



COLEGIO DE POSTGRADUADOS

INSTITUCIÓN DE ENSEÑANZA E INVESTIGACIÓN EN CIENCIAS AGRÍCOLAS

CAMPUS MONTECILLO
POSTGRADO DE FITOSANIDAD
ENTOMOLOGÍA Y ACAROLOGÍA

**BIOLOGÍA DE *Tamarixia triozae* (BURKS) (HYMENOPTERA:
EULOPHIDAE) PARASITOIDE DE *Bactericera cockerelli*
(SULC) (HEMIPTERA: TRIOZIDAE)**

PATRICIA ROJAS ROJAS

T E S I S

PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL

PARA OBTENER EL GRADO DE:

MAESTRA EN CIENCIAS

MONTECILLO, TEXCOCO, EDO. DE MÉXICO

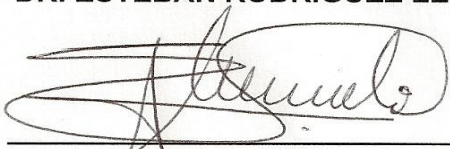
2010

La presente tesis titulada: "**Biología de *Tamarixia triozae* (Burks) (Hymenoptera: Eulophidae) parasitoide de *Bactericera cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Triozidae)**" realizada por la alumna **Patricia Rojas Rojas**, bajo la dirección del Consejo Particular indicado, ha sido aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para la obtención del grado de:

**MAESTRA EN CIENCIAS
FITOSANIDAD
ENTOMOLOGÍA Y ACAROLOGÍA**

CONSEJO PARTICULAR

CONSEJERO: 
DR. ESTEBAN RODRÍGUEZ LEYVA

ASESOR: 
DR. J. REFUGIO LOMELI FLORES

ASESOR: 
DR. MATEO VARGAS HERNÁNDEZ

Montecillo, Texcoco, Estado de México, Junio 2010

**BIOLOGÍA DE *Tamarixia triozae* (Burks) (HYMENOPTERA: EULOPHIDAE)
PARASITOIDE DE *Bactericera cockerelli* (Sulc) (HEMIPTERA: TRIOZIDAE)**

Patricia Rojas Rojas, M.C.

Colegio de Postgraduados, 2010.

RESUMEN

El psílido de la papa [*Bactericera cockerelli* (Sulc)] es una de las plagas más importantes de las solanáceas, causa daños no sólo por la alimentación sino además por el papel como vector de enfermedades en papa y tomate, lo cual ocasiona pérdidas millonarias en Estados Unidos de América, México y Centroamérica. Debido a esto el uso de plaguicidas contra este insecto se ha incrementado, y con ello los posibles problemas de resistencia a insecticidas, brotes de plagas secundarias y daños al ambiente; entonces es necesario implementar un programa de manejo integrado de esta plaga, donde el control biológico se convierta en una de las herramientas principales, para ello es necesario incrementar el conocimiento de la biología de los enemigos naturales de este psílido. Con el fin de determinar parámetros biológicos de uno de los principales parasitoides de *B. cockerelli*, *Tamarixia triozae*, se realizaron estudios en condiciones de laboratorio [$26\pm 2^{\circ}\text{C}$, $60\pm 10\%$ HR y 14:10 (L:O) h] de dicho parasitoide. Se determinó la duración del ciclo de vida, longevidad de adultos alimentados con y sin miel, fecundidad y parámetros poblacionales. El periodo de desarrollo de huevo a adulto fue de 11.9 d, el huevo, larva y pupa 1.49, 3.48 y 5.68 d, respectivamente. La longevidad de hembras y machos adultos alimentados con miel fue de 46.6 y 37.9 d, mientras que sin miel fue 1.49 y 3.48 d, respectivamente. La proporción de hembras en la descendencia fue 0.86. La tasa intrínseca de incremento (r_m), tasa finita de incremento (λ), tasa neta reproductiva (R_0), tiempo medio de generación (T) y tiempo de duplicación (DT) fueron 0.260, 1.296, 130.90, 18.74 d y 2.664 d, respectivamente. Estos valores fueron más altos que los reportados para *B. cockerelli* sobre diferentes plantas hospedadoras, lo que indica que *T. triozae* tiene un excelente potencial como agente de control biológico.

Palabras clave: Psílido de la papa, enemigos naturales, control biológico.

**BIOLOGY OF *Tamarixia triozae* (Burks) (HYMENOPTERA: EULOPHIDAE)
PARASITOID OF *Bactericera cockerelli* (Sulc) (HEMIPTERA: TRIOZIDAE)**

Patricia Rojas Rojas M.C.

Colegio de Postgraduados, 2010.

ABSTRACT

The potato psyllid [*Bactericera cockerelli* (Sulc)] is one of the key pest of solanaceous plants, its damage is caused not only by feeding, but also because it has been associated as vector of potato and tomato diseases causing millions of dollars losses in The United States, Mexico and Central America. Due to those extensive losses, pesticide use has increased, and also problems with insecticide resistance, secondary pest outbreaks and environmental disruptions. Therefore an integrated pest management program for this pest is necessary, and biological control might be one of the main tools. However, little is known regarding biological control of *B. cockerelli*. In order to determine biological parameters of *Tamarixia triozae* (Hymenoptera: Eulophidae), a parasitoid of *B. cockerelli*, studies were conducted under laboratory conditions [$26\pm 2^{\circ}\text{C}$, $60\pm 10\%$ RH and 14:10 (L:D) h]. The life cycle, longevity (wasps feeding on honey or without it), fecundity and population parameters were estimated. The development period from egg to adult was 11.9 d. Incubation period, larval and pupal stages took an average of 1.49, 3.48 and 5.68 d, respectively. Female and male adults feeding with honey lived 46.6 and 37.9 d, and without honey they lived 1.65 and 2.35 d, respectively. The female progeny ratio was 0.86. The intrinsic rate of increase (r_m), finite rate of increase (λ), net reproductive rate (R_0), mean generation time (T) and doubling time (DT) were estimated at 0.260, 1.296, 130.90, 18.74 d and 2.66 d, respectively. These values were higher than those reported for *B. cockerelli* on several host plants, and these results indicate that *T. triozae* has an excellent potential as biological control agent for *B. cockerelli*.

Key words: Potato psyllid, natural enemies, biological control.

AGRADECIMIENTOS

Al consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) por el financiamiento de mis estudios de maestría, al Consejo Mexiquense de Ciencia y Tecnología (COMECYT) por proporcionarme el apoyo económico durante parte del proceso de escritura de esta tesis y al Dr. Tong Xian Liu, de Texas Agrilife Research at Weslaco Texas A&M System, por financiar mi estancia en Weslaco y el financiamiento parcial de esta investigación.

A los Doctores Esteban Rodríguez-Leyva y J. Refugio Lomeli-Flores por aceptarme en su equipo y darme un voto de confianza, por toda su paciencia y guía durante el proceso de mi posgrado, incluyendo la motivación y apoyo académico durante mi estancia en Weslaco, Texas, y por haberme exhortado siempre a pensar de una manera crítica y científica.

Al Dr. Mateo Vargas Hernández por su asistencia en la parte estadística de este trabajo, disponibilidad, confianza y consejos, y al Dr. Felipe Romero Rosales por sus acertadas críticas y por motivarme a “cultivar” el criterio científico.

A Ms. Yong M. Zhang, de Texas Agrilife Research at Weslaco Texas A&M System, por su asistencia en la cría de *B. cockerelli* y compartir su vasta experiencia con parasitoides y crías de insectos, cuyos consejos y sugerencias fueron de valor incalculable durante el desarrollo de esta investigación.

A Jorge Hernández López y Jaime Rivera Zamarripa, por todo su tiempo e infinita ayuda con el trabajo físico al inicio de este proyecto.

Al M.Sc. Ricardo Hernández Moreno por su apoyo y amistad en Weslaco.

Y por último pero no menos importante, a mi familia y amigos por su paciencia y motivación.

Esteban Rodríguez y J. Refugio Lomeli agradecen el apoyo inicial de Koppert para establecer un convenio conjunto de investigación sobre *Tamarixia triozae* entre Koppert de México y el Colegio de Postgraduados.

CONTENIDO

| | |
|---|-----|
| RESUMEN | iii |
| ABSTRACT | iv |
| AGRADECIMIENTOS | v |
| 1. INTRODUCCIÓN | 1 |
| 2. OBJETIVOS | 3 |
| 2.1. Objetivo general | 3 |
| 2.1.1. Objetivos específicos | 3 |
| 3. REVISIÓN DE LITERATURA | 4 |
| 3.1. Control Biológico | 4 |
| 3.1.1. Control biológico clásico o control biológico por introducción | 4 |
| 3.1.2. Control biológico por conservación | 4 |
| 3.1.3. Control biológico por aumento o por incremento | 5 |
| 3.2. <i>Bactericera cockerelli</i> Sulc | 6 |
| 3.2.1. Distribución actual de <i>B. cockerelli</i> | 6 |
| 3.2.2. Importancia económica de <i>B. cockerelli</i> como plaga de hortalizas en México | 7 |
| 3.2.3. Taxonomía y sinónimos de <i>B. cockerelli</i> | 8 |
| 3.2.4. Biología de <i>B. cockerelli</i> | 9 |
| 3.2.5. Plantas hospederas de <i>B. cockerelli</i> | 11 |
| 3.2.6. Métodos de control | 12 |
| 3.2.6.1. Control cultural | 12 |
| 3.2.6.2. Control genético | 12 |
| 3.2.6.3. Control químico | 13 |
| 3.2.6.4. Control biológico | 14 |
| 3.2.6.4.1. Enemigos naturales de <i>B. cockerelli</i> | 14 |
| 3.2.6.4.1.1. Depredadores | 14 |

| | |
|---|-----------|
| 3.2.6.4.1.2. Parasitoides | 14 |
| 3.2.6.4.1.3. Hongos entomopatógenos | 15 |
| 3.3. <i>Tamarixia triozae</i> (Burks) | 15 |
| 3.3.1. Distribución y huéspedes | 15 |
| 3.3.2. Biología | 16 |
| 4. MATERIALES Y MÉTODOS | 18 |
| 4.1. Colonias de <i>Bactericera cockerelli</i> y <i>Tamarixia triozae</i> | 18 |
| 4.2. Plantas | 19 |
| 4.3. Longevidad de hembras y machos de <i>T. triozae</i> | 19 |
| 4.4. Ciclo de vida | 20 |
| 4.4.1. Medición de huevos de <i>T. triozae</i> | 21 |
| 4.5. Fecundidad de <i>T. triozae</i> | 22 |
| 4.6. Análisis de Resultados | 23 |
| 5. RESULTADOS | 24 |
| 5.1. Longevidad de adultos de <i>T. triozae</i> alimentados con miel y/o agua | 24 |
| 5.2. Ciclo de vida de <i>Tamarixia triozae</i> | 25 |
| 5.3. Fecundidad y tabla de fertilidad | 27 |
| 6. DISCUSIÓN | 31 |
| 6.2. Ciclo de vida y comportamiento. | 32 |
| 6.3. Fecundidad y tabla de fertilidad. | 34 |
| 6.3.1. Parámetros poblacionales de <i>T. triozae</i> y <i>B. cockerelli</i> | 36 |
| 7. CONCLUSIONES | 38 |
| 8. LITERATURA CITADA | 39 |

LISTA DE CUADROS

| | |
|--|----|
| Cuadro 1. Solanáceas hospederas de <i>Bactericera cockerelli</i> (Wallis 1951, Crop y Food Research 2010). | 11 |
| Cuadro 2. Huéspedes de <i>Tamarixia triozae</i> (Hymenoptera: Eulophidae). | 15 |
| Cuadro 3. Ciclo de vida en días (\pm desviación estándar) de <i>Tamarixia triozae</i> [$26\pm 1^\circ\text{C}$, $60\pm 10\%$ HR y 14:10 h (L:O)]. | 26 |
| Cuadro 4. Tabla de fertilidad de <i>Tamarixia triozae</i> sobre <i>Bactericera cockerelli</i> mantenida en tomate [$26\pm 1^\circ\text{C}$, $60\pm 10\%$ HR y 14:10 h (L:O)] | 29 |
| Cuadro 5. Comparación de parámetros poblacionales ¹ de <i>Tamarixia triozae</i> [$26\pm 2^\circ\text{C}$, $60\pm 10\%$ HR y 14:10 h (L:O)] y <i>Bactericera cockerelli</i> [$26.7\pm 2^\circ\text{C}$, $75\pm 5\%$ HR y 14:10 h (L:O)]. | 36 |

LISTA DE FIGURAS

| | |
|--|----|
| Figura 1. Longevidad (\pm desviación estándar) de adultos vírgenes de <i>Tamarixia triozae</i> alimentadas con miel y agua, o sólo agua ($26\pm 1^\circ\text{C}$, $60\pm 10\%$ HR y 14:10 h (L:O)). | 24 |
| Figura 2. Curva de supervivencia de <i>Tamarixia triozae</i> (huevo-adulto) en laboratorio ($26\pm 1^\circ\text{C}$, $60\pm 10\%$ HR y 14:10 h (L:O)). | 27 |
| Figura 3. Promedio de huevos colocados y ninfas parasitadas por hembra de <i>Tamarixia triozae</i> por día ($26\pm 1^\circ\text{C}$, $60\pm 10\%$ HR y 14:10 h (L:O)). | 28 |
| Figura 4. Tasa de supervivencia a edad específica (Lx) de <i>Tamarixia triozae</i> sobre <i>Bactericera cockerelli</i> mantenida en tomate ($26\pm 1^\circ\text{C}$, $60\pm 10\%$ HR y 14:10 h (L:O)). | 30 |
| Figura 5. Fecundidad a edad específica (mx) y maternidad específica (Lxmx) de <i>Tamarixia triozae</i> ($26\pm 1^\circ\text{C}$, $60\pm 10\%$ HR y 14:10 h (L:O)). | 30 |

1. INTRODUCCIÓN

El psílido de la papa, *Bactericera cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Triozidae), fue descrito originalmente como *Trioza cockerelli* por Sulc en 1909 con especímenes colectados sobre plantas de chile en Boulder, Colorado (Sulc 1909), y se reportó como plaga de importancia económica en varias regiones de Estados Unidos desde 1900 (Pletsch 1947). Se piensa que es originario de Norteamérica donde se identificaron dos biotipos, el nativo y el invasor (Liu *et al.* 2006a), y se reporta que este último es menos susceptible a algunos insecticidas comparado con el biotipo nativo (Liu y Trumble 2007). Por otro lado, Pletsch (1947) lo reportó en México en las primeras décadas de 1900. No obstante, este insecto se registró como problema serio hasta la década de los ochentas en cultivos de papa y tomate, y más recientemente en tomatillo y chile (Garzón *et al.* 1992, Leyva-López *et al.* 2002, García 2007).

B. cockerelli es actualmente uno de los insectos plaga de mayor importancia en papa, tomate y chile en México y en algunas regiones de Estados Unidos de América (Garzón 2002, Liu y Trumble 2007, Munyaneza *et al.* 2007). Causa daños directos sobre las plantas hospederas como extracción de savia, inyección de toxinas por la alimentación de las ninfas (Carter 1939, Cranshaw 2007), y la secreción de mielecilla y en consecuencia el crecimiento de hongos (fumaginas) los cuales obstruyen el proceso de fotosíntesis (Essig 1917, Hoy y Nguyen 2001, Hodkinson 2009). No obstante, la razón principal por la que este insecto es de importancia económica se debe a los daños indirectos con la transmisión de enfermedades (Richards 1928, Leyva-López *et al.* 2002, Hansen *et al.* 2008, Lieferting *et al.* 2008, Crosslin *et al.* 2009).

Richards (1928) asoció a *B. cockerelli* con una condición anormal de las plantas de papa que denominó “amarillamiento por psílidos” y que observó en 1927 en Utah, Idaho, Montana y Wyoming en los Estados Unidos, y Pavlista (2002) señala que estos síntomas se incrementan en plantas cultivadas sobre suelos alcalinos. El papel como vector de este psílido también se atribuyó a enfermedades no completamente caracterizadas en solanáceas en México (Garzón 2002, Leyva-López *et al.* 2002, García 2007). A finales de los 90’s, y comienzos de la primera década del 2000, se

describió una nueva enfermedad denominada “Zebra Chip” (ZC) que afectaba papas en el Valle de Rio Grande, Texas, y parte de México (Secor y Rivera-Varas 2004, Munyaneza *et al.* 2007) asociada con *B. cockerelli* (Munyaneza *et al.* 2008). Esta enfermedad se ha convertido en una gran limitante para los productores de papa de los estados del sur de Estados Unidos (Munyaneza *et al.* 2007), Centroamérica y México (Secor y Rivera-Varas 2004). Entre los mayores efectos se menciona que reduce las cosechas y calidad de la papa, en ocasiones el daño puede ser tan severo que se abandonan los cultivos (Munyaneza *et al.* 2007). Recientemente se reportó que el ZC se asocia a la bacteria *Candidatus liberibacter psyllaourous* y se atribuye al psílido como el vector (Hansen *et al.* 2008, Liefting *et al.* 2008, Crosslin *et al.* 2009).

Ante el incremento en daños por *B. cockerelli* los productores recurren, primordialmente, al uso de insecticidas organosintéticos (Liu y Trumble 2005). No obstante, el uso irracional de estos productos y su costo en la producción de cultivos es un problema que cada vez toma más importancia en la agricultura, el ambiente y la salud pública (Van Driesche y Bellows 1996). Por eso, se ha sugerido que este problema debería atenderse a través de un manejo integrado de plagas, con fundamento en el control biológico, pero una de las principales limitantes para usar este tipo de control es la falta de enemigos naturales comercialmente disponibles; aún así, uno de los candidatos con mayor potencial es el parasitoide *Tamarixia triozae* (Lomeli-Flores y Bueno 2002).

T. triozae es un parasitoide de ninfas de *B. cockerelli* que se ha colectado de solanáceas en México y Estados Unidos (Jensen 1957, Johnson 1971, Lomeli-Flores y Bueno 2002, González-Hernández *et al.* 2008). Es el principal parasitoide de esta plaga en México en las regiones productoras de solanáceas con altos niveles de parasitismo (Bujanos *et al.* 2005). En Oaxaca se reportó hasta un 80% de parasitismo natural sobre el psílido cuando no se aplicaron insecticidas (Bravo y López 2007). A pesar de que *T. triozae* parece ser un parasitoide con potencial para usarse como un agente de control biológico de *B. cockerelli*, no existen trabajos detallados de la biología de esta especie, es por ello que los objetivos planteados para este trabajo fueron los siguientes.

2. OBJETIVOS

2.1. Objetivo general

Determinar la biología de *Tamarixia triozae* en condiciones de laboratorio.

2.1.1. Objetivos específicos

- Determinar la longevidad de adultos hembras y machos alimentados con miel y agua, o sin la disponibilidad de miel.
- Determinar la duración del ciclo de vida de *T. triozae*.
- Estimar la fecundidad y parámetros poblacionales de *T. triozae*.

3. REVISIÓN DE LITERATURA

3.1. Control Biológico

El control biológico junto con la resistencia vegetal se consideran la columna vertebral del Manejo Integrado de Plagas (MIP) (Romero 2004). La definición de control biológico más aceptada es el estudio y uso de parasitoides, depredadores, patógenos, antagonistas, o poblaciones competidoras para regular la población de una plaga, y con esto disminuir los daños (DeBach 1964, Van Driesche y Bellows 1996). Insectos, ácaros, malezas, enfermedades de plantas y vertebrados, todos ellos pueden ser objeto de control biológico (Van Driesche y Bellows 1996).

3.1.1. Control biológico clásico o control biológico por introducción

Cuando algunas especies fitófagas son llevadas fuera de su área de origen, es común que se conviertan en plagas principalmente por la ausencia de enemigos naturales (Stern *et al.* 1959). Este tipo de control biológico involucra la selección, introducción y establecimiento de enemigos naturales desde la región de origen de una plaga exótica (Stern *et al.* 1959, Waage 1992, Eilenberg *et al.* 2001).

Con este tipo de control se espera que una vez establecidas las poblaciones de enemigos naturales, éstas continuarán disminuyendo la población de la plaga hasta que estas se mantengan en equilibrio (Waage 1992). El primero de los casos más exitosos de este tipo de control biológico fue la introducción de *Rodolia* (= *Vedalia*) *cardinalis* (Mulsant) (Coleoptera: Coccinellidae) a California en 1888, y *Cryptochetum iceryae* (Williston) (Diptera: Cryptochetidae) importados de Australia, para el control de la escama algodonosa de los cítricos *Icerya purchasi* Maskell (Hemiptera: Margarodidae) (Stern *et al.* 1959, Van Driesche y Bellows 1996).

3.1.2. Control biológico por conservación

Este tipo de control biológico involucra todas aquellas acciones necesarias para mejorar las condiciones físicas o ambientales para conservar y mejorar la acción de los

enemigos naturales, favoreciendo la supervivencia y reproducción de las especies de enemigos naturales que ya se encuentran establecidas en el ecosistema (DeBach 1964, Waage 1992, Van Driesche y Bellows 1996).

En esta metodología es esencial conocer los enemigos naturales que se encuentran presentes, las plagas y cuáles de estos enemigos afectan la población de la plaga (Waage 1992). Se puede “alterar” el hábitat mejorando ciertas condiciones como fuentes de refugio y alimento, sitios de oviposición e hibernación. Además, se puede incrementar la diversidad vegetal y favorecer la floración de plantas o malezas alrededor de los cultivos, o modificar el uso de insecticidas de amplio espectro por aquellos que son menos tóxicos para grupos importantes de enemigos naturales (Waage 1992, Sagarra 1999). Por ejemplo, para hongos entomopatógenos se pueden alterar las condiciones ambientales al incrementar humedad relativa en el momento de la aplicación (Sagarra 1999).

3.1.3. Control biológico por aumento o incremento

Cuando los enemigos naturales nativos están ausentes, ocurren a destiempo, o la cantidad de estos es insuficiente para tener efecto sobre la población plaga, se recurre a las liberaciones de poblaciones de enemigos naturales criados en laboratorio (Waage 1992, Van Driesche y Bellows 1996, Arredondo *et al.* 2000). Estas liberaciones de enemigos naturales pueden ser de dos tipos:

- a) *Liberaciones inoculativas*: se llevan a cabo con el objetivo de incrementar las poblaciones de enemigos naturales a principios de la temporada de cultivo, o para reintroducir enemigos naturales donde no estén presentes. A menudo, debido a que las poblaciones anteriores no pueden persistir de un ciclo de cultivo a otro porque fueron destruidas por insecticidas, condiciones ambientales o por ausencia de huésped (Waage 1992, Flint y Dreistadt 1998). Se espera que una vez liberados los enemigos naturales se reproduzcan e incrementen para regular la población plaga problema, al menos durante esa temporada de cultivo (Flint y Dreistadt 1998).

b) *Liberaciones inundativas o periódicas*: en este caso los enemigos naturales se “liberan como un insecticida”, es decir, para controlar una plaga específica en un momento específico (Waage 1992), y no siempre se espera que el agente de control biológico se establezca o incremente su población. Es posible que se necesiten varias liberaciones dentro de una sola estación de cultivo (Waage 1992, Flint y Dreistadt 1998). Aunque hay parasitoides y depredadores que se han usado en programas de control biológico por inundación, por ejemplo *Trichogramma* spp. contra plagas de lepidópteros, o *Aphytis melinus* contra escama roja de California (Flint y Dreistadt 1998), actualmente esta técnica es más frecuente en el control microbiológico (Waage 1992, Flint y Dreistadt 1998).

Puesto que la producción de enemigos naturales tiende a ser costosa, esta alternativa debe considerarse únicamente si la introducción y/o conservación no son efectivas o factibles (Waage 1992), o si se cuenta con técnicas eficaces para la producción masiva de enemigos naturales en huéspedes naturales, facticios o dietas artificiales, para poder competir con otros métodos de control y disminuir los efectos adversos al ambiente por el uso de plaguicidas (Arredondo *et al.* 2000, Gerson *et al.* 2003). Existen varios ejemplos de este tipo de liberaciones, especialmente en condiciones de invernadero, como el uso de ácaros depredadores para combatir ácaros fitófagos (Arredondo *et al.* 2000, Collier y Van Steenwyk 2004).

3.2. *Bactericera cockerelli* (Sulc)

3.2.1. Distribución de *B. cockerelli*

De acuerdo con Anónimo (2009), y Butler y Trumble (2009), *B. cockerelli* se reportó recientemente (mayo de 2006) como una plaga exótica en Auckland, Nueva Zelanda, pero su distribución en centro y Norteamérica es la siguiente.

Canadá: Alberta, Columbia Británica, Ontario, Quebec, Saskatchewan.

Estados Unidos de América: Arizona, California, Colorado, Dakota del norte, Dakota del sur, Idaho, Kansas, Minnesota, Montana, Nebraska, Nevada, New Mexico, Oklahoma, Texas, Utah, Washington y Wyoming.

México: Baja California Norte, Chihuahua, Coahuila, Distrito Federal, Durango, Guerrero, Jalisco, Michoacán, Morelos, San Luis Potosí, Sinaloa, Tamaulipas y Veracruz.

Guatemala y Honduras.

3.2.2. Importancia económica de *B. cockerelli* como plaga de hortalizas en México

En México se registró una superficie cosechada de más de 300,000 ha de solanáceas, entre tomate, papa, chile, tomatillo y berenjena (Anónimo 2010), todas hospederas de *B. cockerelli* (Wallis 1951). Este insecto es actualmente una de las plagas de mayor relevancia en México, Centroamérica y EEUU. Causa daños directos por alimentación y extracción de savia, e indirectos por la transmisión de enfermedades, algunas de las cuales aún no están caracterizadas (Garzón *et al.* 2003, Liu y Trumble 2007, Munyaneza *et al.* 2007). Se ha comprobado transmisión de enfermedades en tomate, chile y papa (García 2007), y éstas pueden ocasionar pérdidas totales si se inoculan en etapas tempranas de desarrollo (Garzón *et al.* 1992, Munyaneza *et al.* 2007).

Desde hace varios años se señaló que *B. cockerelli* y/o alguna de las enfermedades que transmite daña cientos de hectáreas de cultivos de papa, tomate y chile en varias regiones de México (Leyva-López *et al.* 2002, Garzón *et al.* 2003). En Baja California Norte se reportaron pérdidas del 85% en plantas maduras de tomate en 2001 debido al amarillamiento por psílicos (Liu y Trumble 2004). En estados como Coahuila y Nuevo León la incidencia de la enfermedad “Zebra Chip” llegó hasta el 100% en algunas áreas durante 2003 (Hernández-García *et al.* 2006, Salas-Marina *et al.* 2006).

3.2.3. Taxonomía y sinónimos de *B. cockerelli*

Segun Hodkinson (2009) la clasificación taxonómica de *B. cockerelli* es la siguiente:

Orden: Hemiptera

Suborden: Sternorrhyncha

Superfamilia: Psylloidea

Familia: Triozidae

Género: *Bactericera*

Especie: *B. cockerelli*

B. cockerelli también ha recibido diferentes nombres, de acuerdo con Burckhardt y Lauterer (1997) sus sinónimos son:

Trioza cockerelli Sulc 1909

Paratrioza ocellata, Crawford, 1910, Crawford 1914

Paratrioza pulchella Crawford, 1910, Crawford, 1914

Paratrioza pulchella flava Crawford, 1911, Crawford 1914

Paratrioza ocellata var nigra Crawford, 1911

Paratrioza ocellata var. flava Crawford 1911

Paratrioza cockerelli Crawford 1991

Eubactericera cockerelli Li, 1994

Bactericera cockerelli (Sulc), Burckhardt y Lauterer (1997)

3.2.4. Biología de *B. cockerelli*

El ciclo de vida de los psílicos típicamente comprende el huevo, cinco instares ninfales, y adultos con reproducción sexual; la reproducción partenogénica es rara pero ocurre en algunas poblaciones de *Cacopsylla rara* (Tuthill), *Glycaspis operta* (Moore) *Glycaspis atkinsoni* Moore y *Cacopsylla myrtilli* (Wagner) (Hodkinson 2009).

La temperatura es un factor crítico para el desarrollo de las poblaciones de *B. cockerelli*, éste se desarrolla mejor alrededor de los 27°C. Temperaturas superiores a 37°C pueden resultar letales para huevos y ninfas a las dos horas, y temperaturas superiores a 32°C reducen o detienen la oviposición, eclosión de huevos y supervivencia de ninfas (List 1939, Pavlista 2002). Por estas razones, los psílicos ocurren con mayor frecuencia en altitudes superiores a 1,700 msnm (Pavlista 2002).

Huevo: es oblongo-oval, dos veces tan largo como ancho, se coloca sobre un pedicelo de aproximadamente dos tercios la longitud del huevo. Recién puestos son amarillentos y a medida que el embrión se desarrolla se tornan de color naranja. Cuando está próximo a la eclosión se pueden observar los ojos rojizos de las ninfas de primer instar (Rowe y Knowlton 1935, Becerra 1989).

Los huevos son depositados en el haz y envés de las hojas y a lo largo de los márgenes, algunos en peciolos o tallos, y mayoritariamente sobre hojas apicales jóvenes. Con frecuencia una hembra deposita los huevos en hilera, o bien puede distribuirlos sobre la superficie de dos o más hojas durante el transcurso de un día (Knowlton y Janes 1931, Cranshaw 2007).

Knowlton y Janes (1931) reportaron que hembras de *B. cockerelli* ovipositaban un promedio de 37.6 huevos por día. Por su parte, Becerra (1989) señaló que cada hembra depositaba entre 1 y 11 huevos por día, con una media de 2.6. Adicionalmente, Hodkinson (2009) reportó que algunas hembras produjeron más de 1,300 huevos durante toda su vida.

Ninfa de primer instar: tiene una longitud promedio de 0.36 mm y un ancho de 0.20 mm (Rowe y Knowlton 1935), con forma de escama y ojos rojos prominentes, el

cuerpo es amarillo claro y no es visible la segmentación (Pletsch 1947). Presenta antenas con los segmentos basales cortos y gruesos, estos se adelgazan hasta finalizar en un pequeño segmento con dos setas sensoras; los ojos son de color rojo o naranja (Becerra 1989).

Ninfa de segundo instar: en promedio mide 0.50 mm de longitud por 0.30 mm de ancho (Rowe y Knowlton 1935), permanecen de color amarillo pálido, la división entre las regiones del cuerpo ya es notable (Pletsch 1947). Se observan discretamente los paquetes alares (Becerra 1989).

Ninfa de tercer instar: la longitud promedio es de 0.70 mm por 0.50 mm de ancho (Rowe y Knowlton 1935), los paquetes alares son fácilmente detectables, el color amarillo empieza a tornarse verde (Pletsch 1947), y se definen perfectamente las constricciones del cuerpo (Becerra 1989). A partir de este instar las glándulas de cera son prominentes alrededor del margen del cuerpo (Rowe y Knowlton 1935).

Ninfa de cuarto instar: mide en promedio 1.10 mm de longitud y 0.70 mm de ancho (Rowe y Knowlton 1935), los paquetes alares son completamente evidentes y de color ligeramente más claro que el resto del cuerpo (Pletsch 1947), es una ninfa aplanada, elíptica y en forma de escama (Cranshaw 2007).

Ninfa de quinto instar: tamaño promedio de 1.60 mm de longitud por 1.10 mm de ancho (Rowe y Knowlton 1935), forma similar a la ninfa de 4o instar, puede notarse una hilera de tubos largos de cera secretados por las glándulas de cera alrededor del margen del cuerpo (Pletsch 1947), el color de las ninfas maduras puede ser cercano al color de las hojas, dependiendo de la planta huésped (Cranshaw 2007).

Adulto: recién emergidos son de color verde pálido o ámbar claro, con las alas blancas (Knowlton y Janes 1931, Pletsch 1947, Becerra 1989), permanecen inactivos durante las primeras horas después de su emergencia, tiempo en el que las alas se tornan transparentes; la cabeza y el tórax cambian de color y son amarillo ámbar, posteriormente a café claro hasta llegar a café oscuro o negro, estos cambios de coloración ocurren entre los 5 y 10 días (Knowlton y Janes 1931, Becerra 1989). Se

considera que la coloración oscura es característica de insectos que ya copularon (Becerra 1989). La hembra tiene el abdomen redondeado y más robusto que el macho, termina en un ovipositor corto y agudo, mientras que el macho tiene un abdomen más estrecho y la genitalia presenta un “abultamiento” en el extremo (Pletsch 1947).

3.2.5. Plantas hospederas de *B. cockerelli*

Aunque *B. cockerelli* se encuentra en especies de 20 familias de plantas (Anónimo 2009), se asocia principalmente con solanáceas (Wallis 1951, Burkhardt y Lenteren 1997, Hodkinson 1988, 2009) con preferencia hacia berenjena, chile, tomate y papa (Anónimo 2009) (Cuadro 1).

Cuadro 1. Solanáceas hospederas de *Bactericera cockerelli* (Wallis 1951, Crop y Food Research 2010).

| | | |
|--|-----------------------------------|---------------------------|
| <i>Capsicum annuum</i> L. | <i>Physalis francheti</i> Mast | <i>Solanum nigrum</i> L. |
| <i>C. frutescens</i> L. | <i>Physalis ixocarpa</i> Brot | <i>S. rostratum</i> Dunal |
| <i>C. f. var grossum</i> (L.) Bailey | <i>Physalis lanceolata</i> Michx | <i>S. trifolium</i> Nutt. |
| <i>Datura stramonium</i> L. | <i>Solanum aviculare</i> G. Forts | <i>S. tuberosum</i> L. |
| <i>Ipomoea batatas</i> (L.) Lam. | <i>S. betaceum</i> Cav. | |
| <i>Lycium halimifolium</i> Mill. | <i>S. carolinense</i> L. | |
| <i>Nicandra physalodes</i> (L.) Gaertn | <i>S. lycopersicum</i> L. | |
| <i>Nicotiana tabacum</i> L. | <i>S. melongena</i> L. | |

Se ha reportado que *B. cockerelli* puede invernar en plantas como *Lycium* spp. y otras solanáceas silvestres en regiones cálidas del sur de Estados Unidos como Texas, Nuevo Mexico y Arizona (Wallis 1951, Cranshaw 2007, Hodkinson 2009). Además, puede sobrevivir en otras plantas diferentes a las solanáceas, tales como Convolvulacea incluyendo cultivos y malezas nativas (Pavlista 2002, Crop y Food Research 2010), Lamiacea (Anónimo 2009) y Amaranthaceae (Pavlista 2002).

3.2.6. Métodos de control

3.2.6.1. Control cultural

Las plantaciones tempranas de papa son más susceptibles al ataque de *B. cockerelli* que las tardías (Wallis 1951). Se recomienda la destrucción de focos de infestación, estos pueden ser cultivos abandonados por enfermedades o por efectos dañinos del clima; también se deben destruir residuos de cultivos inmediatamente después de la cosecha, y destruir hospederas de la plaga o de la enfermedad en márgenes del cultivo y lotes adyacentes. Estas prácticas se recomiendan en general para el manejo de insectos vectores (Bujanos *et al.* 2005). Los acolchados con plástico de colores aluminio y blanco han demostrado disminuir las densidades de poblaciones de *B. cockerelli* en áreas cultivadas con tomate (Demirel y Cranshaw 2006).

3.2.6.2. Control genético

Existen diferentes tipos de resistencia vegetal de tomates a varias especies de insectos plaga (Kennedy 2003). Las principales formas de resistencia al psílido son en forma de antibiosis y antixenosis, especialmente los tomates que contienen el gen Mi-1.2 (Casteel *et al.* 2006).

El incremento en pubescencia de las hojas las hace menos favorables para los psílicos (Cranshaw 2007). No obstante, en algunos casos, cierto tipo de tricomas, el tamaño, la densidad, o el contenido de compuestos químicos de estos, puede tener efectos adversos sobre la acción de determinadas especies de enemigos naturales

(Kennedy 2003). Además, hay interacciones entre cultivares de tomates con insecticidas, y estas interacciones pueden hacer más complejo el control de plagas (Liu y Trumble 2004).

3.2.6.3. Control químico

A pesar de que no hay estudios de umbrales económicos sobre tomate (Liu y Trumble 2006), algunos estudios con variedades comerciales en California, tales como Yellow Pear, QualiT 21 y Shady Lady, sugieren que 18-50 ninfas de *Bactericera* por planta son suficientes para ocasionar los síntomas “amarillamiento por psílicos” (Liu *et al.* 2006b, Liu y Trumble 2006). No obstante, para que el daño por alimentación de psílicos se exprese, deben considerarse además de la densidad de ninfas, el tiempo de alimentación de éstas (Pavlista 2002, Liu *et al.* 2006b, Liu y Trumble 2006).

La principal dificultad para aplicar insecticidas contra *B. cockerelli* es que las ninfas se encuentran con mayor frecuencia por el envés de las hojas y su movilidad es casi nula (Daniels 1934, Pavlista 2002), los tratamientos foliares son más efectivos cuando las partes inferiores de las hojas se exponen al tratamiento (Pavlista 2002, Cranshaw 2007).

Entre los insecticidas comunes para el control de *B. cockerelli*, Pavlista (2002) y Bayer de México (2005) incluyen una lista amplia, como Thiametoxam (Actara[®]), Permetrina (Ambush[®], Pounce[®]), Esfenvalerato (Asana[®]), Imidacloprid + Cyfluthrin (Leverage[®]), Methamidophos (Monitor[®]), Endosulfan (Thiodan[®]), Imidacloprid (Confidor[®]), Disulfoton (Di-Syston[®]), Phorato (Thimet[®]), Spiromesifen (Oberon[®]), Ciflutrin (Baytroid[®]), Ometoato (Folimat[®]), Aldicarb (Temik[®]) y Thiacloprid (CaLypso[®]). Por su parte Liu y Trumble (2004) indican que Pyriproxyfen (Pyrigro[®]), Pymetrozine (Fulfill[®]) y Spinosad (Conserve SC[®]) pueden ser de utilidad en programas de MIP.

Algunas aplicaciones de azufre en polvo pueden proveer control (Cranshaw 2007), así como también sales potásicas de ácidos grasos (jabones insecticidas al 2%) las cuales pueden ser útiles contra las ninfas, aunque el control es más errático

(Bujanos *et al.* 2005, Cranshaw 2007). También se han mencionado a otros productos a base de *Azadiractina* (Bujanos *et al.* 2005).

Se debe tener en cuenta que los carbamatos de amplio espectro pueden incrementar la densidad de psílicos (Cranshaw 1985), y que otros insecticidas como fenvalerato, esfenvalerato, endosulfan, methamidofos y forato han demostrado reducir las densidades de agentes de control biológico, lo cual provoca brotes de plagas secundarias como *Liriomyza* spp. y ácaros (Cranshaw y Liewehr 1990, Trumble 1990, 1998).

3.2.6.4. Control biológico

3.2.6.4.1. Enemigos naturales de *B. cockerelli*

3.2.6.4.1.1. Depredadores

Knowlton (1933a) registró a *Chrysopa* sp. depredando adultos y ninfas de *B. cockerelli*. Este mismo autor (1933b) reportó a varios coccinélidos tales como las larvas y adultos de *Hippodamia convergens* Guérin-Ménéville, adultos de *H. americana* Crotch, *H. lecontei* var *uteana* Casey, *H. quinquesignata* Kirby, y *H. tredecimpunctata* L. como depredadores de adultos y mayoritariamente ninfas de dicha plaga.

Nabis ferus (L.), *Geocoris decoratus* Uhler y *Orius* spp. Depredan ninfas y adultos de *Bactericera*, y algunas larvas de sírfidos atacan a los adultos (Knowlton 1933c, 1934a,b). Por su parte Knowlton y Allen (1936) registraron a *Orius tristicolor* White y *Anthocoris melanocerus* Reuter como depredadores de ninfas y adultos de *B. cockerelli*, y a *Camptobrochis (Deraeocoris) brevis* (Uhler) atacando adultos.

3.2.6.4.1.2. Parasitoides

Los únicos parasitoides conocidos de *B. cockerelli* son *Methaphycus psyllidus* (Encyrtidae) y *Tamarixia triozae* (Eulophidae), ambos son parasitoides primarios de ninfas (Compere 1943, Pletsch 1947, Jensen 1957). *Tetrastichus triozae* Burks (1943) se renombró como *Tamarixia* por Boucek en 1988 de acuerdo con LaSalle (1993).

3.2.6.4.1.3. Hongos entomopatógenos

Los principales entomopatógenos son *Beauveria bassiana*, *Metarhizium anisopliae* y *Paecilomyces fumosoroseus* (Bujanos *et al.* 2005), pero aún existen pocos trabajos al respecto.

3.3. *Tamarixia triozae* (Burks)

3.3.1. Distribución y huéspedes

Tamarixia triozae se encuentra distribuido en Norteamérica (La Salle 1993). Se ha colectado en EEUU (Pletsch 1947, Jensen 1957, Johnson 1971) y México (Lomeli-Flores y Bueno 2002, González-Hernández *et al.* 2008). Jensen (1957) y LaSalle (1993) reportan 12 especies de huéspedes dentro de 7 géneros de Psylloidea donde ha sido registrada *T. triozae* (Cuadro 2).

Cuadro 2. Huéspedes de *Tamarixia triozae* (Hymenoptera: Eulophidae).

| Huésped | | |
|--|--|---|
| 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 vermiculosus</i> Crawford | <i>Trioza albifrons</i> Crawford |
| <i>C. triozomima</i> Schwarz | <i>E. vermiculosus beameri</i> Tuthill | <i>T. beameri</i> Tuthill |
| <i>C. nigripennis</i> Riley | <i>Pexopsylla cercocarp</i> Jensen | |
| | <i>Arytaina ceanothi</i> Crawford | |

3.3.2. Biología

Pletsch (1947) y Johnson (1971) reportaron los únicos estudios sobre biología de *T. triozae*. De acuerdo con sus observaciones se puede mencionar que las hembras paralizan temporalmente a las ninfas del psílido y colocan sus huevos en la superficie ventral de la ninfa, especialmente entre las coxas del primer y segundo o del segundo y tercer par de patas. Las ninfas paralizadas mostraron momentáneamente inactividad; sin embargo, se recuperaron de tal parálisis. Los huevos del parasitoide están cubiertos con una sustancia mucilaginosa y se adhieren a la pared del cuerpo de la ninfa.

En cautiverio este parasitoide oviposita más de un huevo en un sólo huésped, Pletsch (1947) observó hasta 7 huevos en una ninfa de 4^o instar, a pesar de que había más ninfas disponibles (4^o y 5^o instar), también reportó que en una ocasión más de una larva se desarrolló en una ninfa. A temperatura ambiente los huevos eclosionaron en uno o dos días y la larva ectoparasítica, que se ubicaba debajo de la ninfa del huésped, se alimentó del cuerpo de las ninfas vivas y parcialmente activas.

Las larvas de *T. triozae* se alimentan a través de la pared del cuerpo, pero sin que sean notorias las heridas, Pletsch (1947) no logró distinguir las cicatrices por donde se alimentaba la larva del parasitoide. La alimentación de la larva tardó de 6-8 días. Al final de este periodo la ninfa murió y el exoesqueleto de la ninfa estaba pegado a la superficie de la hoja, aparentemente por la acción del parasitoide. El color del exoesqueleto de la ninfa cambió de verde a rojizo marrón, lo cual los hace muy visibles sobre una hoja verde. El periodo de pupa requirió entre 9 y 11 días, durante este periodo, el parasitoide pasó gradualmente por diferentes fases de color, desde crema, naranja, gris y finalmente llegó a un negro brillante.

Los adultos de *T. triozae* emergieron cortando una abertura circular a la altura del tórax en la superficie del exoesqueleto de la ninfa. El ciclo de huevo a adulto se completó en 16 a 19 días para los machos, y 17 a 20 días para las hembras. Además, Pletsch (1947) mencionó que los adultos se aparearon dentro de las 24 h después de emergidos, el periodo de preoviposición para hembras apareadas fue de dos días, y

para hembras no apareadas de 3 días. Según el mismo autor los adultos emergidos de ninfas de 4^o instar fueron machos y los emergidos de ninfas de 5^o instar hembras y machos, también reportó una longevidad de adultos promedio de 9.63 días, un máximo de 14 y un mínimo de 5 días.

4. MATERIALES Y MÉTODOS

4.1. Colonias de *Bactericera cockerelli* y *Tamarixia triozae*

La colonia de *B. cockerelli* se inició con insectos de una colonia previamente establecida sobre chile jalapeño (*Capsicum annuum*) y tomatillo (*Physallis* sp.) en jaulas de madera de 60x80x60 cm acondicionadas con tela de organza, para proporcionar ventilación, y mantenidas en invernadero en el Colegio de Postgraduados, Campus Montecillo. La colonia del parasitoide, *T. triozae*, se inició con alrededor de 120 individuos colectados a finales de octubre de 2008 en un lote comercial abandonado de *Physallis ixocarpa*, cerca de Salvatierra, Guanajuato (20°12'49" LN, 100°52'49" LO). También se colectaron al menos otros 200 parasitoides nativos de Montecillo, Texcoco, que se encontraron parasitando la cría del psílido durante noviembre del mismo año en invernaderos de ese lugar.

Las dos colonias de parasitoides se mantuvieron en jaulas separadas; ambos grupos se reproducían sobre ninfas de *B. cockerelli* de cuarto y quinto instar. Los parasitoides se mantuvieron en jaulas de madera de 60x60 cm acondicionadas con tela de organza, para proporcionar ventilación, y plástico transparente en la parte superior para facilitar iluminación y observación. Las jaulas con parasitoides se mantuvieron en una cámara de cría a $25\pm 3^{\circ}\text{C}$ y fotoperiodo 12:12 luz: oscuridad.

Durante la primera semana de febrero de 2009 se colectaron aproximadamente 200 individuos de *T. triozae* de ambas colonias, y se trasladaron al Vegetable IPM Laboratory at Texas AgriLife Research & Extension Center, en Weslaco, Texas. Allí se estableció una colonia del parasitoide sobre ninfas de *B. cockerelli* de la cría de ese laboratorio (T-X Liu), sobre plantas de tomate var. Florida Lanai. Las colonias del huésped y parasitoide se mantuvieron en una cámara de cría a $26\pm 1^{\circ}\text{C}$, fotoperiodo 14:10 luz-oscuridad, y $60\pm 10\%$ de humedad relativa. Todos los experimentos de biología del parasitoide se desarrollaron en Weslaco bajo estas mismas condiciones ambientales, a menos que se indique algo diferente.

4.2. Plantas

Para mantener a las colonias de insectos en Weslaco, y para todos los experimentos, se usaron sólo plantas de tomate (*Lycopersicon esculentum* Miller) var. "Florida Lanai". Esta es una variedad con hojas largas y planas (Mo y Liu 2007). Las plantas se cultivaron en invernadero en macetas de 15 cm de diámetro por 14 cm de profundidad con sustrato Metro-Mix 300 (Grace Sierra, Horticultural, Milpitas, CA®). Después del trasplante, los tomates se fertilizaron cada dos días con aproximadamente 2 g por litro de fertilizante NPK 12:8:6 (Diamond R Fertilizer, Winter Garden, FL®).

4.3. Longevidad de hembras y machos de *T. triozae*

Para controlar con precisión la edad de los adultos con los que se realizaban los experimentos, de la jaula principal de *T. triozae* se colectaron ninfas parasitadas de *B. cockerelli* que presentaban una coloración café cobrizo ligeramente oscurecidas y se encontraban completamente adheridas a la hoja, y donde era evidente la presencia de la pupa del parasitoide. Por observaciones previas, esta coloración se asociaba con uno o dos días antes de la emergencia del parasitoide. Para mantener aislado a cada individuo, se cortaron secciones de las hojas con este tipo de ninfas parasitadas y se colocaron en una caja Petri de 14 cm de diámetro, con papel absorbente ligeramente humedecido. Sobre cada pupa se colocaron, individualmente, tubos invertidos de plástico transparente de 2.2 cm de diámetro por 5.4 cm de longitud.

Cuando los adultos emergieron, con menos de 18 h de edad, se separaron por sexo (macho con setas largas en las antenas y cortas en hembras) y se distribuyeron en dos tratamientos (agua y miel, o sólo agua). Se completó un total de 20 individuos por cada tratamiento. Los adultos se colocaron individualmente en tubos de las dimensiones indicadas anteriormente, con la tapa modificada con una abertura cuadrada de aproximadamente 0.7 cm², ésta se cubrió con tela de organza para facilitar la ventilación, y además para colocar una porción de algodón saturada en agua para proveer esta a los insectos.

A cada parasitoide dentro de los viales se le proporcionaba gotas de miel al 94% (Clover Honey U.S. Grade A Pure, Great Value®) cada 48 h, éstas se colocaban en la pared del tubo con una jeringa de 5 cm³ adaptada con una punta para micropipeta de 200 µl. La gota de miel fue lo más fina posible para evitar que los insectos se pegaran en ella. Diariamente se colocó agua 2 veces al día a través del algodón, y éste se cambiaba cada 3 o 4 días para prevenir el crecimiento de hongos. Se registró la supervivencia individual (cada 24 h) hasta la muerte de los parasitoides.

La proporción sexual de la colonia de parasitoides en Weslaco se mantuvo aproximadamente 5:1 (hembras: machos), esta situación dificultó obtener la cantidad suficiente de machos para la evaluación de longevidad. Por esta razón, y porque las hembras de *T. triozae* presentan reproducción arrenotoka (Pletsch 1947), se aislaron hembras vírgenes para la producción de machos.

Las hembras vírgenes se introdujeron en vasos de plástico transparente de 1 L de capacidad, colocados de forma invertida y sellados con su tapa. Estos vasos contenían una hoja de tomate con ninfas de 4^o y 5^o instar del psílido, mismas que se habían transferido manualmente con un pincel sobre los folíolos. Se permitió ovipositar a las hembras durante 3 días consecutivos, y cerca de la emergencia de los parasitoides se aislaron las ninfas parasitadas (momias del psílido). Para controlar la edad de los individuos se hicieron observaciones 3 veces al día y se colocaron los individuos en el tratamiento correspondiente. Se completaron tres repeticiones (20 individuos por tratamiento) para machos y hembras sometidos a los tratamientos agua y miel, o sólo agua.

4.4. Ciclo de vida

Para la oviposición de *T. triozae* se colocaron hojas de tomate (3-5 hojas verdaderas) con el peciolo insertado en viales con agua, los cuales se fijaron al piso de una jaula. Las jaulas consistieron de vasos de plástico transparente de 1 L de capacidad colocados de manera invertida, con el fondo sustituido con tela de organza. Se colocaron aproximadamente 75 ninfas de quinto instar del psílido (recién mudadas)

distribuidas aleatoriamente en los foliolos de la hoja, luego se introdujeron 25-30 hembras de *T. triozae* procedentes de la cría general, y se permitió la oviposición durante tres horas (09:00-12:00 h).

Una vez transcurrido el tiempo de oviposición, se retiraron las hembras de *T. triozae* y se revisaron ventralmente todas las ninfas del psílido bajo un microscopio estereoscópico (Olympus SZ30). Se identificaron las ninfas parasitadas (presencia de huevo), y se transfirieron al haz de los foliolos de otras hojas de tomate (de 3 a 5 foliolos) cuyo peciolo estaba insertado en algodón saturado con agua y envuelto en papel aluminio para mantener la turgencia. Este mismo procedimiento se realizó en tres ocasiones, con al menos 36 ninfas parasitadas cada vez. Estas últimas hojas se colocaron en cajas Petri de 14 cm de diámetro y 2 cm de profundidad, con una abertura de 4 cm de diámetro en la tapa forrada con tela de organza. En cada foliolo se colocaron dos ninfas parasitadas, cuando las ninfas tenían más de un huevo se eliminaron los huevos extra con pincel y aguja de disección. Las ninfas parasitadas se numeraron y se mantuvieron en las condiciones ambientales ya descritas.

El periodo de incubación de *T. triozae* se determinó realizando observaciones cada 8 h. Para el caso de los otros estados de desarrollo, las observaciones se realizaron cada 12 h. Diariamente se registraban los cambios externos de cada ninfa de *B. cockerelli* así como el número de individuos muertos de cada estado de desarrollo. Estas observaciones se mantuvieron hasta el día 11, a partir de este día se separaron las pupas, se cortó la porción de hoja que contenía cada momia, y se colocaron en una caja Petri con papel absorbente ligeramente humedecido, y se separó individualmente con tubos de plástico como los indicados en el experimento de longevidad. Al emerger los adultos se registraba el sexo.

4.4.1. Medición de huevos de *T. triozae*

Se tomaron aleatoriamente 20 huevos de ninfas parasitadas, los huevos tuvieron menos de 8 h de ser puestos y se midieron con una reglilla incluida en un microscopio estereoscópico Olympus SZH10 Research Stereo.

4.5. Fecundidad de *T. triozae*

Este experimento se inició con hembras menores de 20 h de edad, la fecundidad de *T. triozae* se evaluó en 18 parejas y cada pareja se consideró una repetición. Cada hembra tuvo un macho para permitir el apareamiento, dada la proporción sexual de la colonia, los machos tenían de 3 a 5 días de edad. En el caso de muerte de un macho fue sustituido por otro.

Una unidad experimental consistió de una pareja de *T. triozae* en una caja de Petri (8.9 cm de diámetro x 1.25 cm de profundidad). Las cajas tenían un orificio lateral de 0.8 cm de diámetro para introducir los insectos, y las tapas se modificaron con 2 orificios de 1 cm de diámetro cubiertos con tela de organza para facilitar ventilación. Para ofrecer ninfas del psílido a los parasitoides sólo se usaron los 3 folíolos apicales de hojas verdaderas (3^a a 8^a) de plantas de tomate de 40 días de edad. Estos folíolos se colocaban en la caja Petri, y su peciolo se insertaba en una bola de algodón humedecido y envuelto en papel aluminio. El tamaño de los folíolos se ajustaba al diámetro de la caja Petri, cortando las puntas cuando era necesario, y se fijaban al fondo de la caja con tiras de cinta adhesiva, en seguida sobre los folíolos se colocaban manualmente con un pincel ninfas de 4^o y 5^o instar recién emergidas, finalmente se introducía la pareja de parasitoides y se mantenía por 24 h, se proporcionaban finas gotas de miel diariamente.

Cada 24 h se removía cada pareja de parasitoides a una caja Petri con huésped nuevo, luego se procedía a cuantificar el número de huevos sobre las ninfas del día anterior. El conteo de huevos se realizó bajo el microscopio estereoscópico y se revisaba las ninfas por la superficie ventral, este procedimiento se continuó hasta la muerte de la última hembra. Todas las repeticiones iniciaron con 12 ninfas del psílido (4^o y 5^o instar) por hembra por día, una vez que cada hembra iniciaba la oviposición el número de ninfas se incrementó a 24. Este incremento se realizó para compensar las ninfas muertas por manipuleo y alimentación sobre el huésped, y para que manifestara su potencial reproductivo, se asumió que privación de huésped podía tener un efecto

adverso sobre la fecundidad. Aunque se inició con 36 parejas esta evaluación, las hembras que no depositaron huevos al quinto día se eliminaron.

4.6. Análisis de resultados

Los resultados de longevidad de hembras y machos, alimentados con miel o no, se evaluaron mediante una prueba *t* de *Students* con un nivel de significancia al 0.05. Con los datos del ciclo biológico de *T. triozae* se calculó el promedio de la duración de cada estado de desarrollo, y se construyó una tabla de vida.

La fecundidad de *T. triozae* se obtuvo de 18 hembras y los datos se emplearon para calcular los parámetros poblacionales. La tasa neta de reproducción (R_0), tasa finita de incremento (λ), tasa intrínseca de incremento natural (r_m) y tiempo de generación (T) se calcularon usando el estadístico jackknife (Maia *et al.* 2000). Los valores m_x para la población se calcularon de la media del número de huevos puestos por una hembra por día. El tiempo de duplicación de generación $DT = (\ln 2)/r_m$ se calculó como describe Mackauer (1983), y la tasa total reproductiva $GRR = \sum m_x$ como lo señaló Mo y Liu (2006). Todos los parámetros se estimaron usando las instrucciones de programa propuesto por Maia *et al.* (2000), a través del programa SAS (SAS 2006).

5. RESULTADOS

5.1. Longevidad de adultos de *T. triozae* alimentados con miel y/o agua

Las hembras de *T. triozae* alimentadas con miel vivieron en promedio 46.6 ± 10.07 días, y se encontraron diferencias significativas respecto a las hembras que no recibieron esta fuente de carbohidratos, las cuales sólo vivieron 1.65 ± 0.59 d ($t = -19.94$, $P < 0.0001$). Esta misma tendencia también se observó en los machos, los adultos que se alimentaron con miel vivieron 37.9 ± 10.46 días, pero los que no recibieron ésta vivieron sólo 2.35 ± 0.67 d ($t = -15.16$, $P < 0.0001$) (Figura 1).

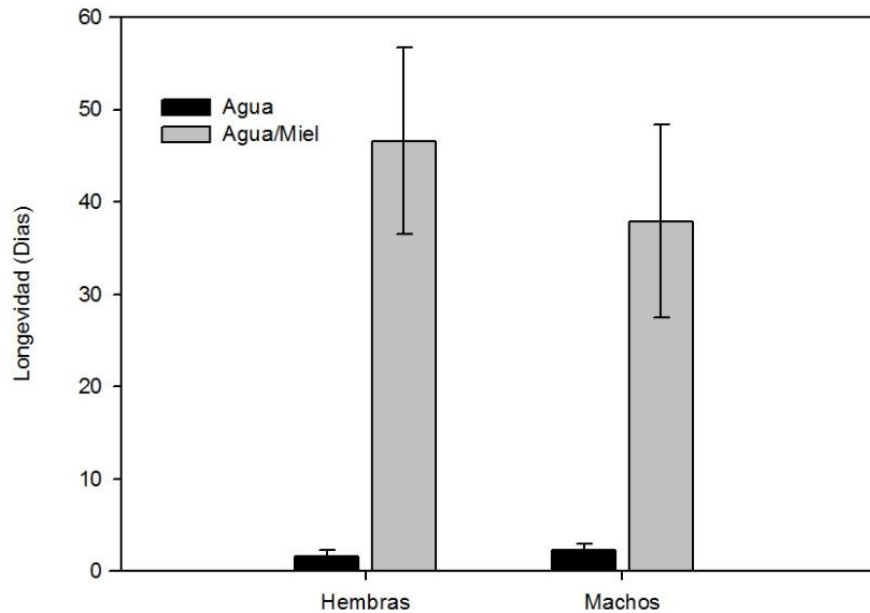


Figura. 1. Longevidad (\pm desviación estándar) de adultos vírgenes de *Tamarixia triozae* alimentadas con miel y agua, o sólo agua ($26 \pm 1^\circ\text{C}$, $60 \pm 10\%$ HR y 14:10 h (L:O)).

Cuando ambos sexos se alimentaron con miel y agua se encontró que las hembras vivieron ligeramente más que los machos, 46.6 ± 10.07 días vs 37.9 ± 10.46 días, resultando ser significativamente diferentes ($t = 2.68$, $P = 0.0108$) (Figura 1). En el caso de las hembras y los machos alimentados sólo con agua, las hembras vivieron 1.65 días y los machos 2.35 días, los cuales son significativamente diferentes ($t = -3.51$, $P = 0.0012$).

5.2. Ciclo de vida de *Tamarixia triozae*

Los huevos de *T. triozae* de menos de 24 h después de colocados son oblongos, blancos translúcidos y brillantes. Miden en promedio 0.184 ± 0.017 mm de longitud, por 0.08 ± 0.007 mm de ancho. Estos se asemejan al huevo típicamente himenopteriforme, ligeramente ornamentado en el corion, cubierto por una capa de sustancia mucilaginosa. La larva recién emergida se adhiere al cuerpo de la ninfa, dependiendo del lugar en donde fue colocado y comienza a alimentarse de los fluidos del huésped, probablemente por medio de una incisión hecha con las mandíbulas. Sin embargo, tal incisión no fue perceptible.

La larva de primer instar era blanca translúcida de tonalidad similar al huevo, un poco más larga que éste. Fue posible observar los segmentos del cuerpo y como es translúcida, los movimientos peristálticos del aparato digestivo. Conforme avanzó el desarrollo de la larva, además del aumento de tamaño, se observó un cambio de color de crema a amarillo.

La muerte del huésped (ninfa) coincidió con el momento en el que la larva del parasitoide alcanzó el tamaño más grande, esto fue aproximadamente 4 días después de la parasitación. Una vez que la ninfa murió, adquirió un color café o cobrizo, como si estuviera deshidratada, entonces el parasitoide adhirió los remanentes del exoesqueleto de la ninfa a la superficie de la hoja, y permaneció en medio de estos como lo indicó Pletsch (1947). A medida que la pupa maduró cambió de color desde café marrón hasta rojizo, cuando el adulto estaba completamente formado era más oscura. Durante este estudio se consideró el inicio de la pupa cuando apareció una secreción oscura en forma de costra (meconio) en los márgenes posteriores del exoesqueleto de la ninfa.

En las condiciones en las que se realizó el presente estudio, el ciclo de vida de *T. triozae* se completó en alrededor de 12 días, las observaciones del ciclo de vida iniciaron con 108 individuos y 100 completaron su desarrollo (Figura 2). El periodo de

incubación requirió en promedio 1.5 días, el estado larvario 3.5 días y la pupa alrededor de 6 días (Cuadro 3).

Como era de esperarse, el estado de huevo (periodo de incubación) necesitó del menor tiempo para completarse, y el estado de pupa requirió el mayor tiempo. De acuerdo con el análisis estadístico, no se encontraron diferencias significativas entre el periodo de incubación de huevos de hembras o machos ($t= 0.99$; $P= 0.3239$), ni tampoco en el estado larvario ($t= -1.38$; $P= 0.1699$). Por el contrario, en el caso de la pupa fueron significativamente diferentes ($t= 3.61$; $P= 0.0005$), al igual que la duración total del ciclo de ambos sexos ($t=3.60$; $P= 0.0005$) (Cuadro 3).

Cuadro 3. Ciclo de vida en días (\pm desviación estándar) de *Tamarixia triozae* ($26\pm 1^\circ\text{C}$, $60\pm 10\%$ HR y 14:10 h (L:O)).

| Sexo | N | Huevo | N | Larva | N | Pupa | N | Adulto |
|--------------|-----|-------------------|-----|-------------------|-----|-------------------|-----|--------------------|
| Machos | 14 | 1.47 \pm 0.08 A | 14 | 3.39 \pm 0.21 A | 14 | 5.39 \pm 0.40 B | 14 | 11.64 \pm 0.49 B |
| Hembras | 86 | 1.49 \pm 0.05 A | 86 | 3.49 \pm 0.26 A | 86 | 5.73 \pm 0.31 A | 86 | 12.02 \pm 0.34 A |
| Desconocido | 07 | 1.45 \pm 0.12 | 02 | 3.5 \pm 0 | - | | - | |
| Total | 107 | 1.49 \pm 0.06 | 102 | 3.48 \pm 0.25 | 100 | 5.68 \pm 0.34 | 100 | 11.97 \pm 0.39 |

Medias en la misma columna seguidas por la misma letra no muestran diferencia significativa ($P=0.05$). En la comparación de medias se omitieron los valores de sexo desconocido.

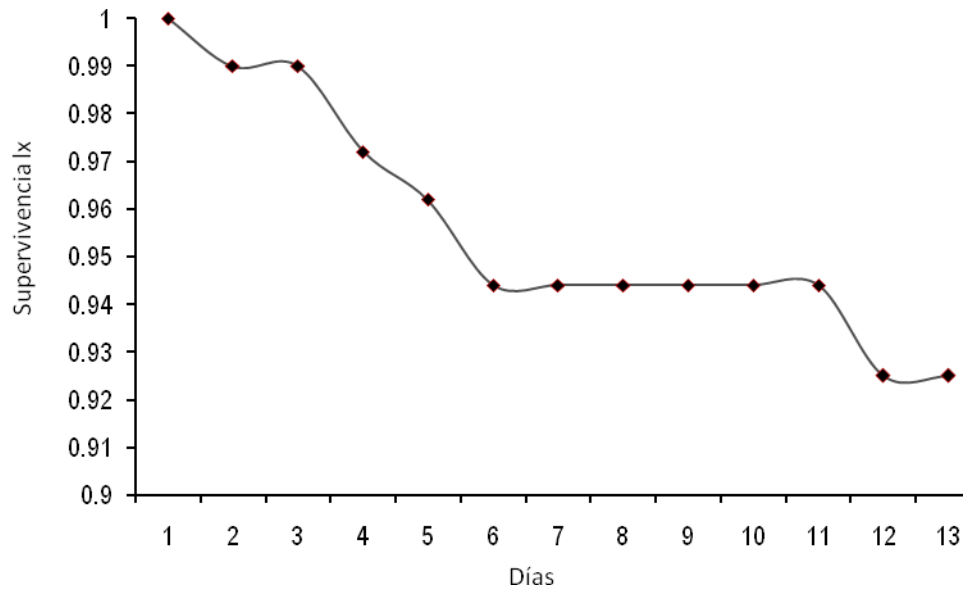


Figura 2. Curva de supervivencia de *Tamarixia triozae* (huevo-adulto) en laboratorio ($26\pm 1^{\circ}\text{C}$, $60\pm 10\%$ HR y 14:10 h (L:O)).

5.3. Fecundidad y tabla de fertilidad

Los adultos de *T. triozae* se aparearon a las pocas horas después de la emergencia y las hembras apareadas mostraron un periodo de preoviposición de 1.94 ± 0.80 días, con un rango de 1 a 3 d. De las 18 hembras evaluadas en este estudio, el 33.3% oviposizó al primer día, el 38.8% al segundo día y el 27.7% al tercer día.

Las hembras de *T. triozae* colocaron un promedio de 165.4 ± 45.2 huevos con un rango de 98 a 279 huevos. De estos se registró una supervivencia de 92% y el 86% fueron hembras.

Como sucede con otras especies, la edad de las hembras influye en la oviposición. La mayoría de las hembras empezaron a poner huevos al segundo día después de la emergencia (Figura 3); el mayor número de huevos se registró entre los días 6 y 15 después de la emergencia, con un promedio de 13.26 huevos por hembra por día, y el máximo número de huevos registrado para una hembra en un solo día fue

23. Después del día 15 la tasa de oviposición decreció, debido a que en ese momento el 22.2% del total de hembras había muerto. Para el día 21 sólo restaban vivas el 44.4% de hembras las cuales colocaban 7.28 huevos por hembra por día. Sólo una hembra vivió 29 días (Figura 4).

Con frecuencia se registró más de 1 huevo por ninfa, las hembras de *T. triozae* parasitaron en promedio 143 ± 40.3 ninfas en su vida, con un rango entre 85 y 241 (Figura 4). Además, parasitaron un promedio de 7.2 ninfas por día, el número máximo de ninfas parasitadas por una hembra en un día fue 19, en este experimento no se cuantificaron los huéspedes muertos por alimentación. Los parámetros poblacionales y reproductivos de *T. triozae* se resumen en el Cuadro 4.

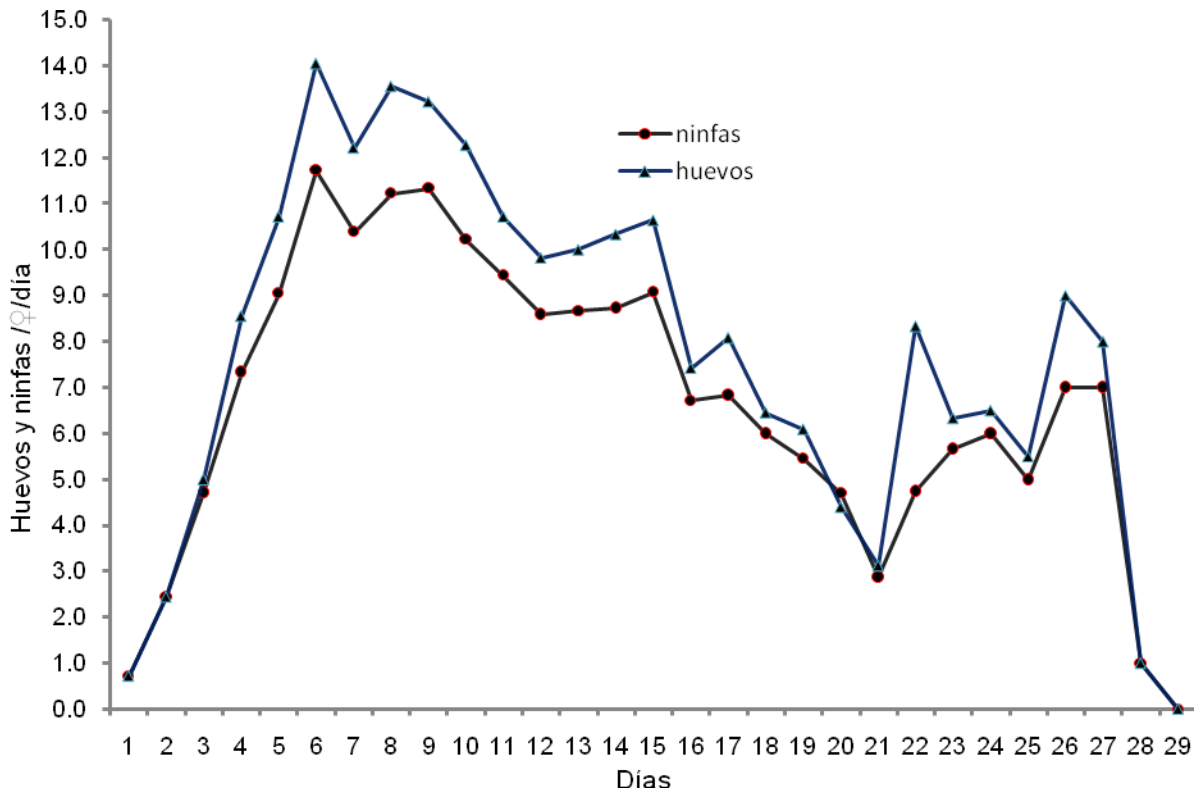


Figura 3. Promedio de huevos colocados y ninfas parasitadas por hembra de *Tamarixia triozae* por día ($26 \pm 1^\circ\text{C}$, $60 \pm 10\%$ HR y 14:10 h (L:O)).

Cuadro 4. Tabla de fertilidad de *Tamarixia triozae* sobre *Bactericera cockerelli* mantenida en tomate ($26\pm 1^\circ\text{C}$, $60\pm 10\%$ HR y 14:10 h (L:O)).

| Parámetros | n | Estimación Jackknife (IC 95%). |
|---|----|--------------------------------|
| Tasa intrínseca de incremento (r_m), por día | 18 | 0.26 (0.25-0.27) |
| Tasa neta reproductiva (R_0) hembras por hembra | 18 | 130.90 (113.11-148.69) |
| Tasa bruta de reproducción GRR ($\sum mx$), larvas por hembra. | 18 | 178.47 |
| Tiempo de generación (T) en días | 18 | 18.75 (17.76-19.73) |
| Tasa finita de incremento (λ) por día | 18 | 1.30 (1.29-1.31) |
| Tiempo de duplicación de generación ($\ln 2 / r_m$) días. | 18 | 2.66 (2.56-2.77) |

Los valores correspondientes a la tasa de supervivencia en la edad específica (L_x) se muestran en la Figura 4, la fecundidad a edad específica (m_x) que corresponde al promedio de descendiente hembra producidas durante la edad x , y la maternidad a edad específica ($L_x M_x$), están representados en la Figura 5, valores calculados a partir de la tabla de fecundidad de 18 hembras.

La sobrevivencia de los estados inmaduros fue 0.92 y la proporción de hembras en la descendencia fue de 0.86. El número de huevos depositados los primeros 3 días después de la emergencia fue bajo, incrementando a partir del quinto y sexto día, el máximo número de huevos fue colocado al séptimo día después de la emergencia. A lo largo de toda su vida, las hembras mostraron un periodo más activo en oviposición de los 6-15 días después de la emergencia (Figura 5).

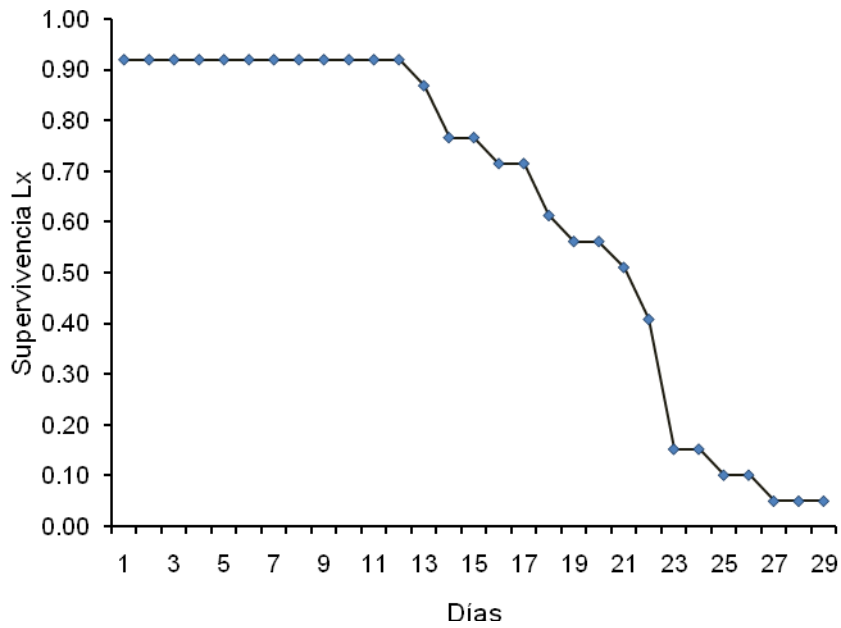


Figura 4. Tasa de supervivencia a edad específica (Lx) de *Tamarixia triozae* sobre *Bactericera cockerelli* mantenida en tomate ($26\pm 1^\circ\text{C}$, $60\pm 10\%$ HR y 14:10 h (L:O)).

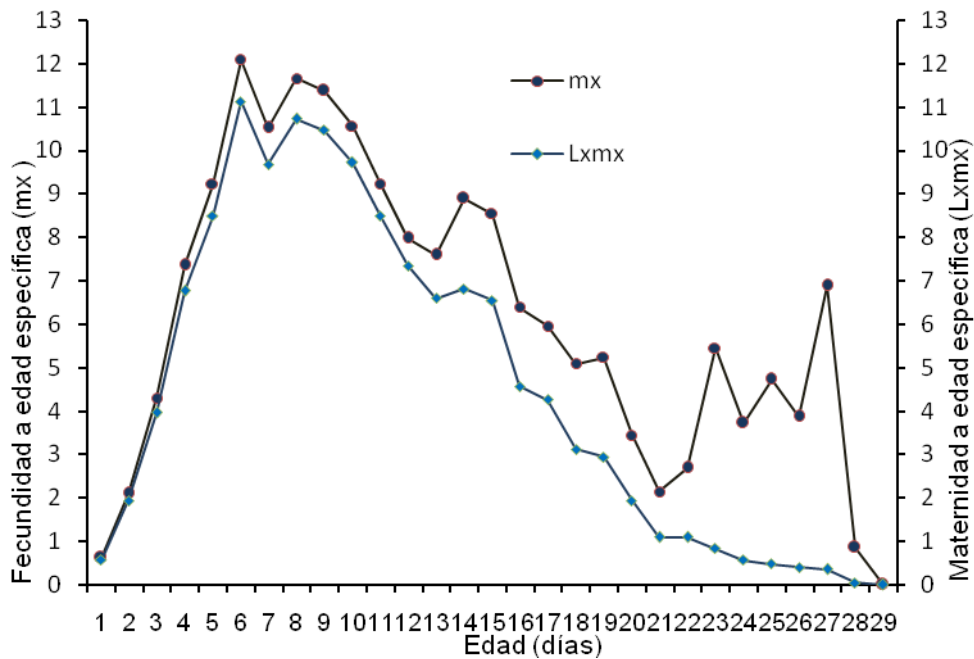


Figura 5. Fecundidad a edad específica (mx) y maternidad específica (Lxmx) de *Tamarixia triozae* ($26\pm 1^\circ\text{C}$, $60\pm 10\%$ HR y 14:10 h (L:O)).

6. DISCUSIÓN

6.1. Longevidad

Pletsch (1947) y Johnson (1971) reportaron las primeras observaciones de biología de *Tamarixia triozae* sobre *Bactericera cockerelli*, pero no incluyeron información detallada en aspectos de ciclo de vida, comportamiento ni parámetros poblacionales. La determinación de éstos es indispensable para conocer el potencial biológico que este parasitoide puede tener sobre una plaga de gran importancia económica como *B. cockerelli*.

Se conoce la importancia de suministrar carbohidratos a los enemigos naturales para incrementar su desempeño biológico; Chambers (1977) y Kapranas y Luck (2008) señalaron que la adición de una fuente de carbohidratos, por ejemplo miel, incrementa la longevidad de muchos parasitoides. En algunas especies de enemigos naturales, tanto de depredadores como de parasitoides, las fuentes alternas de alimento proporcionan mayor abastecimiento de energía (Mills y Wajnberg 2008, Wäkers *et al.* 2008) lo cual se refleja directamente en el potencial reproductivo de las hembras (Sandanayaka *et al.* 2009).

Es claro que la longevidad puede afectar la oviposición (Emana 2007, Sandanayaka *et al.* 2009), sobrevivencia y capacidad reproductiva de los parasitoides (Wäkers *et al.* 2008). En el caso de *T. triozae*, la longevidad de hembras y machos se incrementó con la disponibilidad de miel, de 1.6 a 46.6 días para el caso de las hembras, y de 2.3 a 37.9 días para los machos. El incremento en longevidad, por contar con una fuente de carbohidratos, es similar a lo reportado con otras especies como *Chrysocharis parksi* (Christie y Parrela 1987), *Tetrastichus sokolowskii* (Ooi 1988), *Tamarixia leucaena* (Patil *et al.* 1993), *Anagyrus kamali* (Sagarra *et al.* 2000) y *Metaphycus flavus* (Kapranas y Luck 2008). El incremento en longevidad de *T. triozae* al tener miel disponible, corrobora la importancia de proporcionar esta fuente de carbohidratos en los sistemas de cría de este parasitoide.

6.2. Ciclo de vida y comportamiento

El ciclo de vida de *T. triozae*, 11.6 días para machos y 12 días para hembras, fue similar al reportado en la literatura para otros eulófidos parasitoides de psílidos. Patil *et al.* (1993) encontraron que el ciclo de vida de *Tamarixia leucaena* tardaba 12.8 ± 0.93 días, a 25°C y 12:12 LO, sobre su huésped *Heteropsylla cubana*. Por su parte, Chien (1995) reportó que la especie hermana *Tamarixia radiata* completaba su ciclo en 11.4 días sobre *Diaphorina citri* bajo condiciones similares a las que se realizó este experimento (25°C y 14:10 LO).

Las características y medidas de huevos de *T. triozae*, 0.18 ± 0.02 mm de longitud, por 0.08 ± 0.01 mm de ancho, coinciden con lo descrito para *Tamarixia dryi* (= *Tetrastichus dryi*) parasitoide de *Trioza erytreae* los cuales miden en promedio 0.20 mm de longitud por 0.08 mm de ancho (van den Berg y Greenland 2000).

A pesar de que en este trabajo no se realizaron evaluaciones específicas sobre aspectos comportamentales, se incluye aquí la descripción general de algunos eventos que se observaron repetidamente durante el desarrollo del experimento y el mantenimiento de las colonias.

Las hembras de *T. triozae* mostraron el comportamiento de alimentación sobre el huésped como se describió para *T. radiata* (Chien *et al.* 1991, Hoy y Nguyen 2001). Las hembras de *T. triozae* realizaban una herida con el ovipositor en el esternon, con frecuencia en la base de la cabeza o en los márgenes posteriores de la ninfa, el ovipositor se insertaba en repetidas ocasiones y el parasitoide realizaba movimientos “oscilatorios” hasta que de la herida salía una gota de hemolinfa, en ese momento las hembras se alimentaban colocando el aparato bucal sobre la gota de fluido.

A diferencia de lo que indicó Patil *et al.* (1993) para *T. leucaena*, alimentación no recurrente (huéspedes donde se alimenta no pone huevos el parasitoide), en el caso de *T. triozae* algunas ocasiones se encontraron huevos en aquellas ninfas que presumiblemente tenían daño por alimentación (incluso algunas estaban muertas por alimentación). Esto se observó en hembras colocadas individualmente con el huésped,

lo que hace sospechar que pudiera presentar alimentación recurrente como lo reportado Chu y Chien (1991) para *T. radiata*. No obstante, se necesitan más observaciones para poder asegurar esto.

Durante el comportamiento de oviposición *T. triozae* paralizaba temporalmente a las ninfas del psílido y ponía huevos en la superficie ventral, a menudo entre las coxas del primer y segundo, o segundo y tercer par de patas. Este hábito de oviposición había sido descrito por Pletsch (1947), aunque en este estudio se encontró que en ocasiones las hembras pueden poner huevos sobre el rostro o en la unión tórax-abdomen y hasta la altura del rostro.

Después de un periodo breve y variable (pocos minutos) de paralización de las ninfas de *B. cockerelli* por las hembras de *T. triozae*, éstas se recuperaron y se observó movilidad y desplazamiento sobre la hoja de tomate. Este comportamiento coincide con lo reportado por Pletsch (1947) con esta misma especie, y se reportó también para parasitoides de la misma familia como *Tetrastichus flavigaster* y su huésped *Paurocephala calodendri* (Moran *et al.* 1969), o *Tamarixia leucaenae* sobre *Heteropsylla cubana* (Patil *et al.* 1993). Por otra parte, Chu y Chien (1991) reportaron que *Tamarixia radiata* inyecta una sustancia paralizante que inhibe la muda e induce una muerte lenta a las ninfas de *D. citri*.

Algunas horas o días después de que las ninfas de *B. cockerelli* fueron parasitadas por *T. triozae* no fue posible distinguir las de aquellas que no habían sido parasitadas. Esto sucedió porque después del breve periodo de parálisis, las ninfas permanecían vivas y continuaban alimentándose y caminando como lo hacían ninfas sin parasitar. De acuerdo con observaciones de 80 ninfas que fueron parasitadas pero que perdieron el huevo, o la larva de primeros instares, se comprobó que ya no mudaron. No obstante, algunas continuaban vivas durante varios días; en algunos casos se notaron unas ninfas con un abultamiento en el tórax, probablemente porque no se completó la ecdisis, las ninfas con estas características adquirían coloraciones oscuras y eventualmente murieron. Estas observaciones respaldan las observaciones de Johnson (1971) quien señaló a *T. triozae* como un parasitoide idiobionte.

De acuerdo con Pletsch (1947), *T. triozae* en condiciones de cautiverio puede poner más de 1 huevo por ninfa. En este estudio con frecuencia se encontró que había más de 2 huevos por ninfa. Sin embargo, en al menos 1,500 observaciones sobre pupas individuales, durante el desarrollo de este trabajo y cuidado de las crías, en ninguna ocasión se observó la emergencia de más de un parasitoide por huésped. Por lo tanto, se puede decir que *T. triozae* es un ectoparasitoide solitario, y estas observaciones concuerdan con lo reportado por Johnson (1971).

Cuando la larva de *T. triozae* se aproximaba al proceso de pupación secretó por el ano una sustancia viscosa, transparente y pegajosa, ésta adhería los márgenes del exoesqueleto del huésped con la superficie de la hoja. En ese momento la larva alcanzó su tamaño máximo y continuó succionando los fluidos del huésped, hasta que éste se secó, y posteriormente se tornó oscura, café o café-rojiza. Al inicio de la pupación la larva excretaba una masa de material transparente (meconio), fuera del margen posterior de la momia, que se tornaba oscuro o café al secarse y adquiría apariencia de “costra”. Los cambios de larva a pupa de *T. triozae* fueron similares a los reportados por Moran *et al.* (1969) y Patil *et al.* (1993) para otro eulófidos parasitoides de psílidos.

6.3. Fecundidad y fertilidad

La fecundidad de *T. triozae* (165.4 ± 45.2 huevos) fue similar a lo reportado para otras especies de eulófidos, Ooi (1988) mencionó que *Tetrastichus sokolowsky* tuvo un máximo de 135 descendientes, y Christie y Parrella (1987) reportaron un promedio de $134.6 (\pm 26.8)$ huevos para *Chrysocharis parski*. En contraste, Hoy y Nguyen (2001) señalaron que *T. radiata* podía depositar más de 300 huevos. Por otra parte, Chien (1995) sugirió que la fecundidad de *T. radiata* podía variar de acuerdo al número de huéspedes disponibles; así, hembras con 20 huéspedes diarios registraron un promedio de 214 huevos, y con 40 huéspedes diarios alcanzaron 434 huevos.

La ocurrencia y duración de un periodo de preoviposición está usualmente determinado por procesos fisiológicos y requerimientos nutricionales de los adultos

(Dout 1964). En el caso de hembras provigénicas, éstas depositan sus huevos en un periodo corto de tiempo, pero en el caso de las sinovigénicas la producción de huevos depende de la nutrición de la hembra y ésta deposita huevos durante toda o gran parte de su vida (Flanders 1950). Con las observaciones en el comportamiento de preoviposición y oviposición, así como alimentación sobre el huésped, se puede decir que *T. triozae* corresponde al grupo de hembras sinovigénicas.

Esta es la primera vez que se reportan los parámetros poblacionales de *T. triozae* criado sobre *B. cockerelli*. Estos fueron semejantes a los reportados para su especie hermana *T. radiata*, reproducido sobre *D. citri*, en condiciones ambientales similares (25°C 100% HR y 14:10 (L:O) y 20 huéspedes diarios)). En el caso de *T. triozae*, la tasa intrínseca de incremento (r_m) fue de 0.26, la tasa finita de incremento (λ) de 1.29, la tasa neta reproductiva (R_0) de 130.90, y el tiempo medio de generación (T) de 18.74 días. Para *T. radiata* se reportaron 0.30, 1.36, 139.7 y 16.5 días, respectivamente; cuando se ofrecieron 40 huéspedes por día a *T. radiata* se reportó una (R_0) de 284.89, pero los demás parámetros no fueron muy diferentes a los descritos (Chien *et al.* 1991, Chu y Chien 1991).

Una hembra de *T. triozae* fue capaz de “matar” más de 140 ninfas a lo largo de toda su vida sólo por parasitismo, hacen falta más trabajos para determinar el número de huéspedes que se usan para alimentación durante todo su vida de adulto. Para el caso de *T. radiata* se reporta que una hembra puede llegar a matar más de 500 ninfas de *D. citri* por parasitismo y alimentación (Hoy y Nguyen 2001), con una proporción de 80% por parasitismo y 20% por alimentación (Chu y Chien, 1995).

La proporción de hembras en la descendencia de *T. triozae* fue alta (0.86), probablemente porque se ofrecieron huéspedes de 4^o y 5^o instar, esta situación de la calidad del huésped sobre la proporción sexual se documentó en el caso de *T. radiata*. Se sabe que una proporción sexual favorable a hembras (0.77) sucedió cuando se ofrecieron huéspedes de 5^o instar, además se presentó menos superparasitismo y menor alimentación-oviposición sobre el mismo huésped (Chu y Chien 1995).

6.3.1. Parámetros poblacionales de *T. triozae* y *B. cockerelli*

En ecología de poblaciones la construcción y análisis de tablas de vida permiten analizar la supervivencia y reproducción de una población y predecir el crecimiento; además, se establece el tiempo por generación y otros parámetros (Badii *et al.* 2000) que son básicos para estimar la acción de los enemigos naturales sobre las poblaciones de plagas (Van Driesche y Bellows 1996). La fecundidad es sólo uno de múltiples elementos que permiten evaluar el potencial de algún enemigo natural como agente de control biológico (Christie y Parrella 1987).

A continuación se presentan los parámetros poblacionales para *T. triozae* criado sobre *B. cockerelli* mantenido en tomate, y los parámetros de *B. cockerelli* criado en diferentes hospederos (Cuadro 5).

Cuadro 5. Comparación de parámetros poblacionales¹ de *Tamarixia triozae* (26±2°C, 60±10% HR y 14:10 h (L:O)) y *Bactericera cockerelli* (26.7±2°C, 75±5% HR y 14:10 h (L:O)).

| Parámetro | <i>T. triozae</i> | <i>B. cockerelli</i> ² | |
|---|----------------------|-----------------------------------|----------------|
| | <i>B. cockerelli</i> | Berenjena | Chile pimienta |
| Tasa neta reproductiva (R_0) | 130.90 | 84.51 | 59.0 |
| Tasa intrínseca de incremento (r_m) | 0.2603 | 0.1099 | 0.0884 |
| Tiempo de generación (T) | 18.7241 | 40.4 | 46.1 |
| Tiempo para duplicar la población(Dt) | 2.6625 | 6.3 | 7.8 |
| Tasa finita de incremento (λ) | 1.2973 | 1.1161 | 1.0924 |

¹ Se calcularon con el programa SAS Life Table descrito por Maia *et al.* (2000).

² Los datos de *B. cockerelli* se tomaron de Yang y Liu (2009).

Hay tres parámetros poblacionales que con frecuencia se citan como unos de los más importantes en ecología, pero también por la facilidad de su definición: a) La tasa neta reproductiva (R_0), se define como el número de hembras que una hembra deja en una generación; b) El tiempo de generación (T), representa el tiempo en días que transcurre desde que un huevo es puesto, hasta que éste se convierte en una hembra adulta lista para poner huevos; y c) La tasa intrínseca de crecimiento (r_m), ésta se considera como uno de los parámetros más importantes porque combina R_0 y tiempo de generación (T), así: $r_m = \log_e R_0/T$ (Birch 1948).

Para determinar los parámetros poblacionales del parasitoide y su huésped las condiciones ambientales fueron similares, y es posible hacer comparaciones (Cuadro 5). *T. triozae* presentó la tasa neta reproductiva más elevada ($R_0=130.90$), y el menor tiempo de generación ($T=18.7$ d), comparada con *B. cockerelli* reproducida en dos hospederos comerciales preferidos (Anónimo 2009). Así mismo, la tasa intrínseca de incremento ($r_m=\log_e R_0/T$), misma que se puede considerar como el valor potencial de la especie, resultó ser casi dos veces mayor en *T. triozae* que *B. cockerelli* cuando el psílido se reprodujo en berenjena, y casi tres veces mayor cuando el psílido se reprodujo en chile pimiento.

De acuerdo con DeBach (1964) y Hokkanen (1989) los atributos de los enemigos naturales efectivos incluyen alta capacidad de búsqueda, densa dependencia, alta especificidad, habilidad de incrementarse tan rápido como el huésped y adaptabilidad al ambiente de la plaga. Debido a que sólo hay registrados dos parasitoides para *B. cockerelli*, y *T. triozae* parece ser el más común (Compere 1943, Pletsch 1947, Jensen 1957, González-Hernández *et al.* 2008); por la variedad de ambientes donde se ha recuperado a *T. triozae* (Pletsch 1947, Jensen 1957, Johnson 1971, Lomeli-Flores y Bueno 2002, Bravo y López 2007, González-Hernández *et al.* 2008), y por sus elevados parámetros poblacionales, comparados con su huésped, *T. triozae* tiene un excelente potencial para considerarse como agente de control biológico contra *B. cockerelli* en cultivos de solanáceas.

7. CONCLUSIONES

Hasta el momento no existían reportes detallados de la biología y parámetros poblacionales de *Tamarixia triozae* (Burks), parasitoide de *Bactericera cockerelli* (Sulc), por lo tanto los resultados derivados de este trabajo se consideran los primeros que aportan información precisa de ciclo de vida, aspectos comportamentales, fecundidad, parámetros poblaciones y longevidad.

En las condiciones en las que se realizó este estudio [$26\pm 2^{\circ}\text{C}$, $60\pm 10\%$ HR y 14:10 (L:O) h], la longevidad de adultos hembras aumentó de 1.65 a 46 días cuando estos fueron alimentados con miel comparado cuando los que no tuvieron esa fuente de carbohidratos. Se requieren más estudios para determinar la practicidad de mantener vivos a los insectos durante más tiempo cuando no están reproduciéndose.

El ciclo de vida fue 12 días para ambos sexos. Una hembra de *T. triozae* es capaz de parasitar un promedio de 143 ninfas y ovipositar en promedio 165 huevos durante su vida, la cual tardó alrededor de 20 días.

La tasa intrínseca de incremento (r_m) de *T. triozae* fue al menos dos veces más alta que la reportada para *B. cockerelli* sobre dos de sus plantas hospederas. Además, el tiempo de generación del parasitoide fue menos de la mitad del tiempo de *B. cockerelli*, por lo que se concluye que *T. triozae* posee un gran potencial para ser considerado como un agente de control biológico y se debería valorar su inclusión dentro de un programa de Manejo Integrado de *B. cockerelli*.

8. LITERATURA CITADA

- Anónimo. 2009. European and Mediterranean Plant Protection Organization (EPPO). Reporting service - Pests & Diseases. No. 5. Paris. 5-8 p.
- Anónimo. 2010. FAO Statistics. Consultado en línea <http://faostat.fao.org/site/567/default.aspx#ancor> (25/04/2010).
- Arredondo, H. C., M. H. Badii, M. Perales., A. E. Flores, H. Quiroz, y M. Vázquez. 2000. Producción masiva de enemigos naturales. Pp. 107-119, *In* M. H. Badii, A. E. Flores, y L. J. Galán (Eds.). Fundamentos y perspectivas del control biológico. Universidad Autónoma de Nuevo León, Nuevo León, México.
- Badii, M. H., A. E. Flores, y L. A. Rodríguez del Bosque. 2000. Tablas de vida. Pp. 155-166, *In* Badii M. H., A. E. Flores, y L. J. Galán (Eds.). Fundamentos y perspectivas del control biológico. Universidad Autónoma de Nuevo León, Nuevo León, México.
- Bayer de México. 2005. La paratrioza o pulgón saltador del tomate y la papa. Boletín Técnico, Bayer CropScience. 24 p.
- Becerra, F. A. 1989. Biología de *Paratrioza cockerelli* (Sulc) y su relación con la enfermedad del "Permanente del tomate" en el Bajío. Tesis de Licenciatura. Ciencias químicas, Universidad Autónoma de Querétaro, Querétaro, México. 55 p.
- Birch, L. C. 1948. The intrinsic rate of natural increase of an insect population. *The J. Anim. Ecol.* 17: 15-26.
- Bravo, M. E., y L. P. López. 2007. Principales plagas del chile de agua en los valles centrales de Oaxaca. *Agroproduce*, Fundación Produce Oaxaca A.C. México. Abril 07: 12-15.
- Bujanos, M. R., J. A. Garzón, y A. Marín. 2005. Manejo integrado del pulgón saltador *Bactericera (=Paratrioza) cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Triozidae) en los cultivos de solanáceas en México. Pp. 93-99, *In* Segunda Convención Mundial del Chile. Zacatecas, México.

- Burckhardt, D., and P. Lauterer. 1997. A taxonomic reassessment of the trioqid genus *Bactericera* (Hemiptera: Psylloidea). *J. Nat. Hist.* 31: 99-153.
- Burks, B. D. 1943. The North American parasitic wasps of genus *Tetrastichus*. A contribution to the biological control of insect pests. *U. S. Nat. Mus. Proc.* 93: 505-608.
- Butler, C., and J. T. Trumble. 2009. Potato psyllid. CIRS. UC Riverside. Consultado en línea http://cirs.ucr.edu/potato_psyllid.html (02-02-2010).
- Carter, W. 1939. Injuries to plants caused by insect toxins. *Bot. Rev.* 5: 273-326.
- Casteel, C. L., L. L. Walling, and T. D. Paine. 2006. Behavior and biology of the tomato psyllid, *Bactericera cockerelli*, in response to the Mi-1.2 gene. *Entomol. Exp. Appl.* 121: 67-72.
- Collier, T., and R. Van Steenwyk. 2004. A critical evaluation of augmentative biological control. *Biol. Control* 31: 245-256.
- Compere, H. 1943. A new species of *Metaphycus* parasite on psyllids. *Pan-Pac. Entomol.* 19: 71-73.
- Cranshaw, W. S. 1985. Control of potato insects with soil applied systemic insecticides, Greeley CO. *Insectic. Acaricide Test* 10: 132.
- Cranshaw, W. S. 2007. Potato or tomato psyllids. *Insects Series Home & Garden*. No, 5: 540. Consultado en línea www.extcolostate.edu (05/05/2010).
- Cranshaw, W., and D. J. Liewehr. 1990. Effects of colored sprays on aphid and psyllid colonization of potatoes. *Southwest. Entomol.* 15: 205-209.
- Crop and Food Research. 2010. Herbivore report with reasons. Host plants of a herbivore, *Bactericera cockerelli* (Sulc 1909). Consultado en línea. <http://plant-synz.landcareresearch.co.nz/ReportForm.aspx?RecordId=2840&Type=H&ReportType=Adv&SortBy=Alpha&Biostatus=a,c,e,n> (05/02/2010).

- Crosslin, J. M., and J. E. Munyaneza. 2009. Evidence that the Zebra Chip disease and the putative causal agent can be maintained in potatoes by grafting and *in vitro*. *Am. J. Pot. Res.* 86: 183-187.
- Chambers, D. L. 1977. Quality control in mass rearing. *Ann. Rev. Entomol.* 22: 289-308.
- Chien, C. C. 1995. The role of parasitoids in the pest management of citrus psyllid. Pp. 245-261, *In Proceedings of the Symposium on Research and Development of Citrus in Taiwan*. Taichung, Taiwan. (Chinese).
- Chien, C. C., Y. I. Chu, and H. C. Ku. 1991. Parasitic strategy, morphology and life history of *Tamarixia radiata* (Hymenoptera: Eulophidae). *Chin. J. Entomol.* 11: 264-281.
- Christie, G. D., and M. P. Parrella. 1987. Biological studies with *Chrysocharis parksi* (Hymenoptera: Eulophidae) a parasite of *Liriomyza* spp. (Diptera: Agromyzidae). *Entomophaga* 32: 115-126.
- Chu, Y. I., and C. C. Chien. 1991. Utilization of natural enemies to control psyllid vectors transmitting citrus greening. Pp. 135-145, *In Kiritani, K., H. J. Su., Y. I. Chu.* (Eds.). Food and Fertilizer Technology Center for the Asian and Pacific Region Supplement No. 1. Integrated Control of Plant Virus Diseases. Taipei, Taiwan.
- Daniels, L. B. 1934. The tomato psyllid and the control of psyllid yellows of the potatoes. Colorado Agricultural College Bulletin 410.
- DeBach, P. 1964. Biological control of insects, pest and weeds. Chapman & Hall. London.
- Demirel, N., and W. Cranshaw. 2006. Relative effect of color mulches to potato/tomato psyllid, *Paratrioza cockerelli* (Sulc) (Homoptera: Psyllidae), on garden tomato plants. *J. Econ. Entomol.* 3: 189-193.
- Dout, R. L. 1964. Características biológicas de los adultos entomófagos. Pp. 179-204, *In P. DeBach* (Ed.). Control Biológico de la plagas de insectos y malas hierbas. CECSA, Chapman & Hall. LTD.

- Eilenberg, J., A. Hajek., and C. Lomer. 2001. Suggestions for unifying terminology in biological control. *BioControl* 46: 387-400.
- Emana, G. D. 2007. Comparative studies of the influence of relative humidity and temperature on the longevity and fecundity of the parasitoid *Cotesia flavipes*. *J. Insect Sci.* 7: 19-26.
- Essig, E. O. 1917. The tomato and laurel psyllids. *J. Econ. Entomol.* 10: 434-439.
- Flanders, S. E. 1950. Regulation of ovulation and egg disposal in the parasitic Hymenoptera. *Can. Entomol.* 82: 143-140.
- Flint, M. L., and S. H. Dreistadt. 1998. *Natural enemies handbook; the illustrated guide to biological pest control* University of California. University of California Press, Berkeley.
- García, N. C. B. 2007. Transmisión de fitoplasmas por *Bactericera cockerelli* Sulc a plantas de Chile, papa y tomate. Tesis Maestría en Ciencias, Instituto Politécnico Nacional, CIIDIR, Sinaloa, México. 111 p.
- Garzón, T. J. A. 2002. El “pulgón saltador” o la paratrioza, una amenaza para la horticultura de Sinaloa. Pp. 9-12. *In*: G. M. Avilés., J. B. Galvéz R., y J. A. Garzón (Eds.). Memoria del Taller sobre *Paratrioza cockerelli* Sulc, como plaga y vector de fitoplasmas en hortalizas. 25-26 de julio Campo Experimental de Culiacán - INIFAP. Culiacán, Sinaloa, Mexico.
- Garzón, T. J. A., F. A. Becerra, A. Marín, A. C. Mejía, y M. K. F. Byerly. 1992. Manejo integrado de la enfermedad “permanente del tomate” (*Lycopersicon lycopersicum* Karst ex Fawll Mill.) en el Bajío. Pp. 116-129, *In* Urías, C., R. Rodríguez, y T. Alejandro (Eds.). *Áfidos como vectores de virus en México*, Volumen 1. Colegio de Postgraduados, Texcoco, México.
- Gerson, U., R. L. Smiley, and R. Ochoa. 2003. Acarine biocontrol agents as enemies of problem-causing organism. Pp. 266-322, *In* Gerson, U., R. L. Smiley, and R. Ochoa (Eds.). *Mites (Acari) for pest control*. Blackwell Science. London.

- González-Hernández, A., R. Lomeli-Flores, y B. García-Negroe. 2008. Determinación de parasitoides de *Bactericera cockerelli* (Sulc) en México. Pp. 101-104. *In* Memoria del XXXI Congreso Nacional de Control Biológico. Zacatecas, Zac., México.
- Hansen, A. K., J. T. Trumble, R. Stouthamer, and T. D. Paine. 2008. A new Huanglongbing (HLB) species, *Candidatus Liberibacter psyllauros*, found to infect tomato and potato, is vectored by the psyllid *Bactericera cockerelli* (Sulc). *Appl. Environ. Microbiol.* 74: 5862-5865.
- Hernández-García, V., A. Sánchez-Arizpe, G. A. Frías-Treviño, y E. Padrón-Corral. 2006. Factores abióticos y su relación con el síndrome de punta morada de la papa. Pp. 17, *In* Memoria del XXII Congreso de la asociación latinoamericana de la papa, 30 julio a 4 de agosto. ALAP, Toluca, México.
- Hodkinson, I. D. 1998. The Nearctic Psylloidea (Insecta: Homoptera): an annotated check list. *J. Nat. Hist.* 22: 1179–1243.
- Hodkinson, I. D. 2009. Life cycle variation and adaptation in jumping plant lice (Insecta: Hemiptera: Psylloidea): a global synthesis. *J. Nat. Hist.* 43: 65-179.
- Hokkanen, H. M T. 1989. Choosing an effective biocontrol agent - an evolutionary perspective. *Acta Entomol. Fenn.* 53: 19-24.
- Hoy, M., and R. Nguyen. 2001. Classical biological control of asian citrus psylla. *Citrus Ind.* 82: 48-50.
- Jensen, D. D. 1957. Parasites of the Psyllidae. *Hilgardia* 27: 71-99.
- Johnson, T. E. 1971. The effectiveness of *Tetrastichus triozae* Burks (Hymenoptera: Eulophidae) as a biological control agent of *Paratrioza cockerelli* (Sulc.) (Homoptera: Psyllidae) in north central Colorado. M.S. Thesis. Colorado State Univ. Fort Collins, Colorado. 45 p.
- Kapranas, A., R. F. Luck. 2008. Egg maturation, host feeding, and longevity in two *Metaphycus* parasitoids of soft scale insects. *Biol. Control* 47: 147-153.

- Kennedy, G. G. 2003. Tomato, pest, parasitoids, and predators: tritrophic interactions involving the genus *Lycopersicon*. *Ann. Rev. Entomol.* 48: 51-72.
- Knowlton, F. G. 1934a. A big-eyed bug predator of the potato psyllid. *Fla. Entomol.* 18: 40-43.
- Knowlton, F. G. 1934b. Potato investigations. *Proc. Utah Acad. Sci.* 11: 261-265.
- Knowlton, F. G. and M. Allen. 1936. Three hemipterous predators of the potato psyllid. *Proc. Utah Acad. Sci.* 13: 293-294.
- Knowlton, F. G., and M. J. Janes. 1931. Studies on the biology of *Paratrioza cockerelli* (Sulc). *Ann. Entomol. Soc. Am.* 24: 283-291.
- Knowlton, G. F. 1933a. Aphis lion predators of the potato psyllid. *J. Econ. Entomol.* 26: 977.
- Knowlton, G. F. 1933b. Ladybird beetles as predators of the potato psyllid. *Can. Entomol.* 65: 241-243.
- Knowlton, G. F. 1933c. Notes on injurious Utah insects: potato psyllid. *Proc. Utah Acad. Sci.* 10: 153.
- LaSalle, J. 1993. North American genera of Tetrastichinae (Hymenoptera: Eulophidae). *J. Nat. Hist.* 28: 109-236.
- Leyva-López, N. E., J. C. Ochoa-Sánchez, D. S. Leal-Klevezas, and J. P. Martínez-Soriano. 2002. Multiple phytoplasmas associated with potato diseases in Mexico. *Can. J. Microbiol.* 48: 1062-1068.
- Liefting, L. W., Z. C. Perez-Egusquiza, G. R. G. Clover, and J. A. D. Anderson. 2008. A new '*Candidatus Liberibacter*' species in *Solanum tuberosum* in New Zealand. *Plant Dis.* 92: 1474.
- Lin, H., H. Doddapaneni, J. E. Munyaneza, E. L. Civerolo, V. G. Sengoda, J. L. Buchman, and D. C. Stenger. 2008. Molecular characterization and phylogenetic analysis of 16S rRNA from a new "*Candidatus Liberibacter*" strain associated

- with zebra chip disease of potato (*Solanum tuberosum* L.) and the potato psyllid (*Bactericera cockerelli* Sulc). J. Plant Pathol. 91: 215–219.
- List, G. 1939. The effect of temperature upon egg deposition, egg hatch, and nymphal development of *Paratrioza cockerelli* (Sulc.). J. Econ. Entomol. 32: 30-36.
- Liu, D., and J. T. Trumble. 2004. Tomato psyllid behavioral responses to tomato plant lines and interactions of plant lines with insecticides. J. Econ. Entomol. 97: 1078-1085.
- Liu, D., and J. T. Trumble. 2005. Interactions of plant resistance and insecticides on the development and survival of *Bactericera cockerelli* (Sulc) (Homoptera: Psyllidae). Crop Prot. 24: 111-117.
- Liu, D., and J. T. Trumble. 2006. Ovipositional preferences, damage thresholds, and detection of tomato/potato psyllid *Bactericera cockerelli* (Homoptera: Psyllidae) on selected tomato accessions. Bull. Entomol. Res. 96: 197-204.
- Liu, D., and J. T. Trumble. 2007. Comparative fitness of invasive and native populations of the potato psyllid (*Bactericera cockerelli*). Entomol. Exp. Appl. 123: 35-42.
- Liu, D., J. T. Trumble, and R. Stouthamer. 2006a. Genetic differentiation between eastern populations and recent introductions of potato psyllid (*Bactericera cockerelli*) into western North America. Entomol. Exp. Appl. 118: 177-183.
- Liu, D., L. Johnson, and J. T. Trumble. 2006b. Differential responses to feeding by the tomato/potato psyllid between two tomato cultivars and their implications in establishment of injury levels and potential of plant recovery. Insect Sci. 13: 195-204.
- Lomeli-Flores, J. R., y R. Bueno. 2002. Nuevo registro de *Tamarixia triozae* (Burks) parasitoide del psílido del tomate *Paratrioza cockerelli* (Sulc) (Homoptera: Psyllidae) en México. Folia Entomol. Mex. 41: 375-376.
- Mackauer, M. 1983. Quantitative assessment of *Aphidius smithi* (Hymenoptera: Aphididae): fecundity, intrinsic rate of increase, and functional response. Can. Entomol. 115: 399-415.

- Maia, A. H. N., A. J. B. Luiz, and C. Campanhola. 2000. Statistical inference on associate fertility life table parameters using Jackknife technique: computational aspects. *J. Econ. Entomol.* 93: 511-518.
- Mills, N. J., and E. Wajnberg. 2008. Optimal foraging behavior and efficient biological control methods. Pp. 18-19, *In* Wajnberg, E., C. Bernstein, and J. van Alphen (Eds.). *Behavioral ecology of Insects parasitoids*. Blackwell Publishing. UK.
- Mo, T. L., and T. X. Liu. 2007. Predation and life table of *Feltiella acarisuga* (Diptera: Cecidomyiidae) preying on eggs of *Tetranychus urticae* (Acari: Tetranychidae). *Environ. Entomol.* 36: 369-375.
- Moran, V. C., D. J. Brothers, and J. J. Case. 1969. Observations on the biology of *Tetrastichus flavigaster* Brothers & Moran (Hymenoptera: Eulophidae), parasitic on psyllid nymphs (Homoptera). *Trans. R. Ent. Soc. Lon.* 121: 41-58.
- Munyaneza J. E., J. L. Buchman., J. E. Upton., J. A. Goolsby., J. M. Crosslin., G. Bester., G. P. Miles., and V. G. Sengoda. 2008. Impact of different potato psyllid populations on Zebra Chip disease incidence, severity, and potato yield. *Subtrop. Plant Science.* 60: 27-37.
- Munyaneza, J. E., J. M. Crosslin, and J. E. Upton. 2007. Association of *Bactericera cockerelli* (Homoptera: Psyllidae) with "Zebra chip," a new potato disease in southwestern United States and Mexico. *J. Econ. Entomol.* 100: 656-663.
- Ooi, P. A. C. 1988. Laboratory studies of *Tetrastichus sokolowskii*. *Entomophaga* 33: 145-152.
- Patil, N. G., P. S. Baker, and G. V. Pollard. 1993. Life histories of *Psyllaephagus yaseeni* (Hymenoptera: Encyrtidae) and *Tamarixia leucaena* (Hymenoptera: Eulophidae), parasitoids of the leucaena psyllid *Heteropsylla cubana*. *Entomophaga* 38: 565-577.
- Pavlista, A. D. 2002. Potato (tomato) psyllids. *Nebraska Potato Eyes* 14: 1-4.
- Pletsch, D. J. 1947. The potato psyllid *Paratrioza cockerelli* (Sulc), its biology and control. *Montana Agric. Exp. St. Bull.* 446: 1-95.

- Richards, B. L. 1928. A new and destructive disease of the potato in Utah and its relation to the potato psylla. *Phytopathology* 18: 140-141.
- Romero, R. F. 2004. Manejo integrado de plagas: las bases, los conceptos, su mercantilización. Universidad Autónoma Chapingo. México. 103 p.
- Rowe, J. A., and G. F. Knowlton. 1935. Studies upon the morphology of *Paratrioza cockerelli* (Sulc). *Utah Acad. Sci. Arts. Lett.* 12: 233-239.
- Sagarra, L. A. 1999. Biology and behavior of the parasitoid *Anagyrus kamali* Moursi (Hymenoptera: Encyrtidae). Ph.D. Thesis. Department of Natural Resource Sciences. McGill University. Montreal, Québec, Canada.
- Sagarra, L. A., C. Vincent, and R. K. Stewart. 2000. Fecundity and survival of *Anagyrus kamali* (Hymenoptera: Encyrtidae) under different feeding and storage temperature conditions. *Eur. J. Entomol.* 97: 177-181.
- Salas-Marina, M. A., A. Flores-Olivas, A. Sánchez-Arizpe, O. García-Martínez, I. H. Almeida-León, y J. A. Garzón-Tiznado. 2006. Eficiencia de insectos vectores en la transmisión de fitoplasmas de la punta morada de la papa. Memoria del XXII Congreso de la asociación latinoamericana de la papa. 30 julio a 4 de agosto 2006. ALAP, Toluca, México.
- Sandanayaka, W. R. M., J. G. Charles., D. J. Allan. 2009. Aspects of the reproductive biology of *Pseudaphycus maculipennis* (Hym: Encyrtidae), a parasitoid of obscure mealybug, *Pseudococcus viburni* (Hem: Pseudococcidae). *Biol. Control.* 48: 30-35.
- SAS, Institute. 2006. SAS/STAT user's guide. SAS Institute, Cary, NC.
- Secor, G. A., and V. V. Rivera-Varas. 2004. Emerging diseases of cultivated potato and their impact on Latin America. *Revista Latinoamericana de la Papa* 1: 1–8.
- Stern, V. M., R. F. Smith, R. Van den Bosh, and K. S. Hagen. 1959. The integrated control concept. *Hilgardia* 29: 81-101.
- Sulc, K. 1909. *Trioza cockerelli* n. sp. A novelty from North America, being also of economic importance. *Acta Soc. Entomol. Bohem.* 6: 102-108.

- Trumble, J. T. 1990. Vegetable insect control with minimal use of insecticides. Hort-Science 25: 159-164.
- Trumble, J. T. 1998. IPM: overcoming conflicts in adoption. Integ. Pest Manag. Rev. 3: 195-207.
- van den Berg M. A., and J. Greenland. 2000. *Tamarixia dryi*, parasitoid of the citrus psylla, *Trioza erytreae*: a review. Afr. Plant Prot. 6: 25-28.
- Van Driesche, R. G., y T. S. Bellows. 1996. Biological control. Chapman & Hall. New York. USA.
- Waage, J. K. 1992. An introduction to the biological control of insect pest. Pp. 16-21, *In* Markham, R. H., A. Wodageneh, and S. Agboola (Eds.). Biological control manual, Volume I. Principles and practice of biological control. 2nd edition. Food and Agriculture Organization of the United Nations, Davis. California.
- Wäkers, F. L., P. C. J. van Rijn, and G. E. Heimpel. 2008. Honeydew as a food source for natural enemies: making the best of a bad meal?. Biol. Control 45: 176-184.
- Wallis, R. L. 1951. Potato psyllid selection of host plants. J. Econ. Entomol. 44: 815-817.
- Yang, X. B., and T. X. Liu. 2009. Life history and life tables of *Bactericera cockerelli* (Homoptera: Psyllidae) on eggplant and bell pepper. Environ. Entomol. 38: 1661-1667.