



UNIVERSIDAD MICHOACANA DE SAN NICOLAS DE HIDALGO
Coordinación de Estudios de Posgrado

Programa de Maestría Institucional en Ciencias Biológicas

Instituto de Investigaciones Agropecuarias y Forestales

DESCRIPCIÓN MORFOLÓGICA, BIOLOGÍA Y SUSCEPTIBILIDAD DE
***Tamarixia triozae* (Burks) (Hymenoptera: Eulophidae), PARASITOIDE DE**
***Bactericera cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Triozidae), A DIFERENTES**
INSECTICIDAS

Tesis

Que para obtener el grado de académico de:

MAESTRA EN CIENCIAS BIOLÓGICAS

Presenta:

Ing. Kiela Briseida Caudillo Ruiz

Director de Tesis:

Dr. Samuel Pineda Guillermo

Morelia, Michoacán, México. Agosto de 2010.



INSTITUTO DE
INVESTIGACIONES
AGROPECUARIAS
Y FORESTALES

DEDICTORIA

Dedico con todo mi corazón, el esfuerzo empeñado en este trabajo a las personas más importantes de mi vida...mi familia:

Leonardito, gotita de inspiración y motivo, creador de fuerza inimaginable, mi amor infinito

Mami, mujer recia y dulce, gracias por estar siempre aquí

Mis queridas hermanas, Manuela, Dora, Olimpia y Edel, cuatro hermosas flores del campo, diferentes colores y diferentes olores, que miran siempre al sol como los girasoles.

A., R.R. por que me has llenado de preciosos paisajes, motivación, poesía, atención y dulzura

AGRADECIMIENTOS

Este trabajo fue financiado por la Coordinación de la Investigación Científica de la Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo a través del proyecto “Parámetros de vida del enrollador de hojas de zarzamora, *Argyrotaenia montezumae* (Lepidoptera: Tortricidae) e identificación de su parasitoide *Colpoclypeus* sp.”

Gracias al Concejo Nacional de Ciencia y Tecnología por haberme apoyado económicamente con la beca de registro: 215550

Agradezco a mi Director de Tesis el Dr. Samuel Pineda Guillermo, por su paciencia y dedicación.

Gracias a mis asesores, Dra. Ana Mabel Martínez Castillo, Dr. Isaac Figueroa de la Rosa, Dr. Ovidio Díaz Gómez y Dr. Rafael Bujanos Muñiz por sus buenos consejos.

Gracias al Dr. José Refugio Lomelí Flores por su participación en este proyecto con la identificación de la especie estudiada, así como también por su siempre amable atención.

Gracias al Dr. Benjamín Gómez (Facultad de Medicina Veterinaria Y Zootecnia, Universidad Michoacana de San Nicolás) de Hidalgo por el apoyo en el análisis de datos.

Gracias a Biol. Antonio Marín, por su instrucción, motivación, apoyo y amistad.

Gracias al Comité Estatal de Sanidad Vegetal de Guanajuato, especialmente a Ing. Eduardo Rangel e Ing. Ilusión Pérez, por su apoyo en el desarrollo de este trabajo.

Gracias amigo Juan Pablo, por brindarme tu amistad y consejos durante este camino que recorrimos juntos.

Gracias a mis amigas, Carito y Clau, porque nos reímos mucho!! y siempre nos estamos apoyando.

Gracias a Liliana por su buena actitud con los alumnos, tratando siempre de agilizar los tramites.



UNIVERSIDAD MICHOACANA DE SAN NICOLÁS DE HIDALGO
DIVISIÓN DE ESTUDIOS DE POSGRADO
Programa Institucional de Maestría en Ciencias Biológicas

DR. HÉCTOR EDUARDO MARTÍNEZ FLORES
COORDINADOR GENERAL DEL PROGRAMA INSTITUCIONAL DE
MAESTRÍA EN CIENCIAS BIOLÓGICAS
P R E S E N T E

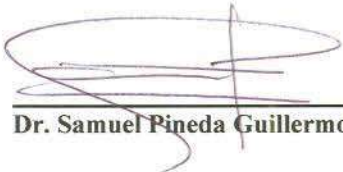
Por este conducto nos permitimos comunicarle que después de haber revisado el manuscrito final de la Tesis Titulada: “DESCRIPCIÓN MORFOLÓGICA, BIOLOGÍA Y SUSCEPTIBILIDAD DE *Tamarixia triozae* (Burks) (Hymenoptera:Eulophidae), PARASITOIDE DE *Bactericera cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Triozidae), A DIFERENTES INSECTICIDAS” presentado por la ING. KIELA BRISEIDA CAUDILLO RUIZ, consideramos que reúne los requisitos suficientes para ser publicado y defendido en Examen de Grado de Maestra en Ciencias.

Sin otro particular por el momento, reiteramos a usted un cordial saludo.

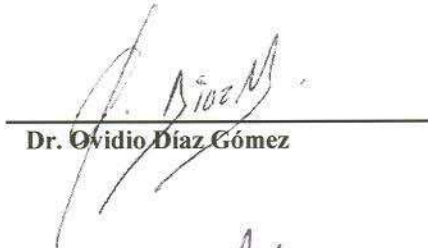
A T E N T A M E N T E

Morelia, Michoacán, a 04 de agosto de 2010

MIEMBROS DE LA COMISIÓN REVISORA



Dr. Samuel Pineda Guillermo



Dr. Ovidio Díaz Gómez



Dra. Ana Mabel Martínez Castillo



Dr. José Isaac Figueroa de la Rosa



Dr. Rafael Bujanos Muñoz

CONTENIDO

INDICE DE CUADROS.....	1
INDICE DE FIGURAS.....	2
I. RESUMEN GENERAL.....	3
II. ABSTRACT.....	4
III. INTRODUCCIÓN GENERAL.....	5
IV. ANTECEDENTES.....	6
4.1. Situación actual de los cultivos de solanáceas en México.....	6
4.2. Clasificación de <i>Bactericera cockerelli</i>	6
4.2.1. Ciclo biológico de <i>Bactericera cockerelli</i>	7
4.2.2. Descripción morfológica de los diferentes estadios de <i>Bactericera cockerelli</i>	8
4.2.3. Plantas hospederas de <i>Bactericera cockerelli</i>	11
4.2.4. Daños causados por <i>Bactericera cockerelli</i>	12
4.2.5. Control químico de <i>Bactericera cockerelli</i>	13
4.2.6. Control biológico de <i>Bactericera cockerelli</i>	15
4.3. <i>Tamarixia triozae</i> (Burks) parasitoide de <i>B. cockerelli</i>	16
4.3.1. Clasificación de <i>Tamarixia triozae</i> Burks.....	16
4.3.2. Huéspedes de <i>Tamarixia triozae</i>	17
4.3.3. Efecto de los insecticidas químicos sobre los parasitoides.....	17
V. JUSTIFICACIÓN.....	19
VI. HIPÓTESIS.....	20

VII. OBJETIVOS.....	21
7.1. Objetivo general.....	21
7.2. Objetivos Específicos.....	21
VIII. MATERIALES Y MÉTODOS.....	22
8.1. Colecta de especímenes para el establecimiento de las crías de <i>B. cockerelli</i> y su parasitoide <i>Tamarixia</i> sp.....	22
8.2. Cría de <i>Bactericera cockerelli</i>	22
8.3. Cría de <i>Tamarixia</i> sp.	23
8.4. Identificación de <i>Tamarixia</i> sp.....	23
8.5. Descripción morfológica de los diferentes estados de vida y comportamiento de parasitismo de <i>Tamarixia</i> sp. sobre <i>B. cockerelli</i>	24
8.6. Efecto de diferentes insecticidas sobre los estados de adulto, huevecillo, larva y pupa de <i>Tamarixia triozae</i>	25
8.7. Análisis de datos	28
IX. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	29
9.1. Identificación de <i>Tamarixia</i> sp.	29
9.2. Descripción morfológica de los estados de vida y comportamiento de parasitismo de <i>Tamarixia triozae</i> sobre <i>B. cockerelli</i>	29
9.3. Efecto de los insecticidas abamectina, imidacloprid y sales potásicas de ácidos grasos sobre los estados de adulto, huevecillo, larva y pupa de <i>T. triozae</i>	36
X. CONCLUSIONES.....	42
XI. LITERATURA CITADA.....	43

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1	Extracto del cuadro básico de recomendación de insecticidas para el control químico de insectos vectores de enfermedades virales y fitoplasmas del chile en México.....	14
Cuadro 2	Extracto del cuadro de Susceptibilidad de ninfas de cuarto estadio de una población de <i>B. cockerelli</i> de Celaya, Guanajuato a diferentes insecticidas, mediante el método residual en hojas de chile.	26
Cuadro 3	Insecticidas utilizados para determinar el efecto sobre adultos de <i>Tamarixia triozae</i>	27
Cuadro 4	Comparación de comportamiento de <i>Tamarixia triozae</i> con otras especies que parasitan psílidos.	35
Cuadro 5	Porcentaje de mortalidad de adultos de <i>Tamarixia triozae</i> tratados con insecticidas de diferente modo de acción.	36
Cuadro 6	Efecto de abamectina sobre los estados biológicos de huevecillo, larva y pupa de <i>Tamarixia triozae</i>	37
Cuadro 7	Efecto de imidacloprid sobre los estados biológicos de huevecillo, larva y pupa de <i>Tamarixia triozae</i>	39
Cuadro 8	Efecto de sales potásicas de ácidos grasos sobre los estados biológicos de huevo, larva y pupa de <i>Tamarixia triozae</i>	41

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1	Ciclo biológico de <i>B. cockerelli</i>	9
Figura 2	Proceso de parasitismo del adulto de <i>T. triozae</i> y su desarrollo sobre ninfas de <i>B. cockerelli</i>	31
Figura 3	Estadio de ninfa de <i>B. cockerelli</i> en donde se presenta la emergencia del adulto de <i>T. triozae</i> bajo condiciones de invernadero.	33

I. RESUMEN GENERAL

El uso de enemigos naturales para el control del psílido del tomate o paratrioza, *Bactericera cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Triozidae), es una alternativa ecológicamente aceptable. En este estudio, se identificó al parasitoide de *B. cockerelli* y se determinó la etología del parasitismo en condiciones de laboratorio e invernadero. Los adultos emergentes de ninfas de *B. cockerelli* fueron identificados como *Tamarixia triozae* (Burks) (Hymenoptera: Eulophidae). En cuanto a la etología del parasitismo, las hembras adultas de *T. triozae* < 72 h de edad parasitaron el 100 % de ninfas de cuarto estadio de *B. cockerelli* bajo condiciones de laboratorio (23 °C y 70 % HR). Sin embargo, en condiciones de invernadero (26 °C y 73 % de HR) se observó que la emergencia de *T. triozae* fue de 5, 62 y 35 % a partir de ninfas de tercero, cuarto y quinto estadio, respectivamente. Las hembras de *T. triozae* colocan, transversalmente al cuerpo, sólo un huevecillo entre las coxas dos y tres de la ninfa huésped. El huevecillo tiene una duración de 1.72 ± 0.67 días. Después de la emergencia, la larva de *T. triozae* se coloca en posición longitudinal y tiene una duración de 11.6 ± 1.67 días. La pupa tiene una duración de 8.37 ± 4.54 días y ocupa todo el espacio bajo el integumento del huésped. El adulto emerge haciendo un corte circular a través de la sutura ecdisial de la ninfa huésped. En la segunda parte de esta investigación se determinó la susceptibilidad de los diferentes estados de vida de *T. triozae* a abamectina, imidacloprid y sales potásicas de ácidos grasos a través del método de aplicación residual y/o aplicación directa a las ninfas de *B. cockerelli* parasitadas. Abamectina e imidacloprid causaron 100 % de mortalidad en adultos a las 48 h después del tratamiento seguidos por las sales potásicas de ácidos grasos con mortalidades entre 67 y 100 %. En general, la larva es el estado de vida del parasitoide más susceptible a los tres insecticidas seguido de los estados de huevecillo y pupa. Como conclusión, *Tamarixia triozae* puede ser incluido en programas de manejo integrado de *B. cockerelli* ya que puede parasitar a las ninfas de tercero, cuarto y quinto estadio. Sin embargo, este parasitoide es altamente susceptible a los insecticidas tradicionalmente usados contra esta plaga.

II. ABSTRACT

The use of natural enemies for controlling tomato psyllid or paratrioza, *Bactericera cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Triozidae), is an environmentally acceptable alternative. In this study, the parasitoid of this pest was identified and also was determined its ethology of parasitism under laboratory and greenhouse conditions.

The parasitoid was identified as *Tamarixia triozae* (Burks) (Hymenoptera: Eulophidae). *Tamarixia triozae* females of <72 h old parasitized the 100 % of fourth instar of *B. cockerelli* under laboratory conditions (23 °C and 70 % RH). However, in greenhouse conditions (26 °C and 73 % RH) was showed that the emergence of *T. triozae* was 5, 62 and 35 % from third, fourth and fifth instar of *B. cockerelli*, respectively. Females of *T. triozae* place, transversely to the body, only one egg between the coxae two and three of the host nymph. The egg duration was 1.72 ± 0.67 days. After emergence, *T. triozae* larva is positioned longitudinally and has a duration of 11.6 ± 1.67 days. The pupal stage has a duration of 8.37 ± 4.54 days and occupies all the space beneath the integument of the host. For to emerge, the adult cutting through the circular suture of the nymph ecdysial host. In the second part of this research, the susceptibility of different life stages of *T. triozae* to abamectin, imidacloprid and potassium salts of fatty acids through the residual method and/or direct application to the nymphs of *B. cockerelli* parasitized was determined. Abamectin and imidacloprid caused 100 % mortality in adults at 48 h after treatment followed by potassium salts of fatty acids with mortalities between 67 and 100 %. In general, the larva is the biological stage of the parasitoid more susceptible to the three insecticides followed by egg and pupa stages. In conclusion, *T. triozae* can be included in integrated management programs of *B. cockerelli* because can parasitize third, fourth and fifth instar. However, this parasitoid is highly susceptible to insecticides traditionally used against this pest.

III. INTRODUCCIÓN GENERAL

El psílido del tomate o paratrioza, *Bactericera cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Triozidae), es una de las plagas más importantes que afecta a las plantas de la familia Solanaceae en distintos estados de México. Este insecto produce dos tipos de daños; directo e indirecto. El daño directo lo hacen las ninfas y los adultos al alimentarse de la savia, provocando el amarillamiento temporal de las plantas (Avilés *et al.*, 2002; Garzón, 2002; Bujanos *et al.*, 2007). El daño indirecto se atribuye a que, probablemente, *B. cockerelli* es transmisor de los fitoplasmas que provocan las enfermedades “permanente del tomate” y “punta morada de la papa”, mismas que han logrado pérdidas hasta del 40 % (Garzón, 2005). Recientemente, se reportó que *B. cockerelli* es transmisor en papa y jitomate de la bacteria Candidatus *Liberibacter psyllaurous* que tiene como variante a la enfermedad de los cítricos conocida como huanglongbiing y que es ocasionada por Candidatus *Liberibacter asiaticus* (Hansen *et al.*, 2008).

El control de *B. cockerelli* se ha basado principalmente en el uso de insecticidas químicos. Por ello, es importante conocer los efectos de estos compuestos sobre los enemigos naturales de esta plaga ya que de esta manera se pueden ampliar y mejorar los programas de manejo integrado dirigidos para su control.

IV. ANTECEDENTES

4.1. Situación actual de los cultivos de solanáceas en México.

En México, junto con el maíz (*Zea mays* L.) y el frijol (*Phaseolus vulgaris* L.), el chile (*Capsicum annum* L.) es uno de los productos de mayor consumo en la alimentación humana. Además, nuestro país es considerado como el centro de origen de esta solanácea. En el año 2002, México fue el segundo país exportador de chile con 23.4 % de la producción mundial después de España. En el contexto nacional y de exportación, las entidades que sobresalen por superficie sembrada son Sinaloa, Chihuahua, Guanajuato, Zacatecas y Sonora. La producción de chile se ha incrementado paulatinamente a través del tiempo. En 1990 se cosecharon 66 mil ha con un rendimiento promedio de 9.5 ton ha⁻¹ y en el 2002 se incrementó a 140 mil ha con un rendimiento promedio de 12.7 ton ha⁻¹, donde el 79.1 % de la producción se destinó al consumo interno y el resto (20.9 %) para exportación (Agroproduce, 2007).

Otras solanáceas, como el jitomate (*Lycopersicon esculentum* Miller) y papa (*Solanum tuberosum* L.) forman parte de los ingredientes principales en la dieta de la población mexicana. Sin embargo, las principales limitantes en la producción de estos cultivos son las enfermedades causadas por virus (Poghosyan y Larriaga, 2005), las cuales en su mayoría son transmitidas por insectos vectores, tales como los pulgones *Myzus persicae* Sulzer y *Aphis gossypii* Glover (Hemiptera: Aphididae); mosquitas blancas, *Bemisia tabaci* Gennadius y *Trialeurodes vaporariorum* Westwood (Hemiptera: Aleyrodidae) y el psílido del tomate, psílido de la papa o paratrioza, *B. cockerelli* (Mena, 2005).

4.2. Clasificación de *Bactericera cockerelli*

Sulc nombró por primera vez a *B. cockerelli* como *Trioza cockerelli*, aunque después esta especie se confirmó como *Paratrioza cockerelli* ubicada en la familia Psyllidae del orden Homoptera. Actualmente, *B. cockerelli* se ha reclasificado en la familia Triozidae, superfamilia Psylloidea y es conocida comúnmente como pulgón saltador, psílido de la papa, psílido del tomate, salerillo o simplemente paratrioza (Bujanos *et al.*, 2007). Algunas de las sinonimias de esta especie son *Trioza*

cockerelli, *Paratrioza cockerelli*, *P. ocellata*, *P. pulchella*, *P. pulchella flava*, *P. ocellata* var. *nigra*, *P. ocellata* var. *flava* y *Eubactericera cockerelli*.

Taxonómicamente se clasifica de la siguiente manera (Cranshaw, 2010)

Reino: Animalia Linnaeus, 1758

Subreino: Eumetazoa, Butschli, 1910

Subphylum: Hexapoda

Phylum: Arthropoda Latreille, 1829

Clase: Insecta Linnaeus, 1758

Orden: Hemiptera

Suborden: Homoptera

Familia: Triozidae

Subfamilia: Psylloidea

Género: *Bactericera*, Puton, 1876

Especie: *cockerelli* (Sulc)

4.2.1. Ciclo biológico de *Bactericera cockerelli*

El ciclo biológico de *B. cockerelli*, se completa en 30 días aproximadamente; requiere de la acumulación de 355.81 unidades calor (UC) desde huevecillo hasta adulto, tomando como temperatura mínima base 7 °C (Marín *et al.*, 2002). La hembra adulta puede ovipositar alrededor de 500 huevecillos en 21 días (Ferguson y Fraser, 2003). La incubación del huevo varía de 3 a 15 días (Aviles *et al.*, 2002).

El estado de ninfa pasa por cinco estadios, los cuales son morfológicamente muy similares. En general, los estadios ninfales son de coloraciones verdoso-amarillento brillante (Aviles *et al.*, 2002). El cambio más evidente entre los estadios ninfales es el tamaño y color, desarrollo de los paquetes alares e incremento de las glándulas de cera en el margen de su cuerpo (Al-Jabr, 1999). Generalmente, se requieren entre 14 y 17 días para completar los cinco estadios ninfales en condiciones de 23 °C de temperatura y 70 % de humedad relativa (Aviles *et al.*,

2002). El periodo de duración promedio de los diferentes estados biológicos de *B. cockerelli* es como sigue: de huevecillo a primer estadio ninfal (N1), 5.5 días; de N1 al segundo estadio ninfal (N2), 4.1 días; de N2 al tercer estadio ninfal (N3), 3.6 días; de N3 al cuarto estadio ninfal (N4), 4.1 días; de N4 al quinto estadio ninfal (N5), 3.6 días y del N5 a adulto, 6.1 días, acumulando así un promedio de 27 días (Bayer, 2005)

4.2.2. Descripción morfológica de los diferentes estadios de *Bactericera cockerelli*

Huevecillo. Los huevecillos, son extremadamente pequeños de 0.4 mm de largo, por 0.2 mm de ancho (Garzón *et al.*, 2005); presentan un pedúnculo, el cual los mantiene adheridos al sustrato; tienen forma oval, color anaranjado amarillento, corión liso y brillante con una mancha anaranjada en uno de sus extremos (Figura 1a) (Marín *et al.*, 2002). Generalmente, los huevecillos son depositados en el envés o márgenes de las hojas, cerca de las nervaduras y se localizan en el follaje más tierno de la planta. El color de los huevecillos cambia de amarillo claro a anaranjado conforme se desarrolla el embrión. A los huevecillos que están a punto de eclosionar se les puede observar los ojos rojos de la ninfa de primer estadio (Al-Jabr, 1999).

Ninfa 1. La N1 es de apariencia aplanada dorso-ventralmente, forma oval, cabeza y tórax fusionados; del mismo tamaño que el huevo (Figura 1b) (Garzón *et al.*, 2005). Tiene antenas con segmentos basales cortos, gruesos y poco diferenciados, último artejo con una seta sensorial larga, sencillas placoides poco diferenciadas; ojos diferenciados de color rojo (Al-Jabr, 1999), estilete casi tan largo como el cuerpo. Presenta patas completamente desarrolladas con segmentación poco evidente, segmentos tarsales con una uña. Paquetes alares no visibles. Abdomen bien definido con segmentación poco evidente, círculo de poros anales externo poco diferenciados. Margen del cuerpo cubierto por una hilera de setas truncadas (Marín *et al.*, 2002).

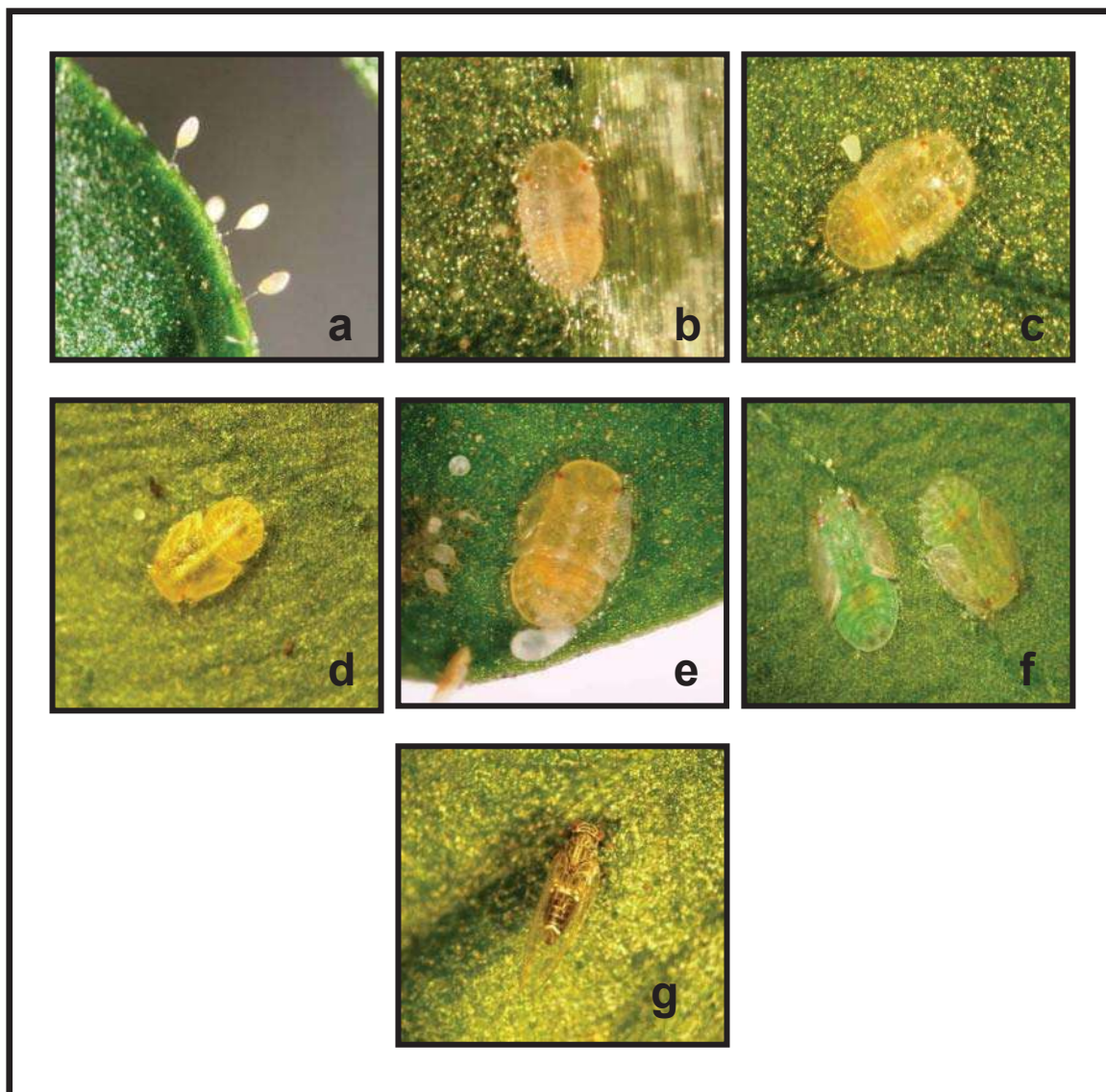


Figura 1. Ciclo biológico de *B. cockerelli*. a: huevecillo; b: ninfa primer estadio; c: ninfa segundo estadio; d: ninfa de tercer estadio; e: ninfa de cuarto estadio; f: ninfa de quinto estadio; g: adulto.

Ninfa 2. El tamaño de la N2 es de 0.5 mm de largo, por 0.3 mm de ancho (Garzón *et al.*, 2005); mantiene la apariencia de aplanado dorso-ventralmente; las divisiones entre la cabeza, tórax y abdomen se vuelven visibles (Figura 1c). Antenas con la segmentación no diferenciada, apreciándose claramente dos sencillas placoides y dos setas sensoriales. El clípeo, labio y estilete se encuentran bien diferenciados; se observan los ojos. Tórax con los paquetes alares desarrollados, patas diferenciadas. Abdomen con segmentación poco marcada, con los espiráculos de los primeros segmentos diferenciados, hay presencia de círculos de poros anales externo e interno, así como del orificio anal. El margen del cuerpo es igual al de la N1 (Marín *et al.*, 2002).

Ninfa 3. El cuerpo de la N3 se mantiene aplanado dorso-ventralmente; con una longitud de 0.7mm por 0.5mm de ancho (Figura 1d) (Garzón *et al.*, 2005). Las divisiones del cuerpo son iguales a las de la N2. Antenas con tres sencillas placoides diferenciadas y setas sensoriales, ojos y partes bucales igual al estadio anterior. Estructuras torácicas igual al estadio anterior. Abdomen con los cuatro primeros pares de espiráculos diferenciados, así como los círculos de poros anales y el ano. Margen del cuerpo igual al estadio anterior (Marín *et al.*, 2002).

Ninfa 4. Este estadio también es aplanado dorso-ventralmente; con una longitud de 1.0 mm por 0.8 mm de ancho; las divisiones del cuerpo igual al estadio anterior (Figura 1e) (Garzón *et al.*, 2005). Antenas con cuatro sencillas placoides, la antena se estrecha visiblemente hacia su parte media, haciéndose más angosta hacia la parte terminal donde se encuentran dos setas sensoriales. En los ojos se hacen evidentes las omatidias. Tórax con patas segmentadas y un par de uñas visible; paquetes alares desarrollados. Se observa una constricción entre el tórax y abdomen (Marín *et al.*, 2002).

Ninfa 5. El cuerpo de la N5 se mantiene aplanado dorso-ventralmente; con una longitud de 1.5 mm por 1.0 mm de ancho; cabeza, tórax y abdomen bien diferenciados (Figura 1f) (Garzón *et al.*, 2005). Antenas engrosadas en la base,

haciéndose más delgadas hacia la parte terminal; en éstas se encuentran dos setas sensoriales insertadas a diferentes niveles, la apical más gruesa y larga que la precedente; cuatro sencillas placoides diferenciadas. Ojos igual al estadio anterior, así como las partes bucales. Paquetes alares anteriores presentan los ángulos humerales proyectados hacia la parte anterior del cuerpo, patas perfectamente desarrolladas con un sólo tarso y un par de uñas. Abdomen igual al estadio anterior (Marín *et al.*, 2002).

Adulto. El adulto de *B. cockerelli* es inactivo inmediatamente después de su emergencia; de color verde amarillento; con una longitud de 1.6 mm, por 0.7 mm de ancho; las alas son blancas pero al cabo de tres a cuatro horas después de emerger, éstas se tornan transparentes (Figura 1g) (Garzón *et al.*, 2005). La coloración del cuerpo pasa de ligeramente ámbar a café oscuro y negro. Cabeza, 1/10 del largo del cuerpo, presenta una mancha de color café que marca la división con el tórax, ojos compuestos grandes de color café y antenas filiformes. El tórax del adulto es blanco-amarillento con manchas de color café bien definidas, la longitud de las alas es aproximadamente 1.5 veces el largo del cuerpo. Abdomen en las hembras con cinco segmentos visibles más el segmento genital, que es de forma cónica en vista lateral, en la parte media dorsal se observa una mancha en forma de “Y” con los brazos hacia la parte terminal del abdomen. Los machos tienen seis segmentos visibles más el genital, este último plegado sobre la parte media dorsal del abdomen; en vista dorsal se observan las valvas genitales con estructuras en forma de pinzas que caracterizan a este sexo (Marín *et al.*, 2002).

4.2.3. Plantas hospederas de *Bactericera cockerelli*

A mediados de los años 30's se publicó que *B. cockerelli* prefería a las plantas de la familia Solanaceae para su oviposición y alimentación (Knowlton y Thomas, 1934); entre ellas *Lycopersicon* spp., *C. annum* y *Solanum tuberosum* L. (Bujanos *et al.*, 2005, Avilés *et al.*, 2007). Sin embargo, actualmente se sabe que este insecto también ataca algunas especies de las familias: Amaranthaceae, Asclepiadaceae, Asteraceae, Brassicaceae, Violaceae, Chenopodiaceae, Convolvulaceae, Fabaceae,

Lamiaceae, Lycophyllaceae, Malvaceae, Menthaceae, Pinaceae, Poaceae, Polygonaceae, Ranunculaceae, Rosaceae, Salicaceae, Scrophulariaceae y Zygophyllaceae (Aviles *et al.*, 2007).

4.2.4. Daños causados por *Bactericera cockerelli*

El primer reporte del psílido de la papa, *B. cockerelli*, fue en el año de 1909 cuando se colectó de plantas de chile en Boulder, Colorado, Estados Unidos de Norteamérica, en los jardines del profesor Cockerell; se hizo una descripción de la morfología y se vaticinó como una plaga altamente dañina (Sulc, 1909). En México, desde el año 2000, este insecto es la plaga más importante de los cultivos de tomate, papa y chile (Garzón, 2002). Las ninfas y los adultos, se alimentan de la savia de las plantas, ocasionando amarillamiento temporal (“amarillamiento por psílicos”). Hasta el año 2002, México era el único país en donde se había reportado la asociación de *B. cockerelli* con la presencia de fitoplasma, ya que en el resto del mundo sólo se reconocía el efecto tóxico de la saliva del insecto al ser inyectada durante la alimentación en los cultivos de papa y tomate (Garzón, 2002). Munyaneza *et al.* (2007), reportaron la asociación de *B. cockerelli* con la sintomatología de la enfermedad conocida como “zebra chip” en papa, la cual presenta los mismos síntomas del fitoplasma en papa reportados en México, sin embargo, hasta ese año aun no habían comprobado que dicha sintomatología se debiera al mismo agente. Posteriormente, Hansen *et al.* (2008), citaron a *B. cockerelli* como vector de otra enfermedad, ocasionada por la bacteria *Candidatus Liberibacter psyllauros*, en plantas de jitomate y papa. Recientemente el Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria (SENASICA) a través de la Dirección General de Sanidad Vegetal (DGSV) diagnosticó por primera vez al Huanglongbing de los cítricos en su variante asiática (*Candidatus Liberibacter asiaticus*) en el estado de Yucatán. Por ello, se han establecido acciones fitosanitarias con el propósito de delimitar y controlar las infestaciones a través de la norma emergente NOM-EM-047-FITO-2009 publicada por el Diario Oficial de la Federación (DGSV, 2009), aunque esta norma no considere a *B. cockerelli* como vector, no deja de ser un agente potencial de transmisión como mencionan Cicero *et al.* (2009) quienes consignaron a

B. cockerelli junto con el psílido asiático de los cítricos, *Diaphorina citri* Kuwayama (Hemiptera: Psyllidae), como vectores de Candidatus *Liberibacter* spp.

4.2.5. Control químico de *Bactericera cockerelli*.

Aunque se han desarrollado algunos programas de manejo integrado para *B. cockerelli* por parte de las organizaciones de productores e instituciones de investigación, el principal método de control de este insecto se ha basado en el uso de insecticidas químicos, como los que se encuentran en el Cuadro Básico de Insecticidas Químicos publicado por Bujanos *et al.* (2007) (Cuadro 1) para el control de insectos vectores de enfermedades virales y fitoplasmas. Bajo este sistema de manejo se ha logrado obtener una mortalidad de ninfas, por ejemplo, de hasta 90 % con el compuesto Clothianidin a dosis de 0.30 kg ha⁻¹ (Aviles *et al.*, 2007).

Sin embargo el uso intensivo de insecticidas de amplio espectro sin la consideración de su modo de acción (MoA) ha ocasionado altos niveles de resistencia en *B. cockerelli* a los compuestos organofosforados, carbamatos y piretroides; además de provocar contaminación al medio ambiente, daños al hombre y fauna benéfica (Martínez y Lumaret, 2006). Por esta razón surge la inquietud de buscar y desarrollar nuevas alternativas que sean efectivas contra este insecto y que además sean compatibles con las prácticas de manejo integrado de plagas.

Dentro de los insecticidas bioracionales para el manejo de *B. cockerelli* se encuentran los reguladores de crecimiento pyriproxifen y flufenoxurón que actúan sobre los estados inmaduros (Bujanos *et al.*, 2007). También se ha evaluado, y con alta efectividad, el uso de sales potásicas de ácidos grasos; además de insecticidas botánicos a base de *Azadirachta* spp. (A. Juss) y *Argemone* spp. (L.) (Bujanos *et al.*, 2005; Bujanos *et al.*, 2007).

El aceite vegetal de semilla de soya es un insecticida botánico a base de sales potásicas de ácidos grasos que posee alta efectividad contra diversas plagas en sus diferentes estados biológicos. Este compuesto actúa como barrera física y de contacto por su propiedad de formar una capa que cubre por completo ninfas y adultos, de tal forma que bloquea los espiráculos a través de los cuales se da el

Cuadro 1. Extracto del Cuadro básico de recomendación de insecticidas para el control químico de insectos vectores de enfermedades virales y fitoplasmas del chile en México. Tomado de Bujanos *et al.* (2007).

Insecticida	Gpo. químico	Formulación %	Dosis /ha	CT (ISD)	EBC
Abamectina	Avermectinas	CE 1.8	0.5-1.0 L	III (7)	N, A
Bifentrina + abamectina	Piretroide Avermectina	+ CE 3+0.3	1.5-2lt	III(14)	N, A
Imidacloprid	Cloronicotinoides	SC 30	0.75-1.0lt	III(21)	N
Imidacloprid + Cyfluthrin	Cloronicotinoides + Piretroides	ES 17+12	0.25-0.3lt	III(14)	N, A

CE: Concentrado emulsionable; SC: Suspensión concentrada; ES: Emulsión en suspensión; CT: Categoría toxicológica (I. Extremadamente tóxico; II. Altamente tóxico; III. Moderadamente tóxico; IV. Ligeramente tóxico). ISD: Intervalo de seguridad en días; EBC: Estado biológico controlado (H. huevo; N: ninfa; A: Adulto).

intercambio gaseoso, lo cual provoca la sofocación o asfixia de los insectos. El aceite vegetal de semilla de soya destruye, por desecación del corion, huevecillos de moscas blancas, psilidos y lepidópteros al evitar el intercambio de gases que se da a través del aerópilo. La acción disuelve las capas cerosas del insecto provocando ruptura de la cutícula y muerte. Este compuesto tiene acción repelente y/o antialimentaria al desencadenar cambios en la estructura, olor y consistencia de las hojas de las plantas, que desorientan al insecto plaga (Biokrone, 2010).

La abamectina es un insecticida-acaricida de origen natural con bajo impacto ambiental producido por el microorganismo del suelo *Streptomyces avermitilis*. El MoA de la abamectina es diferente al de los compuestos organofosforados, piretroides y carbamatos. Este compuesto actúa por ingestión y contacto directo sobre ácaros e insectos, es un activador de los canales de cloro. La reacción se lleva a cabo a nivel de la célula nerviosa, estimulando la liberación del neurotransmisor inhibitorio del ácido gamma aminobutírico (GABA) y potencializando la fijación de éste en los receptores post-sinápticos. De esta forma se inhibe la transmisión de impulsos eléctricos a las uniones neuromusculares dejando abiertos los canales de

cloro, el efecto es la paralización y muerte posterior del insecto (Bujanos *et al.*, 2007). Además de que la abamectina tiene efecto translaminar que penetra rápidamente, brindando una actividad residual hasta por 30 días (Biokrone, 2010).

Imidacloprid es un neonicotinoide, un insecticida neuroactivo diseñado a partir de la nicotina. Actúa de manera similar a la acetilcolina, excitando las células nerviosas. A diferencia de lo que ocurre con la acetilcolina, que es desdoblada rápidamente por la acetilcolinesterasa, imidacloprid no se desdobla o lo hace muy lentamente afectando el sistema nervioso del insecto (Guía para la protección y nutrición vegetal, 2001). El efecto sobre el insecto es la sobre estimulación e hiperactividad (Bujanos *et al.*, 2007).

4.2.6. Control biológico de *Bactericera cockerelli*

El control de *B. cockerelli* mediante sus enemigos naturales tales como hongos entomopatógenos, depredadores y parasitoides, ayuda a disminuir el uso excesivo de insecticidas. Debido a la acción de estos agentes naturales de control, las poblaciones del insecto plaga se pueden mantener en niveles que no causen daño económico en los cultivos ni tengan impacto negativo en los humanos y/o en el medio ambiente (Martínez, 2002).

En investigaciones bajo condiciones de laboratorio se ha observado la depredación de ninfas de *B. cockerelli* por diversos depredadores tales como *Hippodamia* spp., *Chrysopa* spp.; *Nabis ferus* L., *Geocoris decoratus* Uhler y *Orius tristicolor* B. White; entre otros (Knowlton, 1933; Anónimo, 1934; Knowlton y Allen, 1936). Romney (1939), citó por primera vez a un himenóptero parasitoide de *B. cockerelli*, *Tetrastichus* sp. (Hymenoptera: Eulophidae). Posteriormente, Johnson (1971) consignó la efectividad del parasitoide *Tetrastichus triozae* Burks (Hymenoptera: Eulophidae) clasificado posteriormente por B. D. Burks como *Tamarixia triozae* Burks (Hymenoptera: Eulophidae) (Pletsch, 1947) bajo condiciones de laboratorio obteniendo hasta un 100 % de parasitismo sobre *B. cockerelli*. En el estado de California, Estados Unidos de América. Se han estudiado otros parasitoides de *B. cockerelli*, encontrando a *Metaphycus psyllidus* Compere (Hymenoptera: Encyrtidae) alimentándose de ninfas de esta plaga. Sin embargo, no

se consideró a este parasitoide como agente potencial de control biológico contra esta plaga (Hansen *et al.*, 2008).

4.3. *Tamarixia triozae* (Burks) parasitoide de *B. cockerelli*

Tamarixia triozae es la especie más frecuentemente asociada a *B. cockerelli* y puede parasitar a 14 especies de psílidos en una gran variedad de plantas silvestres y cultivadas, especialmente en papa y chile (González *et al.*, 2008). En las zonas productoras de hortalizas del centro de México, Bujanos (2005) reportó la presencia del parasitoide *T. triozae* sobre *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 *B. cockerelli* en cultivos de chile establecidos en los Valles centrales de Oaxaca donde se limitó el uso de insecticidas químicos. González *et al.* (2008) reportaron la presencia del parasitoide *Closterocerus* sp. (Hymenoptera: Eulophidae) en el estado de Sinaloa parasitando a *B. cockerelli*.

4.3.1. Clasificación de *Tamarixia triozae* Burks

Entre los años de 1940 y 1941, *T. triozae* fue clasificada como *Tetrastichus triozae* por el Dr. B. D. Burks, a partir de especímenes colectados de ninfas de psílidos encontrados en cultivos de jitomate (Johnson, 1971).

Taxonómicamente, *T. triozae*, se clasifica de la siguiente manera (Noyes, 2010)

Reino: Animalia Linnaeus, 1758

Subreino: Eumetazoa, Butschli, 1910

Phylum: Arthropoda Latreille, 1829

Subphylum: Hexapoda

Clase: Insecta Linnaeus, 1758

Orden: Hymenoptera

Suborden: Apocrita

Superfamilia: Chalcidoidea

Familia: Eulophidae

Subfamilia: Tetrastichinae

Género: *Tamarixia*

Especie: *triozae* (Burks, 1943)

Desde la oviposición al estado de pupa, *T. triozae* tiene una duración de 8 a 10 días, igual que el tiempo de duración de pupa hasta la emergencia del adulto. Este parasitoide puede alcanzar niveles de parasitismo entre 38 - 100 % de *B. cockerelli* en condiciones de campo. Además de lograr sincronizar su ciclo biológico con el de su huésped, atacando sólo a las ninfas de cuarto y quinto estadio; sin embargo tiene como limitantes su movilidad espacial, ya que es reducida, de menos de 3 metros (Johnson, 1971).

4.3.2. Huéspedes de *Tamarixia triozae*

En 1943, Burks realizó colectas de psilidos parasitados en los estados de Colorado, Kansas, Nuevo México, Arizona, California, Idaho, Montana y Washington en Estados Unidos de América y encontró que en su mayoría estaban parasitados por *T. triozae*. Posteriormente, Jensen (1957), enlistó a los psilidos huéspedes del parasitoide *T. triozae* encontrando a *Artytaina minuta* Crawf., *Calophya californica* Schw., *C. nigrella* Jensen, *C. nigripennis* Riley, *C. triozomia* Schw., *Euphalerus vermiculosus* Crawf., *Pexopsylla cercocarpi* Jensen, *Trioza albifrons* Crawf., *T. beameri* Tuthill y *Trioza* sp.

4.3.3. Efecto de los insecticidas químicos sobre los parasitoides

Para hacer un uso eficiente del parasitoide *T. triozae* se deben considerar varios factores, entre los que destacan las aplicaciones de insecticidas ya que con frecuencia éstos dificultan el desarrollo de los programas de manejo integrado, que a su vez promueven el mantenimiento y desarrollo de entomófagos (Shu-Sheng, *et al.*, 2007). Se tiene conocimiento de que existen poblaciones de insectos entomófagos que han desarrollado resistencia a los insecticidas utilizados para el control de sus hospederos y además han sobrevivido a las aplicaciones en campo (Shu-Sheng, *et*

al., 2007). Sin embargo, la selección de estos insecticidas y el impacto que tienen sobre los entomófagos están siendo aun estudiados.

Se han realizado estudios sobre la alta sensibilidad de himenópteros parasitoides expuestos a las aplicaciones de insecticidas químicos y aunque algunos individuos pueden llegar a sobrevivir, aun no hay suficiente información publicada de los efectos postaplicación (Tipping y Burbutis, 1983). Por lo tanto, se deben considerar alternativas que sean efectivas contra los insectos perjudiciales y seguras para los humanos y el medio ambiente, además de que sean compatibles con las prácticas de manejo integrado de plagas. Dentro de estas alternativas se encuentran el uso de insecticidas botánicos, agentes entomopatógenos, depredadores y parasitoides.

V. JUSTIFICACIÓN

El incremento constante de organismos resistentes a compuestos organosintéticos ha sido una de las principales razones por las cuales se ha impulsado el desarrollo de nuevas alternativas de control que sean más selectivas, seguras y compatibles con las prácticas de manejo integrado de plagas. El uso de enemigos naturales, tales como los parasitoides, representa una alternativa ecológica aceptable para disminuir las poblaciones de insectos plaga. Sin embargo, para integrar a estos enemigos naturales a programas de manejo integrado es necesario realizar investigaciones relacionadas a su comportamiento de parasitismo, ciclo biológico y susceptibilidad a los insecticidas químicos usados comúnmente para controlar a su hospedero.

VI. HIPÓTESIS

1. El parasitoide *Tamarixia triozae* está presente entre las poblaciones de *B. cockerelli* en los cultivos de chile y tomate del municipio de Irapuato, Guanajuato.
2. Los diferentes estados de vida de *T. triozae* son susceptibles a insecticidas químicos convencionales, usados contra su hospedero *B. cockerelli*.

VII. OBJETIVOS

7.1. Objetivo general

El objetivo general de esta investigación fue identificar la especie de parasitoide obtenida de ninfas de *B. cockerelli*, realizar su descripción, tanto morfológica como de comportamiento, durante el proceso de parasitismo y estimar su ciclo biológico. En una segunda etapa, se determinó la susceptibilidad del parasitoide a insecticidas de diferente modo de acción.

7.2. Objetivos Específicos

- Determinar la identidad taxonómica del parasitoide de ninfas de *B. cockerelli*.
- Hacer una descripción morfológica del adulto de *T. triozae*; determinar su comportamiento de parasitismo y su ciclo biológico bajo condiciones de laboratorio.
- Evaluar el efecto de diferentes insecticidas, abamectina, imidacloprid y sales potásicas de ácidos grasos sobre los estados biológicos de huevo, larva, pupa y adulto de *T. triozae*, bajo condiciones de laboratorio.

VIII. MATERIALES Y MÉTODOS

8.1. Colecta de especímenes para el establecimiento de las crías de *B. cockerelli* y su parasitoide *Tamarixia* sp.

Para el establecimiento de las crías de *B. cockerelli* y su parasitoide *Tamarixia* sp., se realizaron cinco colectas de ninfas N3 y N4 de *B. cockerelli*, aparentemente parasitadas. Estas colectas se realizaron durante los meses de diciembre de 2008 a febrero de 2009 en 1 ha de cultivo de chile, *Capsicum annum* L. (variedad chilaca y jalapeño) y en jitomate, *Lycopersicon esculentum* Miller (variedad Saladette) de 180 días de edad, ambos cultivos con indicios de abandono y libres de aplicaciones de insecticidas. La parcela se encuentra ubicada dentro de las instalaciones del Patronato de Desarrollo Agropecuario (PDA) en la ciudad de Irapuato, Guanajuato a 20° 41' 54.81'' de latitud Norte y 101° 22' 15.95 de longitud Oeste y a una altitud de 1718 m.s.n.m.

La colecta de especímenes se realizó de forma sistemática en 12 puntos de la parcela que presentaba mayor densidad de la plaga. Las hojas de chile que contenían las ninfas N3 y N4 de *B. cockerelli* se cortaron de las plantas y se depositaron en recipientes térmicos de unicel con dimensiones de 30 X 20 X 20 cm cubiertos con tela de organza y sujeto con una cinta elástica para evitar que se desecaran o se oprimieran durante el trayecto del campo al laboratorio. También se colectaron, con la ayuda de un aspirador, adultos de *B. cockerelli* los cuales se colocaron en tubos de vidrio de 6 ml de capacidad y se cubrieron con tela de organza. Tanto las ninfas como los adultos de *B. cockerelli* se transportaron al Laboratorio de Diagnostico Fitosanitario del Comité Estatal de Sanidad Vegetal de Guanajuato, ubicado en Irapuato, Guanajuato, donde se realizaron los experimentos. En total se colectaron 1920 ninfas de *B. cockerelli* con apariencia de parasitismo, así como 60 parejas de adultos de este insecto.

8.2. Cría de *Bactericera cockerelli*

Los adultos de *B. cockerelli* colectados en campo se colocaron dentro de jaulas de madera de 80 x 80 x 50 cm cubiertas con tela de organza, las cuales

contenían en su interior plantas de chile chilaca de 120 días de edad. Estas jaulas se mantuvieron bajo condiciones de 26 °C y 73 % de humedad relativa (HR) en un invernadero dentro del PDA. Con el fin de obtener suficiente material para realizar los ensayos, se introdujeron de forma escalonada y dejándolas por un periodo de 48 h, plantas de chile a las jaulas que contenían la cría de *B. cockerelli*. Después de este tiempo, las plantas se retiraban procurando no llevar consigo adultos de este insecto, solo huevecillos.

8.3. Cría de *Tamarixia* sp.

La cría de *Tamarixia* sp., se inició con 75 individuos adultos emergidos de las ninfas de *B. cockerelli* colectadas en campo. Para ello, las hojas de chile que contenían las ninfas de esta plaga se colocaron (1 hoja/caja) en cajas Petri en espera de la emergencia de los adultos del parasitoide. Con el fin de mantener la humedad de las hojas de chile, se colocó papel filtro humedecido en el fondo de las cajas Petri y éstas se mantuvieron bajo condiciones de 23 °C y 70 % HR. Después de 24 h post-emergencia se liberaron entre 6 y 10 adultos de *Tamarixia* sp., dentro de jaulas de madera que contenían plantas de chile infestadas con ninfas N3 y N4 de *B. cockerelli*. Después de 6 días, se cortaban entre 5 y 10 hojas de chile con ninfas parasitadas y se colocaban en cajas Petri con papel filtro húmedo en espera nuevamente de la emergencia de los adultos. Este procedimiento se repitió tantas veces como fue necesario para obtener los individuos requeridos en las observaciones que se plantean posteriormente en el *comportamiento de parasitismo*. La cría del parasitoide se mantuvo bajo las mismas condiciones que la cría de su hospedero *B. cockerelli*.

8.4. Identificación de *Tamarixia* sp.

Del total de adultos del parasitoide que emergieron de las ninfas de *B. cockerelli* colectas de campo, 50 % se utilizó para su identificación a nivel de especie. Para ello, se enviaron 20 y 40 individuos al Dr. Refugio Lomelí (Instituto de Fitosanidad, Colegio de Postgraduados, Montecillo, Estado de México) y al Dr. Michael W. Gates del Museo Nacional de Historia Natural del Instituto Smithsonian,

de los Estados Unidos de América, respectivamente. En la Colección de Hymenoptera Parasítica del Instituto de Investigaciones Agropecuarias y Forestales de la Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo, también se encuentran depositados adultos del parasitoide.

8.5. Descripción morfológica de los diferentes estados de vida y comportamiento de parasitismo de *Tamarixia* sp. sobre *B. cockerelli*

Se eligieron al azar 55 ninfas N4 de *B. cockerelli* parasitadas previamente. Estas ninfas se transfirieron a plantas de chile a través de la migración (movimiento espacial de las ninfas en una superficie al momento del desecamiento del sustrato en el que se encuentran) para evitar la pérdida o lesión de huevecillos del parasitoide, ya que como lo menciona Johnson (1971), la transferencia con pincel ocasiona perdidas del parasitoide. Las plantas se colocaron en condiciones de 23 °C, 70 % de HR y un fotoperiodo de 12:12 h (luz:oscuridad). La duración del ciclo de vida del parasitoide se determinó siguiendo el desarrollo de una cohorte de 35 huevecillos. La descripción morfológica de los distintos estados de vida de este parasitoide se hizo con 10, 15, 35 y 46 individuos en los estados biológicos de huevo, ninfa, pupa y adulto, respectivamente. Se utilizó un alfiler entomológico para colocar cuidadosamente en posición dorso-ventral a las ninfas parasitadas de *B. cockerelli* y así facilitar las observaciones del desarrollo de *Tamarixia* sp. Observaciones que se realizaron diariamente desde el primer día de oviposición hasta la muerte de los adultos.

El comportamiento de parasitismo de *Tamarixia* sp. sobre su huésped *B. cockerelli*, se realizó de la siguiente manera:

En jaulas de madera, como las descritas anteriormente, se introdujeron cuatro plantas de chile tipo jalapeño de 90 días de edad, mismas que habían sido infestadas previamente con huevecillos de *B. cockerelli*. Para obtener ninfas de edad uniforme se siguió el mismo procedimiento mencionado anteriormente para la cría de *B. cockerelli*. Después de 13 ± 3 días se cortaron 10 hojas que contenían un total de 55 ninfas N4 (≤ 8 h después de la ecdisis). Estas hojas se colocaron (1 hoja/caja) dentro de cajas Petri donde se liberaba una hembra fecundada del parasitoide de 72 h de

edad. Las cajas Petri se cerraron y el comportamiento de parasitismo de las hembras de *Tamarixia* sp. sobre las ninfas de *B. cockerelli* se registró realizando observaciones constantemente por periodos de 15 min a un aumento de 10X en microscopio estereoscópico.

Para determinar el estadio de la ninfa de *B. cockerelli* del cual emerge el parasitoide *Tamarixia* sp., se tomaron al azar 85 ninfas N3, N4 y N5 que presentaban el orificio dorsal circular de emergencia (Johnson, 1971). Estas ninfas se eligieron de la cría del parasitoide que se encontraba en condiciones de invernadero a 26 °C y 73 % HR, estimando así el porcentaje de emergencia en cada estadio.

8.6. Efecto de diferentes insecticidas sobre los estados de adulto, huevo, larva y pupa de *Tamarixia triozae*

Cuando se realizaron los ensayos de susceptibilidad sobre los distintos estados de desarrollo del parasitoide de *B. cockerelli* ya se tenían los resultados de su identificación a nivel de especie. Por ello, a partir de este apartado se hará referencia a la especie *T. triozae*.

Se utilizaron los insecticidas abamectina, imidacloprid y sales de ácidos grasos, los cuales presentan distinto MoA entre sí. Lo anterior tomando como referencia el uso que se les ha dado para el control de *B. cockerelli* en campo (Cuadros 1 y 2) (Bujanos et al., 2005). Para los tres insecticidas se utilizaron tres concentraciones: dosis mínima recomendada por la empresa fabricante, la mitad de ésta y la concentración letal 50 (CL50) estimada sobre para *B. cockerelli* (Cuadro 3)

Para determinar el efecto de los insecticidas sobre los adultos de *T. triozae*, se utilizó la técnica de impregnación de viales de cristal (Peterson, 1934; Cameron et al., 1995; Smith y Cave, 2006), salvo algunas modificaciones. Para ello, en viales de cristal de 6 ml de capacidad se colocaron 0.15 ml de cada concentración de insecticida disuelto en acetona grado reactivo y las sales potásicas de ácidos grasos se disolvieron en alcohol etílico e inmediatamente después se impregnaron por secado en rotación horizontal (movimiento giratorio horizontal de los viales sobre una superficie lisa hasta que la solución queda impregnada completamente).

Cuadro 2. Extracto del cuadro de Susceptibilidad de ninfas de cuarto estadio de una población de *B. cockerelli* de Celaya, Guanajuato a diferentes insecticidas, mediante el método residual en hojas de chile. Tomado de Bujanos *et al.* (2005).

GRUPO QUÍMICO	CL50 mg de i.a./ml	CL95 mg de i.a./ml (L.F. 95%)
Insecticida	(L.F. 95%)	
AVERMECTINAS		
Abamectina	0.00003 (0.000025-0.000041)	0.00014 (0.000099-0.000031)
CLORONICOTINOIDES		
Imidacloprid	0.003 (0.002-0.005)	0.069 (0.024-1.008)
MISCELANEOS		
Sales potásicas de ácidos grasos	0.443 (0.291-0.708)	9.997 (3.850-75.222)

L.F., Límites fiduciales; CL50, concentración letal 50; CL95, concentración letal 95.

Los viales que se usaron como testigos se impregnaron solamente con acetona y alcohol etílico, teniendo así dos testigos (Cook *et al.*, 2004). Después del secado de los viales (~ 1 h), se colocaron un mínimo de 6 y un máximo de 11 adultos de *T. triozae* de entre 24 y 36 h de edad. Los viales con los insectos se cubrieron con tela de organza y se colocaron en una cámara de cría a 23 °C y 70 % de HR. La mortalidad de los adultos se registró a las 24 y 48 h (Shu-Sheng *et al.* 2003), considerando individuos muertos aquellos que perdieron movilidad (Cook *et al.*, 2004). Se realizaron cuatro repeticiones para cada concentración de insecticida utilizado.

Para la evaluación de los insecticidas en los estados inmaduros de *T. triozae*, se utilizaron ninfas N4 y N5 de *B. cockerelli* provenientes de la cría establecida bajo condiciones de invernadero. Las hojas de chile que contenían estas ninfas se cortaron de las plantas. Una vez que las hojas de chile comenzaron a desecarse (entre 10 y 24 h después de haberse cortado de la planta), las ninfas emigraron a las hojas más frescas y turgentes (Johnson, 1971). De esta forma, se logró colocar a éstas en las plantas de chile pimienta de 90 días de edad. Después del establecimiento de las ninfas de *B. cockerelli* sobre las hojas (2-12 h después de la migración), las plantas de chile se colocaron en grupos de 4 en jaulas de madera de 80 x 80 x 50 cm cubiertas con tela de organza.

Cuadro 3. Insecticidas utilizados para determinar el efecto sobre adultos de *Tamarixia triozae*.

Ingrediente activo	Formulación		Concentración de	
	comercial	Grupo	i.a. a evaluar (g/L)	
Sales potásicas de ácidos grasos	812g/L		A	1.62
	Concentrado emulsionable	Jabones	B	0.81
	350g/L Solución concentrada		C	0.443
Imidacloprid			A	0.26
		Cloronicotinoide	B	0.13
			C	0.003
Abamectina	18g/L Concentrado emulsionable		A	0.009
		Avermectina	B	0.0045
			C	0.00003

En cada insecticida A, B y C corresponden a la concentración mínima recomendada por la casa comercial, la mitad de ésta y la CL₅₀ para *B. cockerelli*, respectivamente.

Cada planta contenía entre 20-30 ninfas. Posteriormente, se introdujeron 2 hembras de *T. triozae* (≤ 72 h de edad) a cada jaula para permitir el parasitismo sobre las ninfas de *B. cockerelli* durante al menos 24 h.

Para determinar el efecto de los insecticidas abamectina, imidacloprid y sales potásicas de ácidos grasos sobre los estados de huevo, larva y pupa de *T. triozae*, éstos se aplicaron a las concentraciones indicadas en el Cuadro 3 a los 2, 6 y 10 días posteriores a la fecha del proceso de parasitismo en la jaula de adultos de *T. triozae*. Los periodos citados son los que en promedio permiten que el parasitoide se encuentre en estas etapas de desarrollo biológico requeridas respectivamente (Johnson, 1971).

Los insecticidas se diluyeron en agua destilada estéril más el adherente-dispersante Tween 20 al 0.2 %. Las aplicaciones de los insecticidas se realizaron hasta punto de goteo sobre las plantas de chile con un aspersor manual de 20 ml y con un tamaño de gota de 0.4-1.0 mm de diámetro. A las plantas testigo se les aplicó únicamente agua destilada más el adherente-dispersante. Después de las

aplicaciones de los insecticidas, las plantas se mantuvieron bajo condiciones de 23 °C y 70 % HR.

El efecto de los insecticidas se evaluó determinando la emergencia de los adultos de *T. triozae* a los 14, 10 y 6 días posteriores a la aplicación sobre los estados de huevo, larva y pupa, respectivamente. Se consideraron parasitoides muertos, aquellos que no lograron emerger como adultos de las ninfas de *B. cockerelli* parasitadas.

8.7. Análisis de datos

Se utilizó un diseño completamente al azar en todos los ensayos. Los porcentajes de mortalidad obtenidos con los insecticidas en los ensayos de adultos de *T. triozae*, se sometieron a un análisis de varianza (ANOVA) con el programa Statgraphics (Graphic Software System, STSC Inc., Rockville, MD, EE. UU.) (STSC 1987). En los casos en los que las varianzas no fueron homogéneas aún con la transformación arcoseno \sqrt{x} , se utilizó la prueba no paramétrica de Kruskal-Wallis para la separación de medianas.,

Los porcentajes de mortalidad obtenidos en los estados de huevo, larva y pupa de *T. triozae* causados por los insecticidas se sometieron a un ANOVA. El análisis se llevó a cabo usando el procedimiento Modelo Lineal General y con la prueba de DMS para separar medias (SAS/STAT version 8.1; SAS Institute, Cary, NC) (SAS Institute 2000).

IX. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

9.1. Identificación de *Tamarixia* sp.

Los adultos de *Tamarixia* sp., que emergieron de las ninfas de *B. cockerelli* colectadas en campo corresponden a la especie *T. triozae*, lo cual coincide con la especie colectada por Bujanos *et al.*, (2005) y González *et al.* (2008) en la zona del Bajío del estado de Guanajuato. Actualmente, *T. triozae* se encuentra distribuida en otras zonas agrícolas de México, ya que también ha sido reportada por Bravo y López (2007) parasitando ninfas de *B. cockerelli* en los Valles centrales de Oaxaca.

Dentro del género *Tamarixia* se encuentran varias especies que pueden parasitar a distintas plagas de las familia Psyllidae y Triozidae; Por ejemplo, *Tamarixia radiata* Waterson (Hymenoptera: Eulophidae) se ha utilizado exitosamente como agente de control del “psílido asiático de los cítricos”, *Diaphorina citri* Kuwayama (Hemiptera: Psyllidae) en Taiwan (Chien *et al.* 2001), Argentina (Cáceres y Aguirre, 2005), Estados Unidos de America (Grafton-Cardwell *et al.*, 2006, Cocco y Hoy, 2008) y Cuba (González, 2005). De igual forma, *Tamarixia dryii* Waterson (Hymenoptera: Eulophidae) es el principal agente de control de *Triozae erytrae* Del Guercio (Hemiptera: Psyllidae) en cultivos de cítricos, en el Valle de Guerra en Tenerife, España (Pérez y Carnero, 2003).

9.2. Descripción morfológica de los estados de vida y comportamiento de parasitismo de *Tamarixia triozae* sobre *B. cockerelli*

Descripción del adulto: El cuerpo de la hembra adulta (Figura 2a) varía de 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 triangulo equilatero; posee antenas del tipo geniculado, con clava de tres segmentos y funícula de cuatro segmentos. La inserción de las antenas 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; formula tarsal es de 4-4-4; las patas son de color café

oscuro a excepción de la parte interna de las tibias, las coyunturas entre trocanter-femur, fémur-tibia y tibia- tarso, son de color amarillo verdoso brillante; alas con un área amplia de setas y con venación reducida. El adulto sobrevive de 8.73 ± 4.54 días ($n = 46$).

Descripción del ciclo de vida (huevecillo – pupa): El huevecillo de *T. triozae* es de forma ovoide y de color amarillo brillante translucido; corion liso y cubierto por una mucosidad con la que se adhiere al cuerpo del huésped (Figura 2b). Este tiene una duración de 1.72 ± 0.67 días ($n = 10$). Una vez colocado en su posición fina, el huevecillo es vulnerable a los movimientos de la ninfa al momento de excretar ya que puede lesionarlo o perderlo durante esta actividad. Sin embargo, las ninfas N4 y N5 son menos móviles que los estadios anteriores, lo cual beneficia la permanencia del huevecillo.

La larva es de color amarillo-verdoso, con estrías transversales evidenciando la segmentación del cuerpo, sin determinación visible entre la cabeza, tórax y abdomen, no posee patas, ni pseudopatas (Figuras 2c y 2d). El estado de larva de *T. triozae* se completa en 11.6 ± 1.67 días ($n = 15$).

La larva de *T. triozae* durante su desarrollo se ubica de manera longitudinal y externa al cuerpo de la ninfa de *B. cockerelli*, colocando su aparato bucal entre las coxas de las patas mesotorácicas (Figura 2c), donde se alimenta hasta matar a su huésped, lo cual es similar al comportamiento reportado para *T. radiata* sobre *D. citri* (Cáceres y Aguirre, 2005). Los movimientos de deglutación de la larva se observan fácilmente al colocar la ninfa dorso-ventralmente y registrar el movimiento ondulatorio del cuerpo de la larva iniciando en la cabeza y terminando en la parte posterior del abdomen.

La pupa de *T. triozae* se observa una vez que la ninfa huésped se ha desecado completamente y ésta ocupa por completo el espacio bajo la coraza formada por el integumento de la ninfa huésped, lo que coincide con el comportamiento de *T. radiata* (Cáceres y Aguirre, 2005). La pupa comienza a madurar pasando de una coloración amarilla, naranja y a color café oscuro (Figura 2e).

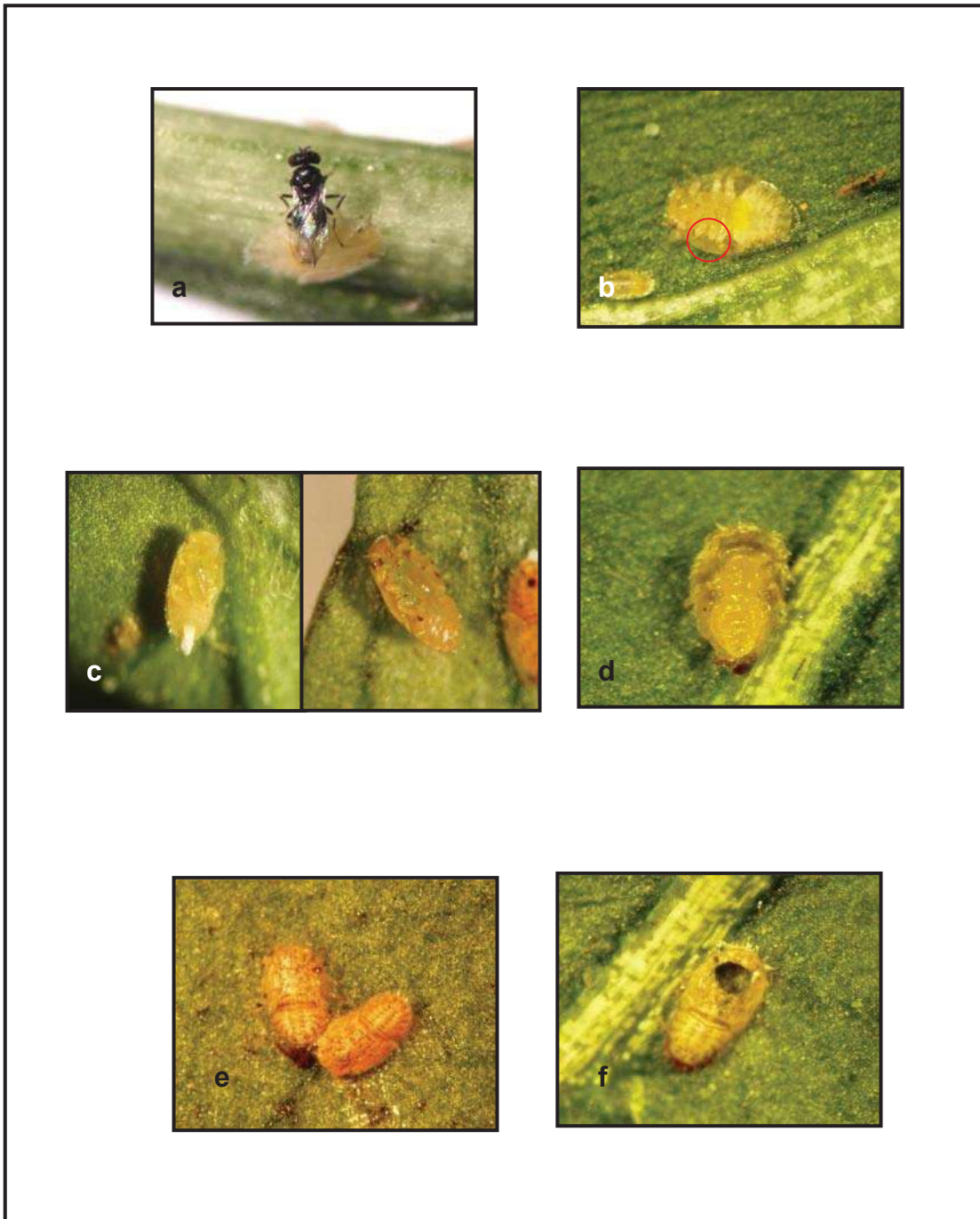


Figura 2. Proceso de parasitismo del adulto de *T. triozae* y su desarrollo sobre ninfas de *B. cockerelli*. (a) adulto de *T. triozae* parasitando a una ninfa N4, (b) ubicación del huevo de *T. triozae*, (c) desarrollo de la larva de *T. triozae*, (d) pupa de *T. triozae*, (e) síntomas de las ninfas de *B. cockerelli* parasitadas por *T. triozae* y (f) orificio de emergencia del adulto del parasitoide.

La emergencia del adulto se presenta a los 8.37 ± 3.39 días después del inicio de la pupación ($n = 35$) y se lleva a cabo mediante un corte circular a nivel de la sutura ecdicial en el tórax (Figura 2f).

Comportamiento de parasitismo: Respecto al comportamiento de los adultos de *T. triozae*, se observó que una hembra después de 72 h de edad colocada en presencia de ninfas N4 de *B. cockerelli*, puede parasitar el 100% de los huéspedes disponibles, lo cual es similar a lo reportado por Johnson (1971) en esta misma plaga y a lo registrado por *T. radiata* sobre *D. citri* (Cáceres y Aguirre 2005). La hembra se coloca en uno de los laterales de la ninfa e introduce suavemente su ovipositor entre el metatórax y la parte anterior del abdomen. En este momento, la ninfa del huésped detecta la presencia y arquea su cuerpo a manera de limitar el espacio pleural expuesto. Sin embargo, la hembra del parasitoide explora ambos lados del cuerpo hasta que logra introducir su ovipositor. La ninfa de *B. cockerelli* comienza a realizar movimientos oscilatorios similares a los que realiza cuando se libera de sus excreciones. Se observa que la ninfa queda paralizada similar a lo reportado por Johnson (1971) y Jensen (1957) (Figura 2a). Una vez inmobilizada la ninfa de huésped, el parasitoide deposita un huevecillo, el cual se desliza entre las valvas II y III, hasta quedar colocado en posición transversal al cuerpo del huésped y adherido entre las coxas del primero y segundo o segundo y tercer par de patas (Figura 2b) igual a lo observado por Johnson (1971). Cáceres y Aguirre, (2005) mencionan que el huevecillo es colocado entre el tórax y el abdomen, entendiendo que la preferencia es en las coxas del tercer par de patas. Sin embargo, este comportamiento se puede considerar similar entre las dos especies de *Tamarixia*, además de que en ambas, sólo se deposita un huevo por huésped.

Como parte del comportamiento se observó que a 26 °C, 73% de HR y un fotoperiodo de 12:12 h (luz: oscuridad), el porcentaje de emergencia de los adultos de *T. triozae* fue de 5.00, 62.02 y 34.98% de ninfas N3, N4 y N5, respectivamente (Figura 3). La posible preferencia del parasitoide por las ninfas N4 podría deberse a que la movilidad en este estadio es mínima comparado con los estadios previos. Por lo tanto, el huevecillo de *T. triozae* tendría mayor posibilidad de continuar su

desarrollo y a la ninfa de *B. cockerelli* le restaría, aun, un tiempo de al menos 5 días para pasar a N5 (Avilés *et al.*, 2002). Este tiempo sería suficiente para la eclosión y fijación de la larva del parasitoide, así como para su alimentación en el huésped. La capacidad de discriminación es una de las características deseables para un organismo que se pretende utilizar como de agente de control biológico (Chiu-Magaña *et al.*, 2009). Sin embargo, otras características biológicas importantes incluyen un ciclo de vida más corto que su huésped, alta actividad parasitaria y breve período de pre-oviposición (Avilés *et al.*, 2002), como se ha observado en *T. radiata* sobre *D. citri* en Cuba, donde se han realizado investigaciones sobre la efectividad parasítica, logrando entre 30.7 % y 97.2 % de parasitismo en ninfas de N3, N4 y N5 (González *et al.*, 2005).

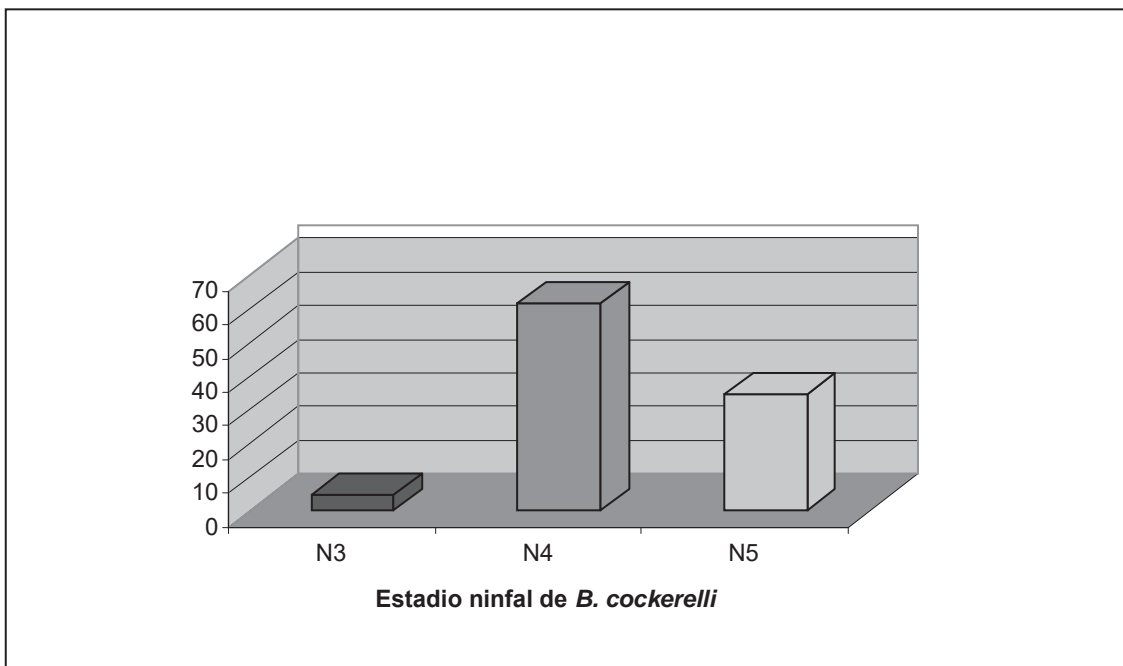


Figura 3. Estadio de ninfa de *Bactericera cockerelli* en donde se presenta la emergencia del adulto de *Tamarixia triozae* bajo condiciones de invernadero.

En el Cuadro 4, se presenta una comparación entre los diversos factores observados en el presente estudio y los publicados para *T. radiata* (Ching-Chin *et al.* 2001) y *Tetrastichus triozae* (clasificación anterior de *T. triozae*) (Johnson, 1971). Se observan similitudes en ambas especies, en cuanto a los estadios ninfales que *T.*

triozae parasita o que tiene lugar la emergencia del adulto, así como también en la duración de cada uno de sus estados de vida. El ciclo de vida de *T. triozae* desde huevecillo hasta la emergencia del adulto tiene una duración de aproximadamente 21 días similar a lo reportado para *Tetrastichus triozae* con 16 a 21 días, y diferente a los 12 días de *T. radiata*; esta discordancia en el desarrollo (ej., vida de la hembra y larva) puede que se deba precisamente a que se trata con diferentes especies, lo cual no sucede con *Tetrastichus triozae* ya que esta es la clasificación anterior de *T. triozae*. Esta información puede ser de gran importancia al momento de diseñar algún programa de manejo integrado contra *B. cockerelli*.

Bajo las condiciones de laboratorio se logró hasta un 100% de parasitismo al igual que lo mencionado por Johnson (1971), sin embargo, en la cría de *T. triozae* que se encontraba en invernadero se observó una disminución en el parasitismo (aproximadamente en un 60%). También existió un aumento en la mortalidad de larvas y pupas de *T. triozae* al observarse ninfas de *B. cockerelli* con síntomas de parasitismo pero no emergencia de los adultos del parasitoide. Lo anterior pudo deberse a las condiciones ambientales que se presentaron dentro del invernadero, ya que se presentó la ruptura de plásticos durante un periodo de dos meses, lo que ocasionó que en el interior del invernadero tuviera efecto las lluvias y variación de temperaturas desde 0 °C a 40 °C, así como a la presencia de la araña roja, *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae) que infestó a las plantas de chile, impidiendo el establecimiento de *B. cockerelli* y como consecuencia del parasitoide.

Tamarixia triozae puede ser incluido en programas de manejo integrado de la plaga ya que puede parasitar a las ninfas N3, N4 y N5. No obstante, al considerar que el umbral económico de *B. cockerelli* es de 1 ó más individuos por cada 100 redadas (Aviles *et al.* 2007) y el daño que esta plaga ocasiona en sus estadios ninfales N1 a N3, es posible que el uso del parasitoide sea insuficiente como único método de control (Pletsch 1947).

Cuadro 4. Comparación de comportamiento de *Tamarixia triozae* con otras especies que parasitan psílidos.

Comportamiento	<i>Tamarixia radiata</i> (Ching-Chin et al. 2001)	<i>Tetrastichus triozae</i> (Johnson, 1971)	<i>Tamarixia triozae</i> (presente estudio)
Especie parasitada	<i>Diaphorina citri</i>	<i>Paratrioza cockerelli</i>	<i>Bactericera cockerelli</i>
Condiciones ambientales	25 ± 1 °C 70-90% HR 14:10 luz: oscuridad	---	26°C, 73%HR, 12:12 luz: oscuridad
Estadio de huésped parasitado	N3, N4, N5	N4, N5	---
Estadio de huésped donde se presenta la emergencia de adultos de parasitoide	---	---	N3 (5%) N4 (62.02%) N5 (34.98%)
Paralización previa al parasitismo	---	Si	Si
Ubicación del huevo del parasitoide	Ventral tórax- abdomen	Ventral coxas 1-2 y 2-3	Ventral coxas 2-3
Huevos por huésped	---	1	1
Duración de huevo a emergencia del adulto	12 días	16-21 días	21.69 ± 5.73 días
Vida de hembra	12-24 hasta 34 días	17-20 días	8.73 ± 4.54 días (n = 45 individuos)
Duración de huevo	2 días	1-2 días	1.72 ± 0.67 días (n = 10 individuos)
Duración de larva	4 días	6-8 días	11.6 ± 1.67 días (n =15 individuos)
Duración de pupa	6 días	9-11 días	8.37 ± 3.39 días (n =35 individuos)

9.3. Efecto de los insecticidas abamectina, imidacloprid y sales potásicas de ácidos grasos sobre los estados de adulto, huevo, larva y pupa de *T. triozae*.

Abamectina causó mortalidades entre 70 a 100% a las 24 h postaplicación sobre los adultos de *T. triozae*. Las dos concentraciones más altas causaron una mortalidad de 100% y la concentración mínima recomendada en campo (0.00003 g/L) provocó el mismo porcentaje 24 h después, lo cual puede ser debido a que el compuesto continua teniendo efecto tóxico sobre el insecto que para entonces ya se encuentra completamente impregnado sin posibilidad de resguardo fuera del área del vial (Cuadro 5). Estos resultados coinciden con otros reportados en otras especies de parasitoides, donde Abamectina causó 78% (Luna, 2010) y 100% (Riquelme *et al.* 2006) de mortalidad en adultos de *T. triozae* y *Trichogrammatoidea bactrae* Nagaraja (Hymenoptera: Trichogrammatidae), aunque en estos casos la mortalidad se determinó después de 29 y 30 días de haber sido asperjado a plantas de tomate, respectivamente.

Cuadro 5. Porcentaje de mortalidad de adultos de *Tamarixia triozae* tratados con insecticidas de diferente modo de acción.

Tratamiento	Concentraciones ensayadas (g de i.a. /L)	% de mortalidad a las 24 h postaplicación	% de mortalidad a las 48 h postaplicación
Abamectina	0.00003	72.3 ± 7.8 e	100.0 ± 0.0 e
	0.009	100.0 ± 0.0 f	---
	0.004	100.0 ± 0.0 f	---
Imidacloprid	0.003	33.0 ± 11.5 bd	100.0 ± 0.0 e
	0.13	28.4 ± 3.4 b	100.0 ± 0.0 e
	0.36	63.4 ± 6.2 ce	100.0 ± 0.0 e
Sales potásicas de ácidos grasos	0.443	30.0 ± 15.2 de	67.0 ± 10.2 c
	0.81	84.4 ± 4.4 e	100.0 ± 0.0 e
	1.62	54.1 ± 23.5 be	84.0 ± 1.49 d
Testigo acetona	-	10.0 ± 0.0 a	10.0 ± 0.0 b
Testigo alcohol	-	2.5 ± 2.5 a	2.5 ± 2.5 a

Los datos son expresados como la media ± EE. Dentro de la misma columna, los datos seguidos por la misma letra no difieren significativamente entre sí (Kruskal-Wallis, P=0.05). K = 29; P < 0.001.

Similar a los resultados obtenidos con los adultos de *T. triozae*, las tres concentraciones de abamectina causaron altos porcentajes de mortalidad sobre los estados de vida de huevo (94-99 %) y larva (100 %) (Cuadro 6). En ambos estados, no se observaron diferencias significativas entre las tres concentraciones evaluadas, pero sí con respecto al testigo. Actualmente, este insecticida es recomendado para el control de los estados de huevo y ninfas (N1, N2 y N3) de *B. cockerelli*. Nosotros suponemos que las ninfas parasitadas de *B. cockerelli* mueren después de la aplicación de abamectina y, en caso de que se haya dado la emergencia de la larva de *T. triozae*, ésta posteriormente también muere por inanición. La alta mortalidad causada por abamectina puede estar relacionada con su modo de acción. Los insecticidas neurotóxicos causan parálisis en los insectos y consecuentemente la mortalidad se lleva a cabo en poco tiempo.

Cuadro 6. Efecto de abamectina sobre los estados biológicos de huevo, larva y pupa de *Tamarixia triozae*.

Concentraciones ensayadas (g de i.a./L)	Mortalidad (%)		
	Huevo	Larva	Pupa
Testigo	38.85 ± 9.30aA	4.17 ± 6.57aB	26.25 ± 9.30aA
0.00003	99.16 ± 6.57bA	100.00 ± 6.57bA	27.05 ± 6.57aB
0.009	99.16 ± 6.57bA	100.00 ± 6.57bA	27.94 ± 6.57aB
0.004	94.00 ± 6.57bA	100.00 ± 6.57bA	29.75 ± 6.57aB

Valores con la misma letra en la misma columna (letras minúsculas) y fila (letras mayúsculas), no difieren significativamente ($P \geq 0.05$).

En el estado de pupa se obtuvo una mortalidad ≤ 30 % en las tres concentraciones ensayadas, pero ésta no difirió de la registrada en el testigo. La diferencia en la mortalidad registrada en el estado de pupa, comparada con la obtenida en huevo y larva, puede ser debido a que cuando la larva del parasitoide comienza a pupar, la ninfa de *B. cockerelli* se deshidrata formando una coraza impermeable que le sirve de protección, lo que impide la contaminación del parasitoide.

Otros reportes de insecticidas neurotóxicos como tiodicarb, a una concentración de 0.375 kg i.a./L, causó una mortalidad respectiva en huevo, larva y pupa de 62, 72 y 96% en *Trichogramma pretiosum* (Riley) (Hymenoptera: Trichogrammatidae) y 65, 78 y 100% en *T. atopovirilia* (Oatman y Plater) (Hymenoptera: Trichogrammatidae) (Navarro y Marcano, 2000). En contraste, estos autores también reportaron que el insecticida endosulfán (0.6 kg.ha⁻¹) causó 2, 6 y 5% de mortalidad en *T. pretiosum* y 23, 26 y 16% en *T. atopovirilia*, sobre los estados de huevo, larva y pupa, respectivamente. Esto demuestra que la mortalidad depende del estado de vida y del modo de acción de los insecticidas químicos usados.

Con imidacloprid se observó diferencia significativa en el porcentaje de mortalidad causado sobre los adultos a las 24 h después del tratamiento; pero fue no significativa y de 100 % a las 48 h (Cuadro 5). A las 24 h, la mortalidad más alta fue de 63.4 % con la concentración máxima ensayada.

A diferencia de las mortalidades obtenidas en las otras dos concentraciones, las cuales fueron estadísticamente iguales (~ 30% de mortalidad). Estos últimos resultados son similares a los obtenidos recientemente por Luna (2010) quien encontró que este mismo insecticida, a los 11 días después de su aplicación, causó un 30% de mortalidad en adultos de *T. triozae*. Sin embargo, en este estudio a las 48 h posteriores a la exposición del insecticida se logró el 100% de mortalidad. Estas diferencias pueden ser debidas a que en nuestro caso los adultos estuvieron posados por más tiempo sobre la superficie de los tubos en comparación con las jaulas entomológicas tipo clip utilizadas por Luna (2010), en las cuales los insectos pudieron evitar el contacto con el compuesto. No obstante, estos resultados coinciden con los de Cocco y Hoy (2008) quienes reportan que imidacloprid junto con abamectina registraron hasta 95% de mortalidad en adultos de *T. radiata*. Asimismo, Hall y Nguyen (2010) obtuvieron entre 88 y 100% de mortalidad en *T. radiata* cuando imidacloprid se aplicó por aspersión. Estos autores señalan que la alta actividad de este compuesto puede prolongarse debido a su actividad residual.

El efecto logrado por imidacloprid sobre los estados inmaduros de *T. triozae* se presenta en el Cuadro 7. Se muestra que en general, la mortalidad causada por este insecticida fue directamente proporcional al incremento de la concentración en los estados de huevo, larva y pupa del parasitoide, aunque en

los dos últimos estados de vida del insecto, la mortalidad provocada por 0.003 g de i.a./L no difirió significativamente del testigo. Los porcentajes de mortalidad estuvieron comprendidos entre 43-98, 37-100 y 37-73% en los estados de huevo, larva y pupa, respectivamente. En el caso del estado de huevo, los porcentajes de mortalidad registrados en las tres concentraciones ensayadas fueron estadísticamente significativos respecto al testigo (letras minúsculas), en el estado de larva sólo se presentan diferencias en las concentraciones de 0.13 y 0.36 g. de i.a./L.

En la comparación de medias de los efectos sobre los tres estados ensayados por cada concentración (letras mayúsculas), se observa que la máxima concentración de imidacloprid causó menor mortalidad en el estado de pupa (62.9%), comparado con la mortalidad obtenida en huevo (98.09%) y larva (100%). Este alto porcentaje puede deberse a la exposición directa de la larva ya que ésta queda en contacto con el producto aplicado, debido al comportamiento de ectoparásitoide. En la concentración de 0.13 g/L, los tres estados de vida (huevo, larva y pupa) de *T. triozae* fueron igualmente susceptibles, mientras que en la concentración de 0.003g/L se observó mayor (43.35%) y significativa la mortalidad en el estado de huevo comparada a la registrada en las etapas de larva (36.6%) y pupa (36.6%).

Cuadro 7. Efecto de imidacloprid sobre los estados biológicos de huevo, larva y pupa de *Tamarixia triozae*.

Concentraciones ensayadas (g de i.a./L)	Mortalidad (%)		
	Huevo	Larva	Pupa
Testigo	38.85± 9.30aA	4.17 ± 6.57aB	26.25 ± 9.30aA
0.003	43.35 ± 6.57bB	36.60 ± 6.57aA	36.60 ± 6.57aA
0.13	66.75 ± 6.57cA	73.45 ± 6.57bA	73.45 ± 6.57bA
0.36	98.09 ± 6.57dA	100.00 ± 6.57cA	62.90 ± 6.57bB

Valores con la misma letra en la misma columna (letras minúsculas) y fila (letras mayúsculas), no difieren significativamente ($P \geq 0.05$).

Los insecticidas de sales potásicas a base de ácidos grasos también causaron altos porcentajes (67-100%) de mortalidad en los adultos de *T. triozae* a las 48 h post-tratamiento (Cuadro 3). Este efecto puede ser debido a una combinación de las propiedades repelentes y/o disuasorias más la acción tóxica del compuesto, ya que las sales potásicas a base de ácidos grasos pueden provocar alteraciones en el comportamiento de los insectos tratados y consecuentemente causar la muerte como es mencionado por Hilje (2005). El efecto de este insecticida tuvo una respuesta similar a la obtenida por imidacloprid a la dosis mínima recomendada en campo (0.003 g/L) sobre la mortalidad del adulto.

En el Cuadro 8 se presentan las respuestas obtenidas de los estados de huevo, larva y pupa de *T. triozae* hacia las sales potásicas de ácidos grasos. Los porcentajes obtenidos en el testigo y en la concentración mínima ensayada sobre el estado de larva fueron menores al 10% de mortalidad y no se observaron diferencias significativas (letras minúsculas) entre sí, pero ambas difieren de la máxima concentración ensayada y la mitad de ésta, las cuales alcanzaron mortalidades de 52.47% y 38.7%, respectivamente. Debido a la escasez de especímenes durante estos ensayos, no se realizaron las pruebas con la concentración de 0.443 g de i.a./L para los estados de huevo y pupa. Para nuestro conocimiento, no existen investigaciones relacionadas con el efecto de las sales potásicas de ácidos grasos sobre *T. triozae*. Sin embargo, cuando el producto comercial Insecticidal Soap® se aplicó sobre adultos del depredador *Cybocephalus niponicus* (Endrody-Younga) (Coleoptera: Coccinellidae), se reportó una sobrevivencia de 66% (Smith y Cave, 2006). De igual forma, Cocco y Hoy (2008) reportaron la baja toxicidad residual de los adyuvantes Silwet L-77 y Kinetic sobre *T. radiata*, por lo que estos insecticidas alternativos con el modo de acción de obstrucción de poros y desecamiento de integumentos podrían considerarse en programas de control biológico de *D. citri*, el principal hospedero de este parasitoide.

Las mortalidades ($\leq 52\%$) logradas por las sales potásicas de ácidos grasos en larvas de *T. triozae* pueden ser debido a su modo de acción. Los derivados de ácidos grasos provocan asfixia al producir la oclusión mecánica de las aberturas del cuerpo del insecto, además de que los insectos se deshidratan por las propiedades cáusticas de los constituyentes alcalinos libres del jabón

sobre la cutícula (Silva *et al.* 2005). En el presente estudio, aún cuando la larva de *T. triozae* se encuentra bajo la ninfa de *B. cockerelli*, el compuesto pudo contaminar la zona comprendida entre la superficie foliar de las hojas de chile y durante el movimiento natural de la ninfa huésped, la larva queda en contacto con superficies contaminadas por el insecticida. Además, el surfactante usado posiblemente facilitó la deposición del compuesto, contribuyendo así a aumentar la eficacia de las sales potásicas de ácidos grasos.

Cuadro 8. Efecto de sales potásicas de ácidos grasos sobre los estados biológicos de huevo, larva y pupa de *Tamarixia triozae*.

Concentraciones ensayadas (g de i.a./L)	Mortalidad (%)		
	Huevo	Larva	Pupa
Testigo	38.85± 9.30aA	4.17 ± 6.57aB	26.25 ± 9.30aA
0.443	---	8.77 ± 6.57aA	---
0.81	48.52 ± 6.57aB	38.70 ± 6.57bAB	24.15± 6.57aA
1.62	59.67 ± 6.57aB	52.47 ± 6.57bAB	37.25 ± 6.57abA

Los datos son expresados como la media ± EE. Dentro de la misma columna, los datos seguidos por la misma letra no difieren significativamente entre sí.

Por último, hace falta realizar estudios relacionados sobre el efecto de los insecticidas químicos para determinar las diferencias entre los sexos de *T. triozae*. Lo anterior tiene gran importancia desde el punto de vista práctico, ya que los individuos podrían reducir su acción de búsqueda y capacidad reproductiva y consecuentemente su eficiencia parasitaria (Tipping y Burbutis, 1983). Recientemente, se reportaron diferencias en susceptibilidad a insecticidas entre los sexos de *T. radiata* (Hall y Nguyen 2010). Esto es importante considerar para estudios posteriores, ya que como lo mencionan estos autores, los machos son más pequeños que las hembras lo que puede ocasionar mayor susceptibilidad.

X. CONCLUSIONES

- El parasitoide de *B. cockerelli*, *T. triozae*, se encuentra presente en los campos de chile y jitomate ubicados en el municipio de Irapuato, Guanajuato.
- *T. triozae* tiene una alta capacidad parasítica (100% de parasitismo en ninfas N4 de *B. cockerelli*) bajo condiciones de laboratorio.
- En condiciones de invernadero, los adultos de *T. triozae* muestran preferencia hacia ninfas N4; sin embargo, hace falta determinar si el parasitoide completa su desarrollo en el mismo estadio ninfal de su hospedero inicialmente parasitado.
- El desarrollo de *T. triozae* tiene una duración de 1.72, 11.6, 8.37 y 8.77 días en los estado de huevo, larva, pupa y adulto, respectivamente.
- Los adultos de *T. triozae* fueron mayormente susceptibles a los compuestos abamectina e imidacloprid, con los cuales se obtuvo una mortalidad entre 37 y 100%.
- La susceptibilidad de *T. triozae* depende del estado de vida, tipo de insecticida y condiciones en las cuales se realizó este estudio. En general, la larva es el estado biológico del parasitoide mas susceptible a los tres insecticidas seguido del huevo y finalmente la pupa.

XI. LITERATURA CITADA

- Agroproduce, 2007. Fundación Produce Oaxaca, A.C. El cultivo de chile en México y en el mundo. <http://www.oeidrus-oaxaca.gob.mx/produce/produce.htm> (Accesada en diciembre 2009).
- Al- Jabr, A. M. 1999. Integrated pest management of tomato/potato psyllid, *Paratrioza cockerelli* (Sulc) (Homoptera: Psyllidae) with emphasis on its importance in greenhouse grown tomatoes. Thesis. Department of Bioagricultural Sciences and Pest Management. Colorado State University. Fort Collins, Colorado. U.S.A.
- Anónimo. 1934. A big eye bug predator of the potato psyllid. Florida Entomologist. 18(3): 40-43.
- Anónimo. 2009. http://zipcodezoo.com/Animals/B/Bactericera_cockerelli/ (Accesada en mayo de 2009).
- Avilés, G. M. C., J. A. T. Garzón, A. Marín J. y P. H. C. Macías. 2002. El psílido del tomate *Paratrioza cockerelli* (Sulc). Biología y su control. Memorias en extenso del Taller sobre *Paratrioza cockerelli* Sulc. Culiacán Sinaloa, México. pp. 1-21.
- Avilés, G. M. C., A. F. Domínguez, C. A. A. Fu, V. J. J. Pérez y 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.
- Bayer de México S.A. de C.V. 2005. La paratrioza o pulgón saltador del tomate y la papa. Boletín Técnico. México D.F. p. 8.
- Biokrone. 2010. Aceite vegetal de semilla de soya CE EPA 90 http://www.terralia.com/agroquimicos_de_mexico/index.php?proceso=registro&numero=7220&id_marca=2553&base=2010. (Accesada en julio de 2010)
- Bujanos, M. R., J. A. Garzón T. y A. Marín J. 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 al 16 de agosto del 2005. p. 93-98.
- Bujanos, M. R., J. A. Garzón T. y A. Marín J. 2007. Manejo integrado del pulgón saltador *Bactericera (=Paratrioza) cockerelli* (Sulc.) (Hemiptera: Psyllidae) en

- los cultivos de solanáceas en México. Memoria técnica No. 23. Conferencias sobre: *Paratrioza*, virosis y mercados en hortalizas. Hermosillo, Sonora, México. pp. 5-21.
- Bravo M. E. y López L. P. 2007. Principales plagas del chile de agua en los valles centrales de Oaxaca. Agroproduce. Abril. 2007: 12-15.
- Cáceres S. y Aguirre A. 2005. Presencia de *Tamarixia radiata* (Waterson) (Hymenoptera: Eulophidae), parasitoide del psílido asiático *Diaphorina citri* Kuwayama (Hemiptera: Sternorrhyncha: Psyllidae) en cultivos de cítricos de Corrientes. VI Congreso Argentino de Entomología. 223 p.
- Cameron P. J., Walker G.P. y Herman T. J. B. 1995. Development of resistance to fenvalerate in *Helicoverpa armigera* (Lepidoptera: Noctuidae) in New Zealand. New Zealand Journal of Crop and Horticultural Science. 23: 429-436.
- Chien C. C., Chiu S. C. y Ku S. C. 2001. Mass rearing and field release of an eulophid wasp, *Tamarixia radiata* (waters.). F F T C Plant Protection. No. 2001-5. Technical Notes. Taiwan Agricultural Research Institute
- Chiu-Magaña M., Castillo A. y Rojas J.C. 2009. Estímulos usados en el reconocimiento del hospedero por *Phymastichus coffea*, un parasitoide de la broca del café. Agrociencia. 43: 393-401.
- Cicero J. M., Brown, J. K., Roberts, P. D. y Stansly, P. A. 2009. The digestive system of *Diaphorina citri* and *Bactericera cockerelli* (Hemiptera: Psyllidae). Annals of the Entomological Society of America. 102: 650-665.
- Cocco A. y M. Hoy A. 2008. Toxicity of organosilicone adjuvants and selected pesticides to the asian citrus psillid (Hemiptera: Psyllidae) and its parasitoid *Tamarixia radiata* (Hemiptera: Eulophidae). Florida Entomologist. 91: 610-620.
- Cook, D. R., B. R. Leonard y J. Gore 2004. Field and laboratory performance of novel insecticides against armyworms (Lepidoptera: Noctuidae). Florida Entomologist. 87: 433- 439.
- Cranshaw, W. 2010. Taxon profile. *Bactericera cockerelli*. <http://www.biolib.cz/en/taxon/id426583/> (Accesada en Mayo de 2010)
- DGSV, Dirección General de Sanidad Vegetal. 2009. www.senasica.gob.mx (Accesada en julio de 2009.)

- Ferguson, G. y Fraser, H. 2003. Potato psyllid- A new pest in greenhouse tomatoes and peppers. Ministry of Agriculture Food and Rural Affairs. http://www.omafra.gov.on.ca/english/crops/facts/potato_psyllid.htm#related, (Accesada en Julio 2009)
- Garzón, T. J. A. 2002. El pulgón saltador o la paratrioza, una amenaza para la agricultura de Sinaloa. Memorias en extenso del Taller sobre *Paratrioza cockerelli* Sulc. Culiacán, Sinaloa, México. 25 y 26 de julio del 2002. pp. 9-12.
- 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.
- González, C., Hernández, D., Cabrera, R. I. y Tapia. J. R. 2005. *Diaphorina citri* Kuw., Inventario y comportamiento de los enemigos naturales en la citricultura cubana. <http://www.fao.org/docs/eims/upload/cuba/5279/FAODiaphorina.pdf> (Accesado en julio 2008).
- González H. A., R. Lomelí F. y N. García B. 2008. Determinación de parasitoides de *Bactericera cockerelli* (Sulc) en México. Memorias del XXXI Congreso Nacional de Control Biológico. Zacatecas, Zacatecas. México. pp. 101-103.
- Grafton-Cardwell, E. E., K. E. Godfrey, M. E. Rogers, C. C. Childers y P. A. Stansly. 2006. Asian citrus psyllid. University of California Agriculture and Natural Resources Publication 8131. Oakland, CA. 8 pp. <http://anrcatalog.ucdavis.edu/pdf/8205.pdf>. (Accesada en Mayo 2009)
- Guía para la protección y nutrición vegetal, 2001. <http://www.laguiasata.com/lmidacloprid.html> (Accesada en Mayo 2010)
- Hall D.G. y Nguyen R. 2010. Toxicity of pesticides to *Tamarixia radiata*, a parasitoid of the Asian citrus psyllid. BioControl. Online publication date: 23-May-2010. <http://www.springerlink.com/content/d62600325448486p/> (Accesada en Julio 2010)
- Hansen A. K., Trumble J. T., Stouthamer R. y Paine T. D. 2008. A New Huanglongbing Species, "Candidatus Liberibacter psyllaerous" found to infect tomato and potato, is vectored by psyllid *Bactericera cockerelli* (Sulc). Applied and Environmental Microbiology. 74: 5862-5865.
- Hilje, L. 2005. Cómo determinar la repelencia de sustancias aleloquímicas sobre las moscas blancas. Hoja Técnica No. 50. Manejo Integrado de Plagas y Agroecología. 74: 94-98.

- 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 en Ciencias. Universidad Estatal de Colorado. 45pp.
- Knowlton, G. F. 1933. Aphis lion predators of the potato psyllid. *Journal Economic Entomology*. 26: 977.
- Knowlton, G. F. y Thomas, W. L. 1934. Host plants of the potato psyllid. *Journal Economic Entomology*. 27: 547.
- Knowlton, G. F. y Allen, M. 1936. Three hemipterous predators of the potato psyllid. *Proceedings. Utah Academy of Sciences, Arts and Letters*. 13:293-294.
- Luna C. A. 2010. Toxicidad de cuatro insecticidas sobre *Tamarixia triozae* (Burks) (Hymenoptera: Eulophidae) y su hospedero *Bactericera cockerelli* (Sulc) (Homoptera: Psyllidae). Tesis de Maestría en Ciencias. Colegio de Postgraduados. Montecillos, Estado de México.
- Marín, J. A., J. A. Garzón T., A. Becerra F., C. Mejía A., R. Bujanos M. y K. F. Byerly M. 2002. Memorias del Taller sobre *Paratrioza cockerelli* (Sulc). Culiacán, Sinaloa, México. 25 y 26 de julio del 2002. p. 37-45.
- 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 del 2002. pp. 13-19.
- Martínez I. M. y Lumaret J. P. 2006. Las prácticas agropecuarias y sus consecuencias en la entomofauna y el entorno ambiental. *Folia Entomológica Mexicana*. 45: 57-68.
- Mena C. J. 2005. Bioecología de insectos chupadores en Chile y tomate en Zacatecas. Campo Experimental Zacatecas, INIFAP. Segunda Convención Mundial del Chile. Zacatecas, Zacatecas, México. 14 al 16 de agosto del 2005. p. 85-86.
- Munyanza, J. E., Crosslin, J. y Upton, J. E. 2007. 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.
- Navarro R. y Marcano R. 2000. Efecto de diferentes insecticidas sobre el parasitismo de *Trichogramma pretiosum* Riley y *Trichogramma atopovirilia*

- Oatman y Plater en huevos de *Helicoverpa zea* (Boddie). *Agronomía Tropical*. 50: 337-346.
- Noyes, John, 2010. Fauna Europea: Insecta, Chalcidoidea, Fauna Europea versión 1.1. <http://www.faunaeur.org> (Accesada en junio 2010).
- Pérez P. F. y Carnero H. A. 2003. Presencia de *Triozae erytreae* (Del Guercio, 1918) (Hemiptera, Psyllidae), psílido africano de los cítricos, en la Isla de Tenerife. Departamento de Protección Vegetal del ICIA (Instituto Canario de Investigaciones Agrarias). *Granja*. 9: 54-57.
- Peterson A. 1934. A manual of entomological equipment and methods. Part I, Pl. 77, Figs. 5 and 6. Edwards bros., Ann Arbor, Mich.
- Pletsch, D. J. 1947. The potato psyllid, *Paratrioza cockerelli* (Sulc). Its biology and control. Montana Agricultural Experiment Station, Bulletin. 446: 1-95.
- Poghosyan A. V. L. y J. A. Larriaga M. 2005. Primer reporte por infección de fitoplasma en el cultivo de chile chiltepin en Baja California Sur, México. Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste (CIBNOR), S. C. México, La Paz, B. C. S. Programa de Agricultura en Zonas Áridas. Segunda Convención Mundial de Chile. p. 32-33.
- Riquelme V. M. B., Botto E.N. y Lafalce C. 2006. Evaluación de algunos insecticidas para el control de la «polilla del tomate», *Tuta absoluta* (Lepidoptera: Gelechiidae) y su efecto residual sobre el parasitoide *Trichogrammatoidea bactrae* (Hymenoptera: Trichogrammatidae) *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*. 65: 57-65.
- Romney, V. E. 1939. Breeding areas of the tomato psyllid, *Paratrioza cockerelli* (Sulc). *Journal Economic Entomology*. 32: 150-151.
- SAS Institute. 2000. SAS/STAT user's guide, release 6.03 ed. SAS Institute. Cary, NC.
- Shu-Sheng L., Zeng-Mei L., Yin-Quan L., Ming-Guang F. y Zhen-hua T. 2007. Promoting selection of resistance to spinosad in the parasitoid *Cotesia plutellae* by integrating resistance of hosts to the insecticide into the selection process. *Biological Control*. 41: 246-255.
- Shu-Sheng, L., Yuan-xi L. y Zhen-hua T. 2003. Host resistance to an insecticide favors selection of resistance in the parasitoide, *Cotesia plutellae* (Hymenoptera: Braconidae). *Biological Control*. 28: 137-143.
- Silva F. M. A., Rodríguez M. J. C., Díaz G. O. y Bautista M. N. 2005. Efectividad

- biológica de un derivado de ácido graso para el control de *Macrosiphum rosae* L. (Homoptera: Aphididae) y *Tetranychus urticae* Koch (Acari: Tetranychidae). *Agrociencia*. 39: 319-325.
- Smith T. R. y Cave R. D. 2006. Pesticide susceptibility of *Cybocephalus nipponicus* and *Rhyzobius iophanthae* (Coleoptera: Cybocephalidae, Coccinellidae). *Florida Entomologist*. 89: 502-507.
- STSC. 1987. Statgraphics User's Guide, Version 5.0. Graphic Software System, STSC Inc., Rocville, MD.
- Sulc, K. 1909. *Trioza cockerelli* n. sp., a novelty from North America, being also of economic importance. *Acta Society Entomology. Bohemiae*. 6:102-108.
- Tipping, P. W. y Burbutis, P. P. 1983. Some effects of pesticide residues on *Trichogramma nubilale* (Hymenoptera: Trichogrammatidae). *Journal Economic Entomology*. 76: 892-896.