. 95: 390-398.
- Talebi, K., A. Kavousi, Q. Sabahi. 2008. **Impacts of pesticides on arthropod biological control agents.** *Pest Technology*. 2: 87-89.
- Teulon, D. A. J, P. J. Workman, K. L. Thomas, M. C. Nielsen. 2009. ***Bactericera cockerelli*: Incursion, dispersal and current distribution on vegetable crops in New Zealand.** *New Zealand Plant Protection*. 62: 136-144.
- Tremblay, E., A. Bélanger, M. Brosseau, G. Boivin. 2008. **Toxicity and sublethal effects of an insecticidal soap on *Aphidius colemani*(Hymenoptera: Braconidae).***Pest Management Science*. 64: 249-254.
- Vargas, M. H. 2010. **Morfometría y tabla de vida de *Bactericera cockerelli* (Sulc) en dos variedades de jitomate en invernadero.** Tesis de Maestría. Colegio de Posgraduados. Montecillo, Texcoco, Estado de México.
- Vargas, M. H., M. N. Bautista, G. J. Vera, G. C. García, P. C. Chavarín. 2011. **Life and fertility table of *Bactericera cockerelli* (Sulc) on two varieties of tomato in a greenhouse.***Southwestern Entomologist* 36: 413-422.
- Vargas, M. R., F. A. Ubillo. 2001. **Toxicidad de pesticidas sobre enemigos naturales de plagas agrícolas.** *Agricultura Técnica* 61: (Disponible en <http://dx.doi.org/10.4067/S0365-28072001000100004>) (Ingresado Enero 2015).
- Vega-Gutiérrez, M. T., C. R. R. Maciel, G. O. Díaz, M. R. Bujanos, S. D. Mota, J. L. Martínez-Carrillo, T. A. Lagunas, J. A. Garzón-Tiznado. 2008. **Susceptibilidad a insecticidas en dos poblaciones mexicanas del salerillo, *Bactericera cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Triozidae).** *Agrociencia*. 42: 463-471.
- Viñuela, E. 2011. **La importancia de la compatibilidad de enemigos naturales y plaguicidas en los modernos sistemas productivos.** En: 12° SICONBIOL, Simposio de Controle Biológico, del 18 a 21 de Julio 2011. Realizado en Palacio de las Convenciones, Sao Paulo, Brasil. (Disponible en

[http://oa.upm.es/12456/2/INVE MEM 2011 104995.pdf](http://oa.upm.es/12456/2/INVE_MEM_2011_104995.pdf)) (Ingresado en Enero 2015).

- Viñuela, E. 2008. **¿Es posible la compatibilidad de enemigos naturales y plaguicidas?** Tecnología de producción. Sanidad vegetal. (Disponible en <http://www.horticom.com/pd/print.php?sid=71747>) (Ingresado en Febrero 2014)
- Yang, X. B., Y. M. Zhan, L. Hua, T. X. Liu. 2010. **Life history and life table of *Bactericera cockerelli* (Hemiptera: Psyllidae) on potato under laboratory and field conditions in the lower Rio Grande Valley of Texas.** *Journal of Economic Entomology*. 103: 1729-1734.
- Zhang, A., H. Kayser, P. Maienfisch, J. F. Casida. 2000. **Insect acetylcholine receptor: Conserved neonicotinoid specificity of (3H) imidacloprid binding site.** *Journal Neurochemical Research*. 75: 1294-1303.
- Zuazúa, F., J. E. Araya, M. A. Guerrero. 2003. **Efectos letales de insecticidas sobre *Aphidius servi* Haliday (Hymenoptera: Aphidiidae), parasitoide de *Acyrtosiphon pisum* (Harris) (Homoptera: Aphididae).** *Boletín de Sanidad Vegetal Plagas*. 29: 299-307.

OBJETIVO DE LA TESIS

- Evaluar los efectos letales y subletales causados por tres insecticidas de diferente modo de acción sobre los estados más protegidos (huevo, larva y pupa) del parasitoide *T. triozae*.

Capítulo II

Lethal and sublethal effects of three insecticides on the immature stages of *Tamarixia triozae* (Burks) (Hymenoptera: Eulophidae)

1. Introduction

Tamarixia triozae (Burks) (Hymenoptera: Eulophidae) is a parasitoid primary of the psyllid, *Bactericera cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Triozidae) (Lomelí-Flores and Bueno 2002). This psyllid is considered one of the most important pests of crops of potato (*Solanum tuberosum* L.), tomato (*Lycopersicon esculentum* Miller), pepper (*Capsicum annum* L.) and other solanaceae crops in the United States, Mexico, Central America and New Zealand (Abdullah 2008, Rubio-Covarrubias *et al.* 2011). In addition, *B. cockerelli* is associated with the bacterium *Candidatus Liberibacter solanacearum* (aka *Ca. Liberibacter psyllae*) (Hansen *et al.* 2008, Munyaneza *et al.* 2007, Nachappa *et al.* 2014), which causes the disease known as zebra chip (ZC) in potatoes (Gutiérrez-Ibáñez *et al.* 2013, Liefting *et al.* 2009, Lin *et al.* 2009).

In Mexico, the first report of *T. triozae* occurred in a tomato crop located in the Jacona de Plancarte Municipality in the state of Michoacán (Lomelí-Flores and Bueno 2002). The larval instars and adults of this parasitoid can feed on the host's hemolymph (Vega 2010, Morales *et al.* 2013) and the parasitism ratio can reach 80% (Bravo and López 2007). A single *T. triozae* female can oviposit up to 165 eggs during her lifespan (Rojas *et al.* 2015). The eggs can be deposited on *B. cockerelli* third, fourth, and fifth instars, but this parasitoid shows a significant preference for fourth instar nymphs (Caudillo 2010, Morales *et al.* 2013).

The application of broad-spectrum insecticides is the most important factor to control infestation by *B. cockerelli* (Rafiee *et al.* 2012). However, this application can also result in significant reductions in natural enemy abundance, therefore the use of selective insecticides that are more toxic to insect pests than to natural enemies can be useful tools for integrated pest management (IPM) programs (Hopper 2003, Sohrabi *et al.* 2013).

Candidate pesticides for controlling psyllids were selected based on their high efficacy against soft-body insects and include EPA (soybean oil), abamectin (naturally derived), and imidacloprid (neonicotinoid). These three compounds use different

mechanisms for pest control and have been shown to be highly effective against different *B. cockerelli* developmental stages when used as residual contact treatments on fourth instars (Bujanos *et al.* 2005) and adults (Gharalari *et al.* 2009, Luna-Cruz *et al.* 2011). EPA is a soybean oil extracted from the widely grown legume, *Glycine max* (L.) (Bográn *et al.* 2014). Soybean oil is relatively safe and not persistent in the ecosystem, it was exempted by the *Environmental Protection Agency* of the United States of America and Pest Management Regulatory Agency of Canada from common pesticide registration requirements (Lee *et al.* 2005). Regardless of the source or type, all oil-based products act on contact. These compounds cause insect death by disrupting gas exchange and cell membrane function or structure and by obstructing the spiracles, which caused asphyxia (Helmy *et al.* 2012, Bográn *et al.* 2014).

Abamectin, a mixture of two insecticidal neurotoxic macro cyclic lactones (avermectins B_{1a} and B_{1b}), is produced by the soil actinomycete *Streptomyces avermitilis* (ex Burg *et al.*) Kim and Goodfellow (Lasota and Dybas 1991, Bostanian and Akalach 2004). This insecticide targets γ -aminobutyric acid and blocks signal transmission at the neuromuscular junction, which leads to paralysis, cessation of feeding, and insect death (Ananiev *et al.* 2002). Imidacloprid, the first of the chloronicotiny-l insecticides, selectively binds to insect nicotinic acetylcholine receptors and is effective as a systemic and contact insecticide (Zhang *et al.* 2000). Since its launch in 1991, it has been registered in approximately 120 countries for foliar, soil and seed treatment (Liu *et al.* 2010). This compound, however, must be handled cautiously. It has been shown that imidacloprid affects learning and memory in bees (Cresswell 2010) and sublethal effects (Luna-Cruz *et al.* 2011).

Knowledge about the impact of insecticides on the natural enemies of a pest species is important for the integration of biological control with chemical control. Therefore, the assessment of the lethal and sublethal effects caused by chemicals insecticides on natural enemies is necessary to recognize the total effect of insecticide applications (Desneux *et al.* 2007, Stark *et al.* 2007). The lethal effects is the toxicity direct or mortality on enemies nature that exposure to a pesticide, whereas sublethal effects may be manifested as reductions physiological, development, adult longevity, fecundity and sex ratio in the parasitoid (Desneux *et al.* 2007). In the current study, we have selected three insecticides

with different mode of action and currently used in solanaceous crops with the objective to determine their lethal and sublethal effects on the immature stages of *T. triozae*.

2. Materials and Methods

2.1. Insects

Insects used in these tests came from a colony of *B. cockerelli* maintained during 13 generations (~2 yr) in the Entomology Laboratory of the Instituto de Investigaciones Agropecuarias y Forestales de la Universidad Michocacana de San Nicolas de Hidalgo, and the colony had no history of insecticide exposure. Nymphs and adults were maintained in one of three frame boxes (50 x 60 x 50 cm) entirely covered by a mesh screen and containing four tomato plants (variety Saladet) (~30 cm in height with eleven to fifteen fully expanded leaves) for oviposition. New host plants were supplied as needed. The entire rearing process was completed in a ventilated greenhouse at 16-30 °C, 60% RH, and with a photoperiod of ~14:10 (L:D) h.

Tamarixia triozae adults were maintained into a frame box as described above, which contained five tomato plants infested with third, fourth, and fifth *B. cockerelli* instars. Every three days, plants from the psyllid rearing cages were used to sustain the parasitoid colony. Parasitoids were fed ad libitum with small drops of pure honey deposited on vinyl polychloride (PVC) rectangles (22 x 1.5 cm) placed on inner upper of frame box and maintained under laboratory conditions at ~25 °C, 56% de RH and photoperiod of 12:12 (L:D) h.

2.2. Chemicals

The commercial products Abakrone® (1.8% abamectin, emulsion concentrate), Imidakrone® (30.2% imidacloprid, suspension concentrate), and the soybean oil insecticide EPA 90® (90% of soybean-seed refined oil, emulsion concentrate) were used in the experiments. All of these insecticides were obtained from Biokrone, Celaya, Guanajuato, Mexico.

2.3. Lethal and sublethal effects

Tomato leaflet bearing parasitized fourth instars *B. cockerelli* with the immature stages of egg, larva, and pupa (all of them ≤ 24 h old) of the *T. triozae* were dipped for 5 s in one of the following three different concentrations of abamectin (9, 4.5, and 0.03 mg of active ingredient [a.i.]/liter), imidacloprid (260, 130, and 3 mg [a.i.]/liter), and EPA (1,620; 810, and 443 mg [a.i.]/liter). These concentrations correspond to the minimum field registered concentration (MiFRC), one-half the minimum field registered concentration ($\frac{1}{2}$ MiFRC), and the median lethal concentration (LC_{50}) for *B. cockerelli* fourth instars, respectively (Bujanos *et al.* 2005). To enhance the wetting of the leaflet, the surfactant Tween 20 was used at 0.01% (w/v). Control leaflets were dipped in distilled water plus surfactant at 0.01% only. Insecticide applications were made when all of the parasitized *B. cockerelli* nymphs were already feeding on the leaflet (approximately 1 h after checking for parasitization). Ten parasitized fourth instars *B. cockerelli* per concentration, insecticide, and development stage of *T. triozae* were used. Six replicates were done per treatment.

The treated tomato leaflets were dried at room temperature in a well-ventilated area (2 h after treatment). Next, each leaflet from each treatment was individually transferred to an insect-free frame box (14 cm x 14 cm x 14 cm) and maintained in the laboratory conditions as described in the “*T. triozae* rearing” Section. Mortality of egg, larva, and pupa of the parasitoid was recorded. The mortality of larva and pupa derived from treated egg, as well as and mortality of pupa derived from treated larva of the parasitoid also were recorded.

The number of adult parasitoids that emerged from the treated nymphs was recorded 14, 11, and 7 d after the insecticide application on egg, larva, and pupa of the parasitoid, respectively, when adult emergence was complete in the controls. After emergence, adults were sexed and sex ratio was calculated. Adult longevity was also recorded. For this, adults derived from each immature treated stage, as well as from each concentration and insecticide was placed in a cylindrical plastic tube (5.5 cm in diameter, 10.5 cm in height) open at both ends. The top of the cylinder was covered with a fine mesh screen to permit air circulation and to prevent escape of the insects. The parasitoids were fed with pure honey (small drops on the cylinder walls) and water ad libitum. Adults were checked each 24 h until death.

2.4. Data analysis

Data of lethal effects (mortality of egg, larva, and pupa of *T. triozae*; as well that of larva and pupa derived from treated egg, and mortality of pupa derived from treated larva) and sublethal effects (adult emergence, sex ratio, and adult longevity) of the parasitoid were subjected to analysis of variance (ANOVA). Previous to analysis, data were transformed to Log₁₀. The analyses were performed using the Fixed Models procedure, with the least significant difference (LSD) multiple range test ($P < 0.05$) to separate means (SAS/STAT version 9.3; SAS Institute, Cary, NC). All data are expressed as the mean \pm standard error (SE).

3. Results

3.1. Lethal effects

The insecticides EPA, imidacloprid, and abamectin caused a significant mortality ($F = 10.49$; $df = 7, 33$; $P = 0.0001$) on the *T. triozae* egg (Table 1). EPA caused the highest mortality (26 to 61%), followed by imidacloprid (1.0 to 12%). For abamectin, mortality (6%) was only assessed in the lower concentration (0.03 mg of a.i./liter) because the other two concentrations of this compound caused 100% of mortality of the nymph host. The mortality caused for the three insecticides bioassayed was significantly different from that observed in the control (0%), with exception of the highest concentration of imidacloprid where mortality was 1% (Table 1).

Larvae derived from *T. triozae* treated egg were significantly ($F = 10.50$; $df = 7, 33$; $P = 0.0001$) affected for imidacloprid and abamectin, but not for EPA (Table 1). Imidacloprid caused mortality between 4 and 25%, while that in the lower concentration of abamectin it was 39%. On the other hand, mortality on pupa of the parasitoid derived from treated egg never exceeded 2% for the three insecticides bioassayed and was not significantly ($F = 0.54$; $df = 7, 33$; $P = 0.54$) different from that observed in the control (Table 1).

The insecticides EPA, imidacloprid, and abamectin affected significantly ($F = 4.24$; $df = 7, 40$; $P = 0.0014$) the larva stage of *T. triozae* (Table 1). Mortality caused by EPA and imidacloprid was very similar; in both insecticides it ranged between 11 and 19%, with exception to the lowest concentration of EPA where mortality was 6%. In the case of abamectin, mortality was $<5\%$ for both 0.03 and 4.5 mg of a.i./liter. The highest concentration of this compound caused 100% of mortality of *B. cockerelli* nymphs. The mortality of *T. triozae* pupae derived from treated larvae was very similar in the insecticides EPA and abamectin ($\leq 2\%$), while in imidacloprid it was $\sim 10\%$ in the three concentrations bioassayed, which were significantly ($F = 3.22$; $df = 8, 40$; $P = .0064$) different from that observed in the control (0%) (Table 1).

EPA did not cause effect on *T. triozae* pupa in any concentration tested. The two concentrations higher of imidacloprid (130 and 260 mg of a.i./liter) caused less than $< 10\%$ of mortality (3.98 ± 1.48 and 8.58 ± 1.48 , respectively for each concentration), while in the lower concentration (3 mg of a.i./liter) it was of 0% (Table 1). In contrast, pupae *T. triozae* treated with abamectin experienced an increase in mortality that appeared dose dependent. The mean percentage of pupa mortality caused by 0.03, 4.5, and 9 mg of a.i./liter of this compound was 5.57 ± 1.48 , 40.35 ± 1.48 , 68.35 ± 1.48 , respectively. With exception of lower concentration of imidacloprid, the mortality caused by other two concentration of this compound, as well all concentrations of abamectin were significantly ($F = 27.28$; $df = 19, 100$; $P = 0.0064$) different from that observed in control (0%) (Table 1).

Table 1. Effects of three insecticides (mean \pm SE) on egg and larvae of *T. triozae* and individuals resulting from these development stage of the parasitoid when the host was treated by dipping.

Treatment	Concentration (mg a.i./liter)	Mortality (%)		
		Treated Egg	Larvae from treated egg	Pupae from treated egg
Control	0	0 \pm 1.48 A	0 \pm 1.52 A	0 \pm 1.46 A
EPA	443	26.20 \pm 1.74C	0 \pm 1.81AD	0 \pm 1.70 A
	810	36.34 \pm 1.74C	0 \pm 1.81AD	0 \pm 1.70 A
	1620	61.53 \pm 1.53C	1.97 \pm 1.58AD	0 \pm 1.51 A
Imidacloprid	3	12.37 \pm 1.48B	3.54 \pm 1.52BD	0 \pm 1.46 A
	130	6.25 \pm 1.48B	7.51 \pm 1.52B	1.46 \pm 1.46A
	260	1.0 \pm 1.48A	24.92 \pm 1.52C	1.46 \pm 1.46A
Abamectin	0.03	5.74 \pm 1.48B	39.46 \pm 1.52C	1.76 \pm 1.46A
	4.5	ND	ND	ND
	9	ND	ND	ND
		Treated Larvae	--	Pupa from treated larvae
Control	0	2.15 \pm 1.48A	---	0 \pm 1.46A
EPA	443	5.57 \pm 1.48AB	---	2.15 \pm 1.46A
	810	19.06 \pm 1.48C	---	2.41 \pm 1.46A
	1620	15.13 \pm 1.48B	--	2.15 \pm 1.46A
Imidacloprid	3	11.22 \pm 1.48B	---	10 \pm 1.46B
	130	19.06 \pm 1.48BC	---	8.18 \pm 1.46B
	260	15.87 \pm 1.48BC	---	9.18 \pm 1.46B
Abamectin	0.03	4.47 \pm 1.48AB	---	2.58 \pm 2.53A
	4.5	0 \pm 1.48A	---	1.46 \pm 1.47A
	9	ND	---	ND

Means within columns followed by the same letter are not significantly different ($P > 0.01$).

ND = Not determined because 100% mortality was observed on fourth instar *B. cockerelli*.

3.2. Sublethal effects

The emergency of *T. triozae* adults derived from eggs, larvae, and pupae was significantly affected ($F = 10.35$; $df = 26, 123$; $P = 0.0001$) when fourth instar *B. cockerelli* parasitized were treated with EPA, imidacloprid, and abamectin (Table 2). The effect on adult emergency appeared to be dose dependent for EPA and imidacloprid when the treated stage was the egg. Adult emergency in EPA and imidacloprid was between 28% and 63% and 62% and 71%, respectively; while in lower concentration of abamectin it was only 9%. All of these emergence percentages were significantly different from that registered in the control (100%) (Table 2).

With respect to adult emergence derived from treated larvae by the three insecticides, it was significantly decreased with respect to the control (Table 2). Adult emergence was very similar in EPA and imidacloprid (range 59 and 80%), while in abamectin it was 71 and 10% for the concentrations of 0.03 and 4.5 mg of a.i./liter, respectively. The *T. triozae* adult emergence derived from treated pupae was very similar in EPA and imidacloprid (~90-100%) (Table 2). For abamectin, the adult emergence was 81, 51, and 21% for the three concentrations bioassayed (0.03, 4.5, and 9 mg of a.i./liter). Only the last two concentrations of this compound were significantly different from the adult emergence observed in the controls (100%).

Table 2. Emergency of *T. triozae* adults (percentage \pm SE) derived from immature stages of egg, larva and pupa when four instar *B. cockerelli* parasitized were treated with three insecticides.

.Treatment	Concentration (mg a.i./L)	Adult emergence/Treated stage		
		Egg	Larva	Pupa
Control	0	100 \pm 1.18Aa	96.53 \pm 1.18Aa	100 \pm 1.18Aa
EPA	443	63.16 \pm 1.27Ba	79.57 \pm 1.18ABa	100 \pm 1.18Aa
	810	50.13 \pm 1.27Ba	60.72 \pm 1.18Ba	100 \pm 1.18Ab
	1620	27.66 \pm 1.20Ca	67.57 \pm 1.18ABb	100 \pm 1.18Ab
Imidacloprid	3	71.13 \pm 1.20Ba	78.23 \pm 1.18ACa	100 \pm 1.18Aa
	130	64.80 \pm 1.18Ba	58.76 \pm 1.18BCa	91.22 \pm 1.18Aa
	260	61.92 \pm 1.18Ba	60.07 \pm 1.18BCa	88.06 \pm 1.18Aa
Abamectin	0.03	9.02 \pm 1.18Da	71.33 \pm 1.18ABb	80.89 \pm 1.18Ab
	4.5	ND	10 \pm 1.52Da	50.85 \pm 1.18Bb
	9	ND	ND	21.16 \pm 1.18B

Means within columns (capital letter) and within lines (lower letters) followed by the same letter are not significantly different ($P>0.01$).

ND = Not determined because the host (fourth instar of *B. cockerelli*) parasitized with eggs and larvae of the parasitoid *T. triozae* was death.

The adult sex ratio was depended from the insecticide concentration and treated stage of the parasitoid (Table 3). The proportion of females was between 55% and 96% in all concentrations of the three insecticides and the three development stages of the parasitoid, with exception of the highest concentration of EPA (1620 mg of a.i./liter) and the lowest concentration of abamectin (0.03 mg of a.i./liter) in which it was 16% and 20%, respectively, in females derived from treated eggs. In these both cases, these values are

significantly different ($F = 1.19$; $df = 25,123$; $P = 0.0072$) from that observed for females derived from larvae and pupae treated.

Table 3. Adult sex ratio (percentage \pm SE) of *T. triozae* derived from eggs, larvae, and pupae when fourth instar *B. cockerelli* parasitized were treated with three insecticides.

Treatment	Concentration (mg i.a./liter)	Sex ratio (% female)/Treated stage		
		Eggs	Larvae	Pupae
Control	0	77 \pm 1.33Aa	84 \pm 1.33Aa	81 \pm 1.33Aa
EPA	443	77 \pm 1.50Aa	74 \pm 1.33Aa	86 \pm 1.33Aa
	810	94 \pm 1.50Aa	62 \pm 1.33Aa	83 \pm 1.33Aa
	1620	16 \pm 1.37Ba	63 \pm 1.33Ab	84 \pm 1.33Ab
Imidacloprid	3	79 \pm 1.33Aa	86 \pm 1.33Aa	55 \pm 1.33Aa
	130	72 \pm 1.33Aa	74 \pm 1.33Aa	82 \pm 1.33Aa
	260	95 \pm 1.33Aa	69 \pm 1.33Aa	55 \pm 1.33Aa
Abamectin	0.03	20 \pm 1.33Ba	91 \pm 1.33Ab	66 \pm 1.33Ab
	4.5	ND	ND	84 \pm 1.33 A
	9	ND	ND	96 \pm 1.33 A

Means within columns (capital letters) and within lines (lower letters) followed by the same letter do not differ significantly ($P > 0.01$).

ND = Not determined because the host (fourth instar of *B. cockerelli*) parasitized with eggs and larvae of the parasitoid *T. triozae* was death.

The longevity of adults derived from eggs, larvae, and pupae was depended from the insecticide concentration and sex (Table 4). Regardless if the treated stage was egg, larva or pupa, in general the longevity of males was between 20 to 33 days. Notable exceptions were seen in concentrations of 443 mg of a.i./liter of EPA (15 days for males from treated

eggs), 260 mg of a.i./liter of imidacloprid (18 days for males from treated pupae), and 4.5 and 9 mg of a.i./liter of abamectin (37 and 17 days, respectively, for males from treated pupae).

The longevity of female derived from treated eggs, larvae, and pupae was between 20 and 42 days in the different concentrations of three insecticides tested (Table 4), with exceptions to female from concentrations of 260 mg of a.i./liter of imidacloprid and 0.03 mg of a.i./liter of abamectin, where longevity of female from treated eggs was 44 and 16 days, respectively.

For each development treated stage of the parasitoid *T. triozae*, no significant differences were observed between the longevity of male and female across all treatments, with exception of adult derived from treated larvae with 810 mg of a.i./liter of EPA ($F = 1.91$; $df = 15,57$; $P = 0.041$) and that from pupae treated with 260 mg of a.i./liter of imidacloprid ($F = 2.24$; $df = 19,72$; $P = 0.0075$), where significant differences were observed between longevity of male and female.

Table 4. Longevity (day \pm SE) of *T. triozae* adults derived from egg, larva, and pupa when four instar *B. cockerelli* parasitized were treated with three insecticides.

Treatment	Concentration (mg i.a./liter)	Adult from treated egg		Adult from treated larva		Adult from treated pupa	
		Male	Female	Male	Female	Male	Female
Control	0	27.28 \pm 1.14ABa	23.43 \pm 1.14Da	32.90 \pm 1.15Aa	41.66 \pm 1.13Aa	32.19 \pm 1.14Aa	34.39 \pm 1.13Aa
EPA	443	15.13 \pm 1.35Aa	24.72 \pm 1.19CDa	27.02 \pm 1.13ABa	31.73 \pm 1.12ABa	25.10 \pm 1.13Aa	21.86 \pm 1.13BCa
	810	ND	42.64 \pm 1.19BA	25.10 \pm 1.15ABa	40.09 \pm 1.12 Ab	24.53 \pm 1.24ABa	30.18 \pm 1.13ACDa
	1620	25.11 \pm 1.19ABa	30.05 \pm 1.14ABDa	27.37 \pm 1.15ABa	31.24 \pm 1.15ABa	22.89 \pm 1.35ABa	23.97 \pm 1.13BCDa
Imidacloprid	3	32.20 \pm 1.14ABa	33.35 \pm 1.13BDa	21.86 \pm 1.33ABa	32.59 \pm 1.12ABa	25.22 \pm 1.14ABa	29.16 \pm 1.13ACa
	130	26.90 \pm 1.24ABa	35.20 \pm 1.13ABa	24.53 \pm 1.15ABa	27.73 \pm 1.12Ba	21.86 \pm 1.35ABa	36.14 \pm 1.13Aa
	260	ND	44.28 \pm 1.13A	26.09 \pm 1.18ABa	30.30 \pm 1.12ABa	18.39 \pm 1.13Ba	32.59 \pm 1.13AGb
Abamectin	0.03	30.18 \pm 1.35ABa	15.84 \pm 1.19Ea	19.79 \pm 1.18Ba	25.59 \pm 1.12Ba	21.36 \pm 1.19ABa	20.17 \pm 1.13Ba
	4.5	--	--	--	--	37.13 \pm 1.24Aa	24.63 \pm 1.13BEa
	9	--	--	--	--	17.36 \pm 1.24Ba	27.15 \pm 1.14ABDa

Means within columns (capital letters) and within lines(lower letters)of each treatment (egg, larva and pupa) followed by the same letter do not differ significantly ($P > 0.01$).

ND = No determined because males death between the days 5 and 7 after emergence. Before of the 13 days of bioassay.

-- Death of the host (fourth instar)*B. cockerelli* that contained eggs or larvae of the parasitoid *T. triozae*.

4. Discussion

The most of studies regarding with toxicity and compatibility between parasitoids and pesticides have been realized either by contact (residual and topical application) or ingestion treatments and only mortality has been analyzed. However, when considering the role of the parasitoids in pest control, acute mortality should not be the only parameter to consider as endpoint when harmful effects of pesticides on beneficial organisms are evaluated (Schneider *et al.* 2008).

Tamarixia triozae is the most important parasitoid of *B. cockerelli* in potato, tomato (Liu *et al.* 2012), and pepper (Bravo and López 2007) crops. It is an ectoparasitoid and as such all its immature developmental stages as well as adult can be subjected to insecticides treatments realized for controlling *B. cockerelli*, its principal host. Little information is available about the effects of pesticides on the parasitoid *T. triozae*. To the best of our knowledge, there are only four studies that have been reported evaluations made on the toxicity of several insecticides on this parasitoid, but these have been realized only on the adult (Liu *et al.* 2012, Luna 2014, Martínez *et al.* 2015) and pupa (Luna *et al.* 2011, Martínez *et al.* 2015) stages. In contrast, we here have analyzed both the lethal and sublethal effects of EPA, imidacloprid, and abamectin against the three immature stages (egg, larvae, and pupa) of *T. triozae*, which are the most protected stages.

In general, it has been reported that in parasitoids the later stages of development are less affected than parasitoids treated at the early stages (Stansly and Liu 1997, Carvalho *et al.* 2003, Sohrabi *et al.* 2012). In accordance, we recorded a stronger effect of EPA, imidacloprid, and abamectin on egg than larval stage, with exception to imidacloprid that caused more mortality on larvae than on eggs. Pupal stages seem to be of low sensitivity to EPA and imidacloprid with mortalities of $\leq 10\%$; but the two concentrations higher of abamectin (4.5, and 9 mg of a.i./liter) caused 40% and 68% of mortality, respectively. In addition, a significant mortality was caused by the three concentrations of imidacloprid on hatching larvae from treated eggs as well as on pupae derived from treated larva stage. The lowest concentration of abamectin (0.03 mg of a.i./liter) only caused a significant mortality on hatching larvae from treated eggs but not on pupae derived neither from this immature treated stage nor on pupae derived from treated larvae.

Our results are consistent with other studies in which has been observed that the susceptibility of the parasitoids is depending on its developmental stage. At this regard, the oil insecticides Margosan-O (an mixture of 2.5 g/liter azadirachtin + 10% neem oil) and Sunspray (a mineral oil) caused more mortality on the egg stage (82% and 98%, respectively) than on larval stage (28% and 84% on young larva, respectively, and 12% and 55%, respectively, on old larva) of the parasitoid *Encarsia pergandiella* (Howard) (Hymenoptera: Aphelinidae) when nymphs of second and third instar *Bemisia argentifolli* Bellows and Perring (Homoptera: Aleyrodidae) were treated by leaf dipping (Stansly and Liu 1997). Similarly, mortality caused by abamectin and imidacloprid on the parasitoid *Trichogramma pretiosum* Riley (Hymenoptera: Braconidae) was higher when treated in the preimaginal stage of “egg-larva” (51% and 32% for abamectin and imidacloprid, respectively) than when treated as prepupal stage (30% for both insecticides).

In contrast with our study, where the pupal stage was the less susceptible to EPA, imidacloprid, and abamectin; there are some studies in which have been reported a high mortality in this stage. Margosan-O and Sunspray oil caused a mortality of 49% and 99%, respectively, on *E. pergandiella* pupa when nymphs of its host *B. argentifolii* were treated with these compounds (Stansly and Liu 1997). Similarly, a $\approx 50\%$ of mortality was observed on larvae of *Aphidius colemani* (Viereck) (Hymenoptera: Aphidiidae) and pupae of *Encarsia formosa* (Gahan) (Hymenoptera: Aphelinidae) when mummies of their host *Myzus persicae* (Zulzer) (Homoptera: Aphididae) (Tremblay *et al.* 2008) and *T. vaporariorum* (Araya *et al.* 2006), respectively, were treated both with the saponified olive-neem oil (1.5:10) and the mineral oil Citroliv® (1,425 mg AI/liter). In the case of pupa of *T. triozae*, imidacloprid caused low mortality (range from 0 to 8.6%). In contrast, Luna-Cruz *et al.* (2011), reported a mortality of 100% of pupa of this parasitoid treated by leaf dipping at a concentration of 0.1.0 liter/ha, respectively.

On the other hand, other parasitoids species treated in their pupal stage by imidacloprid showed variable results. This compound caused between 20% and 90% of mortality on pupae of the aphelinids *E. mundus*, *E. inaron*, *E. formosa*, and *Eretmocerus eremicus* (Rose and Zolnerowich) (Sohrabi *et al.* 2012, 2013, Sugiyama and Katayama 2011, Araya *et al.* 2006). In contrast, Zuazúa *et al.* (2003) reported a low mortality (6%) on pupa of *Aphidius ervi* (Haliday) (Hymenoptera: Aphidiidae), which is similar to our results

where the mortality caused in three concentrations of this compound on *T. triozae* pupae was less than 10%. In the case of the study of Zuazúa *et al.* (2003), it is clear that the minimal effect of the compound was due to *A. ervi* is an endoparasitoid and as such the mummy of its host can serve as a barrier to avoid that insecticide reached the parasitoid pupa. In our case, *T. triozae* is an ectoparasitoid, however, before pupating last larval instar use the exoskeleton remaining of the host body for building a chamber pupal sealing with a glue substance the side of the body host and the leaf, which also serves as a protective barrier.

Regarding the adverse effects of EPA, imidacloprid, and abamectin on preimaginal stages of *T. triozae*, it is important to point out that parasitized host nymphs were completely drenched with the insecticide solution. Consequently, the nymph received a large amount of the insecticides. Therefore, all acute toxicity results obtained in the present study could be associated with the following four factors. First, insecticides can cause immediate host death once the host nymph body enters in contact with the pesticides. In the presence of EPA, the host can die by drowning, suffocation or lack of food after the liquid has infiltrated the trachea and peritremes and the cell membrane function has been disrupted by the pesticide (Bográn *et al.* 2014). The systemic activity of imidacloprid (Zhang *et al.* 2000) and the abamectin translaminar movement into the leaves (Beers *et al.* 1997) may also contribute to the host death (Luna *et al.* 2011; Mahdavi and Saber 2011; Shorabi *et al.* 2013). Second, after treatment, the pesticides are deposited between the underside of the nymph and the leaf surface, which is the preferred location of immature stages of egg, larva, and pupa of *T. triozae*. Consequently, parasitoid mortality could be occurred through direct contact with the pesticide (Kumar *et al.* 2008). Third, the pesticides can also cause indirect parasitoid juvenile mortality, if they are developing outside the host and feeds on the contaminated individuals (Mahdavi and Saber 2011, Kumar *et al.* 2008). Accordingly, we observed that the *T. triozae* eggs larvae were coated with the EPA solution and exhibited clear symptoms of dehydration, while that larvae treated with imidacloprid and abamectin showed tremors and paralysis. Fourth, the mortality caused by imidacloprid and abamectin on larvae derived from treated eggs probably reflects that hatching larvae can be contaminated by these compounds as they chew their way out of the egg via the mouthparts or by contact with the treated surface (Stephanie *et al.* 2008).

The present study identified that *T. triozae* adult emergence was significantly shortened by EPA, imidacloprid, and abamectin depending on timing of application, but not generalized pattern were detected. Imidacloprid caused a decline in *T. triozae* adult emergence that appeared to be dose dependent when individuals were from egg, larvae, and pupae stages; while EPA did it on individuals from egg and abamectin on individuals from pupal stage. This variability in adult emergence also has been seen on other species of parasitoids. Sunspray and Margosan-O caused 1.6, 15.5, and 0.5%; and 18, 88, and 50%, respectively, of adult emergence of the parasitoid *E. pergandiella* derived from egg, larval, and pupae stage, respectively (Stansly and Liu 1997). Imidacloprid caused ~65% of adult emergence of *T. chilonis* derived from eggs when applied on *S. cerealella* egg parasitized (Hussain *et al.* 2010, 2012). In contrast, Kumar *et al.* (2008) and Hussain *et al.* (2010) reported $\leq 1.5\%$ of adult emergence for *E. warrae* and *T. chilonis* adults derived from egg treated by abamectin (Hussain *et al.* 2010).

Ferrari (2010), showed an emergence between 35% and 41% for *T. radiata* adults when fifth instar *Diaphorina citri* Kuwayama (Hemiptera: Psyllidae) parasitized with pupae were treated with the recommended doses of 0.32, 1.8, and 3.2 ppm of abamectin.

Similar to our study, the adult emergence of the endo-ectoparasitoid *E. warrae* was reduced by 50% for imidacloprid and by 100% for abamectin when mummies of *B. tabaci* were treated with the compounds (Kumar *et al.* 2008). An adult emergence of 48% for *E. mundus* (Sohrabi *et al.* 2013) and 15% for *E. inaron* (Sohrabi *et al.* 2012) also was registered after application of imidacloprid on pupae. Sugiyama and Katayama (2011) indicated an emergence of the 10%, 47%, and 39%, for *E. mundus*, *E. formosa*, and *E. eremicus*, respectively. The differences observed between these studies and ours are probably due to many factors: the insecticide formulation and concentration, the host-parasitoid complex, stage and behavior of the parasitoid (endo- or ectoparasitoid) tested, as well as the application method used. In addition, the affording of protection by the host body from insecticides has also been reported. In whiteflies and *Myzus persicae* nymphs, the parasitoids *E. eremicus* (Javed and Matthews 2002) and *A. colemani* (Tremblay *et al.* 2008) appeared to be safe from the action of a number of insecticides.

When interpreting data on emergence rates from insecticide-treated host, it is also important to consider the fitness of parasitoids that emerge (Smilanick *et al.* 1996). In the

current study, sex ratio and adult longevity was assessed, how sublethal effects imparted by the insecticides. It was observed a higher proportion of females when the parasitoid *T. triozae* was treated as eggs, larvae, and pupae, similar to that observed in the controls, with exception to the highest concentration of EPA and the lower concentration of abamectin, where the proportion of males was more elevated than the females. Pesticides have been reported to alter the sex ratio of beneficial insects (Desneux *et al.* 2007), however, very few studies have documented potential mechanisms of sex ratio alterations. At this regard, imidacloprid had a significant effect on the progeny sex ratio whereby the ratio shifted to an excess of male of *E. inaron* (Sohrabi *et al.* 2012) , *T. pretiosum* (Carvalho *et al.* 2003), *H. hebetor* (Rafiee *et al.* 2012),and *A. ervi* (Zuazúa *et al.* 2003) treated either as larvae or pupae. The number of females of *A. colemani* was also decreased following saponified olive and neem oils (1.5:10) treatment as pupae (Tremblay *et al.* 2008).In change pupae of *T. radiata* exposed to the insecticide abamectin caused more emergency female than male (Ferrari 2010).The effect of more production of male than female reported by these authors can be related to arrhenotoky (i.e. *E. inaron*), with male resulting from unfertilized eggs. *Tamarixia triozae* also have arrhenotoky reproduction; however, here a high tendency toward females was observed. The reason for these findings remains unclear; therefore, it merit further study.

Here was observed that longevity of *T. triozae* adults was affected according to the concentration of the insecticide, as well as the timing of application and sex. In general, the longevity was slighter, but significantly, shortened in female than in males when the treatments of EPA, imidacloprid, and abamectin were made at egg, larval, and pupal stages. This suggests that females are more susceptible to these insecticides than males. In others studies, the longevity of females of *E. mundus* adults derived from larvae and pupae treated with imidacloprid was similar (3 and 4 d, respectively) (Sohrabi *et al.* 2013), but different in *E. inaron* (13 and 6 d, respectively) (Sohrabi *et al.* 2012). Rafiee *et al.* (2012) reported 24 d for *H. hebetor* females emerged from the pupa treated by field recommended doses (290, 125 and 83 ppm) of imidacloprid. Kumar *et al.* (2008) recorded between 1 and 3 d for female and male from eggs, larvae, and pupae treated with 2 ml of a.i./liter abamectin. The effects observed in our study probably reflects that emergence adult can be contaminated by the compounds as they chew their way out of the host body via the mouthparts or by

contact with the treated surface. It is important to point out that the effects on *T. triozae* longevity reported here may be underestimated because the test insects were removed from the toxic environment in order to measure biological attributes of parasitism and host feeding (data no showed).

In conclusion, this study report by first time a more complete screening on lethal and sublethal effects of EPA, imidacloprid, and abamectin on the parasitoid *T. triozae* when treatments were at egg, larval, and pupal stages (the most protected). Our results demonstrated that these compounds are not as selective to natural enemies as initially though. The impact of some of our experimental treatment on *T. triozae* varied with chemistry on mode of action on primarily acute toxicity and sublethal effects such as sex ratio and longevity. We recommended that the use of EPA, imidacloprid, and abamectin, in combination with this parasitoid, maybe realized when it is found in the pupal stage because in this development stage suffer less detrimental effects. For this, a monitoring of the pest, together the parasitoid, is needed. In Mexico, the use of *T. triozae* is incipient under greenhouse conditions within an IMP of *B. cockerelli* in an augmentative strategy. In addition, and as stated by Rojas *et al.* (2015), it could be used as a biological control agent on crops such as peppers, where the transmission of diseases by the psyllid is less important than it is on potato and tomato.

Acknowledgments

Sinue Isabel Morales received a premaster fellowship from Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología-Mexico. This work was financially supported by the Coordinacion de la Investigacion Cientifica, Universidad Michoacana de San Nicolas de Hidalgo.

5. References

- Abdullah, N. M. M. 2008. **Life history of the potato psyllid *Bactericera cockerelli* (Homoptera: Psyllidae) in controlled environment agriculture in Arizona.** *African Journal of Agricultural Research*.3: 060-067.
- Ananiev, D. E., K. Ananieva, G. Abdulova, N. Christova, E. Videnova. 2002. **Effects of abamectin on protein and RNA synthesis in primary leaves of *Cucurbita pepo* L. (Zucchini).** *Bulgarian Journal Plant Physiology*. 28: 85-91.
- Araya, J. E., P. Estay, M. H. Araya, 2006. **Short communication Toxicity of abamectin, acetamiprid and imidacloprid, mineral oil and an industrial detergent with respect to *Encarsia formosa* (Gahan) parasitizing *Trialeurodes vaporariorum* (Westwood) nymphs.** *Spanish Journal Agriculture Research*. 4: 86-90.
- Beers, E. H., A. Andersen, R. D. Brown. 1997. **Absorption and translaminar activity of abamectin in apple and pear foliage as determined by spider mite (Acari: Tetranychidae) mortality.** *Journal Economic Entomology* 90: 566-573.
- Bográn, C. E., S. Ludwig, B. Metz. 2014. **Using Oils as Pesticides.** Department of Entomology Texas A&M University System, Agrilife Extension. Available <http://Agrilifebookstore.org> (Access January 2015)
- Bostanian, N., M. Akalach. 2004. **The contact toxicity of indoxacarb and five other insecticides to *Orius insidiosus* (Hemiptera: Anthocoridae) and *Aphidius colemani* (Hymenoptera: Braconidae), beneficial used in the greenhouse industry.** *Pest Managet Science*. 60: 1231-1236.
- Bravo, M. E., L. P. López. 2007. **Principales plagas del chile de agua en los valles centrales de Oaxaca.** *Agroproduce*. Available in <http://www.oeidrus-oaxaca.gob.mx/produce/abril07/contenido.pdf>. (Access January 2015)
- Bujanos, M. R., T. J. A. Garzón, J. A. Marín. 2005. **Manejo integrado del pulgón saltador *Bactericera* (=Paratrioza) *cockerelli* (Sulc.) (Hemiptera: Triozidae) en los cultivos de solanáceas en México.** pp. 93-98. *En: Segunda Convención Mundial del Chile*, 14-16 Agosto, Zacatecas, Mexico.
- Carvalho, G. A., J- R. P. Postali, G. C. De Baptista. 1999. **Effects of foliar applied insecticides on two strains of *Trichogramma pretiosum* riley, 1879 (hymenoptera: Trichogrammatidae) under greenhouse.** *Ciência e Agrotecnologia*.4: 770-775.

- Caudillo, R. K. B. 2010. **Descripción morfológica, biología y susceptibilidad de *Tamarixia triozae* (Burks) (Hymenoptera: Eulophidae), parasitoide de *Bactericera cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Triozidae), a diferentes insecticidas.** Tesis de Maestría. Instituto de Investigaciones Agropecuarias y Forestales. Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo. Morelia, Michoacán, México.
- Cresswell, J. E. 2010. **A meta-analysis of experiments testing the effects of a neonicotinoid insecticide (imidacloprid) on honey bees.** *Ecotoxicology*.20: 149-157.
- Desneux, N., A. Decourtye, J. M. Delpuech. 2007. **The sublethal effects of pesticides on beneficial arthropods.** *Annual Review Entomology*. 52: 81-106.
- Ferrari, B. M. 2009. **Efeitos letais e subletais de insecticidas sobre *Tamarixia radiata* (Waterston, 1922) (Hymenoptera: Eulophidae).** Tesis de Mestre. Universidad de Sao Paulo. Escola Superior de Agricultura “Luiz de Queiroz” Sao Paulo, Brasil.
- Gharalari, A. H., Nansen, C., Lawson, D. S., Gilley, J., Munyaneza, J. E., Vaughn, K. 2009. **Knockdown mortality, repellency, and residual effects of insecticides for control of adult *Bactericera cockerelli* (Hemiptera: Psyllidae).** *Journal Economic Entomology*. 102: 1032-1038.
- Gutiérrez-Ibañez, A. T., P. J. R: Sánchez, C. A. Laguna, L. J. F. Ramírez, G. O. G. Alvarado. 2013. **Detection of *Ca Liberibacter solanacearum* and phytoplasma in potato crop (*Solanum tuberosum* L.) in Toluca Valley.** *Revista Colombiana de Biotecnología*. 1: 145-149.
- Hansen, A. K., J. T. Trumbley, R. Stouthamer, T. D. Paine. 2008. **A new Huanglongbing, “*Candidatus Liberibacter psyllauros*,” found to infect tomato and potato, is vectored by the psyllid *Bactericera cockerelli* (Sulc).** *Applied Environmental Microbiology*. 74:5862-5865.
- Helmy, E. I., F. A. Kwaiz, O. M. N. El-Sahn. 2012. **The usage of mineral oils to control insects.** *Egyptian Academic Journal of Biological Science*. 5: 167-174.
- Hopper, K. R. 2003. **United States Department of Agriculture-Agricultural Research Service research on biological control of arthropods.** *Pest Managet Science*. 59: 643-653.

- Hussain, D., M. Akram, Z. Iqbal, A. Ali, M. Saleem. 2010. **Effect of some insecticides on *Trichogramma chilonis* (Ishii). (Trichogrammatidae: Hymenoptera) immature and adult survival.** *Journal Agriculture Research*. 4:531-537.
- Hussain, D., A. Ail, M. Mushtaq-Ul-Hassan, S. Ail, M. Saleem, S. Nadeem. 2012. **Evaluation of toxicity of some new insecticides against egg parasitoid *Trichogramma chilonis* (Ishii) (Hymenoptera: Trichogrammatidae).** *Journal Zoology*. 4:1123-1127.
- Javed, M. A., G. A. Matthews. 2002. **Bioresidual and integrated pest management status of a biorational agent and a novel insecticide against whitefly and its key parasitoids.** *International Journal of Pest Management*. 1: 13-17.
- Kumar, P., M. Whitten, G. Thoeming, C. Borgemeister, H. M. Poehling. 2008. **Effects of bio-pesticides on *Eretmocerus warrae* (Hymenoptera: Aphelinidae), a parasitoid of *Bemisia tabaci* (Homoptera: Aleyrodidae).** *Journal Applied Entomology*. 132: 605-613.
- Lasota, J. A., R. A. Dybas. 1991. **Avermectins a novel class of compounds. implications for use in arthropods pest control.** *Annual Review of Entomology*. 36: 91-117.
- Lee, K., S. J. Chung, G. Chung. 2005. **Effectiveness of bionatrol on control of two spotted spider mites (*Tetranychus urticae*), aphids (*Aphis gossypii*), and whiteflies (*Trialeurodes vaporariorum*) on greenhouse grown English cucumber (*Cucumis ssp. Kasa*).** *Journal Korean Society Horticultural Science*. 46: 241-245.
- Liefting, L. W., P. W. Southerland, L. I. Ward, K. L. Paice, B. S. Weir, G. R. G. Clover. 2009. **A new "*Candidatus Liberibacter*" species associated with diseases of solanaceous crops.** *Plant Disease*. 93: 208-214.
- Lin, H., H. Doddapaneni, J. E. Munyaneza, E. L. Civerolo, V. G. Sengoda, J. L. Buchman, 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).** *Journal Plant Pathology*. 91: 215-219.

- Liu, F., S. W. Bao, Y. Song, H. Y. Lu, J. X. Xu. 2010. **Effects of imidacloprid on the orientation behavior and parasitizing capacity of *Anagrus nilaparvata*, an egg parasitoid of *Nilaparvata lugens*.** *BioControl*. 55: 473-483.
- Liu, T. X., Y. M. Zhang, L. N. Peng, P. Rojas, J. T. Trumble. 2012. **Risk assessment of selected insecticides on *Tamarixia triozae* (Hymenoptera: Eulophidae), a parasitoid of *Bactericera cockerelli* (Hemiptera: Triozidae).** *Journal Economic Entomology*.105: 490-496.
- Lomelí-Flores, J. R., P. R. Bueno. 2002. **Nuevo registro de *Tamarixia triozae* (Burks) parasitoide del psílido del tomate *Paratrioza cockerelli* (Sulc) (Homoptera: Psyllidae) en México.** *Folia Entomológica Mexicana*. 41: 375-376.
- Luna-Cruz, C. 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.
- Luna, C. A. 2014. **Toxicidad y residualidad de insecticidas sobre *Tamarixia triozae* (Burks) (Hymenoptera: Eulophidae) parasitoide de *Bactericera cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Triozidae).** Tesis de Doctorado en Ciencias. Colegio de Postgraduados. Montecillo, Texcoco, Estado de México.
- Mahdavi, V., M. Sabe, D. H. Rafiee, A. Mehrvar, 2011. **Comparative study of the population level effects of carbaryl and abamectin on larval ectoparasitoid *Habrobracon hebetor* Say (Hymenoptera: Braconidae).** *BioControl*. 56: 823-830.
- Martínez, A. M., K. B. Caudillo, S. I. Morales, J. I. Figueroa, J. M. Chavarrieta, O. D. R. Bujanos, B. Gómez, E. Viñuela, S. Pineda. 2015. **Behavior of *Tamarixia triozae* females (Hymenoptera: Triozidae) and effects of pesticides on this parasitoid.** *Environmental Entomology*.DOI: 10.1093/ee/nvu015.
- Medina, M. P., A. Adan, P. Del Estal, F. Budia, E. Viñuela. 2008. **Integración del control biológico con otros métodos de control, pp. 469-476.** *In* (J. Jacas and A. Urbaneja [eds.], **Control biológico de plagas agrícolas.** Phytoma España S.L., Valencia, España.

- Morales, A. S. I., A. M. Martínez, J. I. Figueroa, A. M. H. Espino, M. Y. Chavarrieta, R. R. Ortíz, Ch. L. E. Rodríguez, S. Pineda. 2013. **Parámetros de vida del parasitoide sinovigénico *Tamarixia triozae* (Hymenoptera: Eulophidae).** *Revista Colombiana de Entomología*.39:243-249.
- Munyaneza, J. E., J. M. Crosslin, E. J.Upton. 2007. **Association of *Bactericera cockerelli* (Homoptera: Psyllidae) with "Zebra Chip", a new potato disease in Southwestern United States and Mexico.** *Journal Economic Entomology*. 100: 656-663.
- Nachappa, P., Levy, J. Pierson, E. C. Tamborindeguy. 2014. **Correlation between “*Candidatus Liberibacter solanacearum*” infection levels and fecundity in its vector.** *Journal of Invertebrate Pathology*. 115: 55-61.
- Rafiee, D. H., M. Hassan pour, G. G. Nouri, A. Golizadeh, S. Sarmadi, 2012.**Sublethal effects of indoxacarb, imidacloprid and deltamethrin on life table parameters of *Habrobracon hebetor* (Hymenoptera: Braconidae) in pupae stage treatment.** *Journal Crop Protection*. 1: 221-228.
- Rojas, R. P., E. Rodríguez-Leyva, J. R. Lomeli-Flores, L. Tong-Xian. 2015.**Biology and life History of *Tamarixia triozae*, a parasitoid of the potato psyllid *Bactericera cockerelli*.** *BioControl*. DOI 10.1007/s10526-014-9625-4.
- Rubio-Covarrubias, O. A., I. H. Almeyda-León, M. A. Cadena-Hinojosa, R. Lobato-Sánchez.2011. **Relation between *Bactericera cockerelli* and presence of *Candidatus liberibacter psyllae* in commercial fields of potato.** *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*. 2: 17-28.
- Schneider, M.I., G. Smagghe, S. Pineda, E. Viñuela. 2008. **The ecological impact of four IGR insecticides in adults of *Hyposoter didymator* (Hym., Ichneumonidae). Pharmacokinetics approach.** *Ecotoxicology*. 17: 181-188.
- Smilanick, J. M., F. G. Zalom, L. E. Ehler. 1996. **Effects of metamidophos residue on the pentatomid egg parasitoids *Trissolcus basalis* and *T. utahensis* (Hym.: Scelionidae).** *BioControl*. 6: 193-201.
- Sohrabi, F., P. Shishehbor, M. Saber, M. M. Said, 2012. **Lethal and sublethal effects of buprofezin and imidacloprid on the whitefly parasitoid *Encarsia inaron* (Hymenoptera: Aphelinidae).** *Crop Protection*. 32: 83-89.

- Sohrabi, F., P. Shishehbor, M. Saber, M. M. Said. 2013. **Lethal and sublethal effects of buprofezin and imidacloprid on the sweet potato whitefly parasitoid *Eretmocerus mundus* (Hymenoptera: Aphelinidae).** *Crop Protection*. 45: 98-103.
- Stansly P. A., T. X. Liu. 1997. **Selectivity of insecticides to *Encarsia pergandiella* (Hymenoptera: Aphelinidae), an endoparasitoid of *Bemisia argentifolii* (Hemiptera: Aleyrodidae).** *Bulletin of Entomological Research*. 87: 525-531.
- Stark, J. D., R. Vargas, J. E. Banks. 2007. **Incorporating ecologically relevant measures of pesticide effect for estimating the compatibility of pesticides and biocontrol agents.** *Journal Economic Entomology*. 100: 1027-1032.
- Stephanie, M. R., E. E. C. Grafton, G. J. Morse. **Effects of two insect growth regulators and a neonicotinoid on various life stage of *Aphytis melinus* (Hymenoptera: Aphelinidae).** *BioControl*. 53: 579-587.
- Sugiyama, K., H. Katayama, T. Salto, 2011. **Effect of insecticides on the mortalities of three whitefly parasitoid species, *Eretmocerus mundus*, *Eretmocerus eremicus* and *Encarsia formosa* (Hymenoptera: Aphelinidae).** *Applied Entomology Zoology*.46: 311-317.
- Tremblay, E., A. Bélanger, M. Brosseau, G. Boivin. 2008. **Toxicity and sublethal effects of an insecticidal soap on *Aphidius colemani* (Hymenoptera: Braconidae).** *Pest Managet Science*. 64: 249-54.
- Zhang, A., H. Kayser, P. Maienfisch, J. F. Casida. 2000. **Insect acetylcholine receptor: Conserved neonicotinoid specificity of (3H) imidacloprid binding site.** *Journal Neurochemical Research*.75: 1294-1303.
- Zuazúa, F., J. E. Araya, M. A. Guerrero. 2003. **Efectos letales de insecticidas sobre *Aphidius servi* Haliday (Hymenoptera: Aphidiidae), parasitoide de *Acyrtosiphon pisum* (Harris) (Homoptera: Aphididae).** *Boletín de Sanidad Vegetal Plagas*. 29: 299-307.