



INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL

**CENTRO INTERDISCIPLINARIO DE INVESTIGACIÓN
PARA EL DESARROLLO INTEGRAL REGIONAL
IPN – CIIDIR – OAXACA**

**MAESTRIA EN CIENCIAS EN CONSERVACIÓN Y
APROVECHAMIENTO DE RECURSOS NATURALES**

**PARASITOIDES DE *Bactericera cockerelli* (SULC) (HEMIPTERA:
TRIOZIDAE) Y SU CRÍA EN SOLANÁCEAS EN OAXACA**

**PRESENTA:
ELIEL ESAÚ MESINAS MATÍAS**

**T E S I S
PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL GRADO DE**

MAESTRO EN CIENCIAS

**DIRECTORES DE TESIS
DR. JOSÉ ANTONIO SÁNCHEZ GARCÍA
M. en C. LAURA MARTÍNEZ MARTÍNEZ**

**SANTA CRUZ XOXOCOTLÁN, OAXACA
MÉXICO, DICIEMBRE, 2019**



SIP-14-BIS

INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL
SECRETARÍA DE INVESTIGACIÓN Y POSGRADO

ACTA DE REVISIÓN DE TESIS

En la Ciudad de Oaxaca siendo las 14:30 horas del día 25 del mes de noviembre del 2019 se reunieron los miembros de la Comisión Revisora de la Tesis, designada por el Colegio de Profesores de Estudios de Posgrado e Investigación de CIIDIR OAXACA

para examinar la tesis titulada:

Parasitoides de Bactericera cockerelli (Sulc) (Hemiptera: Triozidae) y su cría en solanáceas en Oaxaca.

Presentada por el alumno:

Mesinas
Apellido paterno
Nombre(s): Eliel Esaú

Matías
Apellido materno

Con registro:

B	1	7	0	2	1	1
---	---	---	---	---	---	---

aspirante de:

Maestría en Ciencias en Conservación y Aprovechamiento de Recursos Naturales

Después de intercambiar opiniones los miembros de la Comisión manifestaron **APROBAR LA TESIS**, en virtud de que satisface los requisitos señalados por las disposiciones reglamentarias vigentes.

LA COMISIÓN REVISORA

Directores de tesis


Dr. José Antonio Sánchez García


M. en C. Laura Martínez Martínez


Dr. Jaime Ruiz Vega


Dr. Teodolfo Aquino Bolaños


Dr. David Martínez Sánchez

PRESIDENTE DEL COLEGIO DE
PROFESORES


Dr. Salvador Isidro Belmonte Jiménez



CENTRO INTERDISCIPLINARIO
DE INVESTIGACIÓN PARA EL
DESARROLLO INTEGRAL REGIONAL
C.I.I.D.I.R.
UNIDAD OAXACA
I.P.N.



INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL
SECRETARÍA DE INVESTIGACIÓN Y POSGRADO

CARTA CESIÓN DE DERECHOS

En la Ciudad de Oaxaca el día 25 del mes de noviembre el año 2019, el (la) que suscribe Eliel Esaú Mesinas Matías alumno(a) del Programa de Maestría en Ciencias en Conservación y Aprovechamiento de Recursos Naturales con número de registro B170211, adscrito a Centro Interdisciplinario de Investigación para el Desarrollo Integral Regional Unidad Oaxaca, manifiesta que es autor (a) intelectual del presente trabajo de Tesis bajo la dirección del Dr. José Antonio Sánchez García y M. en C. Laura Martínez Martínez y cede los derechos del trabajo titulado: **Parasitoides de Bactericera cockerelli (Sulc) (Hemiptera: Triozidae) y su cría en solanáceas en Oaxaca**, al Instituto Politécnico Nacional para su difusión, con fines académicos y de investigación.

Los usuarios de la información no deben reproducir el contenido textual, gráficas o datos del trabajo sin el permiso expreso del autor y/o director del trabajo. Este puede ser obtenido escribiendo a la siguiente dirección **elielesamm@gmail.com**. Si el permiso se otorga, el usuario deberá dar el agradecimiento correspondiente y citar la fuente del mismo.



Eliel Esaú Mesinas Matías

CENTRO INTERDISCIPLINARIO
 DE INVESTIGACIÓN PARA EL
 DESARROLLO INTEGRAL REGIONAL
 C.I.I.D.I.R.
 UNIDAD OAXACA
 I.P.N.

Nombre y firma

AGRADECIMIENTOS

Al Centro Interdisciplinario de Investigación para el Desarrollo Integral Regional (CIIDIR – IPN – Unidad Oaxaca) por darme la oportunidad de continuar mi formación académica y profesional.

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

Al Dr. José Antonio Sánchez García por creer en mí y brindarme su apoyo incondicional para el desarrollo de la investigación, por todos los conocimientos compartidos, por su amistad y consejos a lo largo de todo el proceso.

A la M. en C. Laura Martínez Martínez por inculcar en mí la pasión y alegría por la observación e investigación, por los conocimientos transmitidos, su invaluable apoyo, su amistad y por sus consejos en todo mi desarrollo profesional y académico.

A los miembros de mi comité tutorial: Dr. Teodulfo Aquino Bolaños, Dr. David Martínez Sánchez y Dr. Jaime Ruiz Vega por la amistad, sus valiosos comentarios y acertadas observaciones para el mejoramiento de este documento.

Al Sr. Pedro Velasco Morales, Sr. Rubén Jiménez Hernández, M. en C. Felipe Floreán Méndez y al Dr. José Cruz Carrillo Rodríguez por la amistad y facilidades que me permitieron para realizar parte de este trabajo en las parcelas que están a su cargo.

A mis compañeros y amigos de la maestría Erika, Abimael, Marisol, Miguel, Tlacaelel, Daniel, Luis y Héctor, por compartir y hacer más ameno el proceso.

A todas las personas que directa e indirectamente fueron parte de mi formación durante mi estancia en el CIIDIR – Oaxaca.

DEDICATORIA

A Dios primeramente por su amor y misericordia que me ha mostrado durante todo el transcurso de la vida.

A mis padres, Laura y Francisco, por el gran amor que me dan cada día, porque gracias a ellos he llegado a cumplir mis metas y sueños.

A mis hermanos Leydi, Alan y Areli por su amor y apoyo que siempre me demuestran.

A mis sobrinos Gabriel, Nicolás, Mateo, Sofía y Axel.

A cada uno de los miembros de la Iglesia Evangélica Horeb, por sus oraciones y consejos en estos últimos años.

A mis primos y amigos, Joel, Juan, Dana, Ariel, David, Eliezer, Priscila, Itálí, Eugenio, Luis y Nehemías por la amistad que me han brindado desde la infancia, sus consejos, por sus palabras para motivarme y seguir adelante.

ÍNDICE GENERAL

ÍNDICE DE CUADROS.....	vii
ÍNDICE DE FIGURAS.....	viii
RESUMEN.....	1
ABSTRACT.....	2
I. INTRODUCCIÓN.....	3
II. OBJETIVOS.....	5
2.1. Objetivo general	5
2.2. Objetivos específicos.....	5
III. HIPÓTESIS.....	5
IV. REVISIÓN DE LITERATURA.....	6
4.1. Importancia de las solanáceas.....	6
4.2. Generalidades de los parasitoides.....	7
4.2.1. Tipos de enemigos naturales.....	7
4.2.1.1. Características deseables de los enemigos naturales.....	8
4.2.2. Ventajas y desventajas del control biológico.....	8
4.2.3. Estrategias de control.....	9
4.2.4. Métodos comparativos de evaluación.....	10
4.2.5. Las avispas parasitoides.....	12
4.3. Generalidades de <i>Bactericera cockerelli</i>	13
4.3.1. Depredadores de <i>Bactericera cockerelli</i>	17
4.3.2. <i>Tamarixia triozae</i> parasitoide de <i>Bactericera cockerelli</i>	17
4.4. Cría de himenópteros parasitoides.....	19
4.5. Evaluación de los himenópteros parasitoides.....	21
4.5.1. Importancia de evaluar a los enemigos naturales.....	21
V. MATERIALES Y MÉTODOS.....	23
5.1. Búsqueda de <i>Bactericera cockerelli</i> y sus parasitoides.....	23
5.1.1. Búsqueda de <i>Bactericera cockerelli</i>	23
5.1.1.1. Proporción sexual de <i>Bactericera cockerelli</i>	26

5.1.2. Búsqueda de parasitoides de <i>Bactericera cockerelli</i>	26
5.1.2.1. Identificación y estudio de los parasitoides.....	26
5.2. Cría de <i>Bactericera cockerelli</i>	27
5.2.1. Ovipostura de <i>Bactericera cockerelli</i>	27
5.2.2. Duración del ciclo de vida de <i>Bactericera cockerelli</i>	30
5.2.2.1. Estimación de Unidades Calor.....	31
5.3. Cría de <i>Tamarixia triozae</i>	33
VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	35
6.1. Búsqueda de <i>Bactericera cockerelli</i> y sus parasitoides.....	35
6.1.1. Búsqueda de <i>Bactericera cockerelli</i>	35
6.1.2. Búsqueda de parasitoides de <i>Bactericera cockerelli</i>	36
6.1.2.1. Identificación y estudio de los parasitoides.....	38
6.2. Cría de <i>Bactericera cockerelli</i>	40
6.2.1. Ovipostura de <i>Bactericera cockerelli</i>	40
6.2.2. Duración del ciclo de vida de <i>Bactericera cockerelli</i>	41
6.2.2.1. Estimación de Unidades Calor.....	43
6.3. Cría de <i>Tamarixia triozae</i>	44
6.3.1. Estimación del total de días y unidades calor.....	45
6.3.2. Porcentaje de parasitismo, emergencia y proporción sexual.	46
VII. CONCLUSIONES	49
VIII. RECOMENDACIONES	50
IX. LITERATURA CITADA	51

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1.	Parcelas de solanáceas muestreadas en cinco municipios de Oaxaca. Ubicación geográfica y altura sobre el nivel del mar.....	24
Cuadro 2.	Presencia de <i>Bactericera cockerelli</i> , condición de cultivo y etapa fenológica en parcelas de solanáceas en Oaxaca.....	35
Cuadro 3.	Presencia de parasitoides de <i>Bactericera cockerelli</i> en parcelas de solanáceas en fructificación en cinco Municipios de Oaxaca.....	37
Cuadro 4.	Rangos de presencia de ninfas de <i>Bactericera cockerelli</i> , ninfas parasitadas y porcentaje de parasitismo en parcelas de solanáceas en Oaxaca.....	37
Cuadro 5.	Proporción sexual de <i>Tamarixia triozae</i> parasitoide de <i>Bactericera cockerelli</i> colectado (SL3) en Zimatlán de Álvarez, Oaxaca.....	38
Cuadro 6.	Número de huevos puestos por 10 adultos de <i>B. cockerelli</i> en diferentes partes de la hoja durante 72 horas en cuatro especies de solanáceas realizado en San Luis Beltrán, Oaxaca de Juárez, Oaxaca.....	41
Cuadro 7.	Duración de las etapas de vida de <i>B. cockerelli</i> sobre cuatro especies de solanáceas y número de adultos obtenidos en San Luis Beltrán, Oaxaca de Juárez, Oaxaca. (Plantas expuestas a cinco adultos de <i>B. cockerelli</i> durante 72 horas).....	42
Cuadro 8.	Tiempo transcurrido y unidades de calor necesarias para el desarrollo de <i>Bactericera cockerelli</i> de la etapa de huevo hasta la emergencia del adulto sobre cuatro especies de solanáceas en San Luis Beltrán, Oaxaca de Juárez, Oaxaca.....	44
Cuadro 9.	Total de días y unidades calor (UC) necesarias para el desarrollo de <i>Tamarixia triozae</i> desde la oviposición hasta la emergencia del adulto sobre tres especies de solanáceas en San Luis Beltrán, Oaxaca de Juárez, Oaxaca.....	46
Cuadro 10.	Porcentaje de parasitismo, porcentaje de emergencia y proporción sexual de la cría de <i>Tamarixia triozae</i> sobre <i>Bactericera cockerelli</i> en tres especies de solanáceas en Oaxaca de Juárez, Oaxaca.....	48

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1.	a) huevecillos de <i>Bactericera cockerelli</i> . b) ninfa de primer instar de <i>B. cockerelli</i> (Marín <i>et al.</i> , 1995).....	13
Figura 2.	a) ninfa de segundo instar de <i>Bactericera cockerelli</i> . b) ninfa de tercer instar de <i>B. cockerelli</i> (Marín <i>et al.</i> , 1995).	14
Figura 3.	a) ninfa de cuarto instar de <i>Bactericera cockerelli</i> . b) ninfa de quinto instar de <i>B. cockerelli</i> (Marín <i>et al.</i> , 1995).	15
Figura 4.	a) hembra adulta de <i>Bactericera cockerelli</i> , segmento genital en forma cónica. b) macho adulto de <i>B. cockerelli</i> , segmento genital (Marín <i>et al.</i> , 1995).....	16
Figura 5.	Cultivo (CA1) de chile de agua (<i>Capsicum annuum</i>) en Ánimas Trujano, Oaxaca. Fotografía: Eliel Esaú Mesinas Matias.....	23
Figura 6.	Cultivo (SL3) de tomate (<i>Solanum lycopersicum</i>) en Zimatlán de Álvarez, Oaxaca. Fotografía: Eliel Esaú Mesinas Matias.....	25
Figura 7.	Cultivo (SL1) de tomate (<i>Solanum lycopersicum</i>) en Santa Cruz Xoxocotlán, Oaxaca. Fotografía: Eliel Esaú Mesinas Matias.....	25
Figura 8.	Sistema de riego para la nutrición de plantas de <i>S. tuberosum</i> , <i>S. lycopersicum</i> y <i>C. annuum</i> en macetas plásticas para la cría de <i>B. cockerelli</i> . Fotografía: Eliel Esaú Mesinas Matias.....	28
Figura 9.	a) sección de un foliolo de <i>S. lycopersicum</i> en un frasco de 25 mL y algodón antes de colocar adultos de <i>B. cockerelli</i> para su oviposición. b) foliolo de <i>S. tuberosum</i> después de la oviposición de <i>B. cockerelli</i> . Fotografía: Eliel Esaú Mesinas Matias.....	29
Figura 10.	Foliolos de <i>S. lycopersicum</i> y <i>S. tuberosum</i> en frascos de 25 mL y algodón durante la oviposición de <i>B. cockerelli</i> , cubiertos con frascos de PET transparente de 500 mL para su aislamiento. Fotografía: Eliel Esaú Mesinas Matias.....	29
Figura 11.	Botes de PET de 3.7 L con orificios cubiertos con tela de organza para facilitar el paso del aire, utilizados durante la cría de <i>B. cockerelli</i> en Oaxaca de Juárez, Oaxaca. Fotografía: Eliel Esaú Mesinas Matias.....	30
Figura 12.	a) forma de colocar el bote PET de 3.7 L sobre la maceta, dando libertad a la planta para seguir creciendo y con espacio al exterior de la maceta para su riego, asegurando el aislamiento de la planta e insectos para su cría. b) aspirador bucal de 125 mL con <i>B. cockerelli</i> para su cría. Fotografía: Eliel Esaú Mesinas Matias.....	31
Figura 13.	Plantas de <i>S. tuberosum</i> , <i>S. lycopersicum</i> y <i>C. annuum</i> aisladas con Botes de PET de 3.7 L durante la cría de <i>B. cockerelli</i> en Oaxaca de Juárez, Oaxaca. Fotografía: Eliel Esaú Mesinas Matias.....	32
Figura 14.	Jaulas (0.2m x 0.2m x 0.4m) con armazón de tubos plásticos	

	pegados con silicón y cubiertas con tela de organza con un volumen de 16 L para la cría de <i>T. triozae</i> . Fotografía: Eliel Esaú Mesinas Matias.....	33
Figura 15.	Plantas de <i>S. tuberosum</i> , <i>S. lycopersicum</i> y <i>C. annuum</i> en macetas plásticas, cubiertas con jaulas de organza durante la cría de <i>T. triozae</i> . Frascos cubiertos con tela de organza y cajas Petri para la emergencia de adultos de <i>T. triozae</i> en Oaxaca de Juárez, Oaxaca. Fotografía: Eliel Esaú Mesinas Matias.....	34
Figura 16.	Ninfas de <i>Bactericera cockerelli</i> parasitadas por <i>Tamarixia triozae</i> colectadas (CA2) en Santa Cruz Xoxocotlán, Oaxaca, México. a y b) Vista dorsal y ventral de una ninfa de <i>Bactericera cockerelli</i> con presencia de una larva de <i>Tamarixia triozae</i> . c y d) Vista dorsal y ventral de una ninfa de <i>Bactericera cockerelli</i> con presencia de una pupa de <i>Tamarixia triozae</i> . Fotografía: Eliel Esaú Mesinas Matias...	39
Figura 17.	<i>Tamarixia triozae</i> parasitoide de <i>Bactericera cockerelli</i> colectado (SL3) en Zimatlán de Álvarez, Oaxaca, México. a) hembra y b) macho. Fotografía: Eliel Esaú Mesinas Matias.....	40
Figura 18.	Comparación de los límites superior e inferior del umbral de desarrollo de <i>B. cockerelli</i> con el registro de las temperaturas máximas y mínimas del sitio de cría. Del 10 de octubre al 12 de noviembre del 2018, San Luis Beltrán, Oaxaca de Juárez.....	43
Figura 19.	Comparación de los umbrales superior e inferior necesarios para el desarrollo de <i>T. triozae</i> con el registro de las temperaturas máximas y mínimas del sitio de cría. Del 28 de abril al 29 de mayo del 2018, San Luis Beltrán, Oaxaca de Juárez.....	45
Figura 20.	Ninfas parasitadas de <i>B. cockerelli</i> por <i>T. triozae</i> sobre el haz de <i>C. annuum</i> , durante su cría en Oaxaca de Juárez, Oaxaca. Fotografía: Eliel Esaú Mesinas Matias.....	47
Figura 21.	Ninfas parasitadas de <i>B. cockerelli</i> por <i>T. triozae</i> sobre el envés de <i>S. lycopersicum</i> durante su cría en Oaxaca de Juárez, Oaxaca. Fotografía: Eliel Esaú Mesinas Matias.....	47

RESUMEN

Bactericera cockerelli es un insecto que causa pérdidas económicas en los cultivos de solanáceas. Es necesario buscar los enemigos naturales locales de *B. cockerelli* como son sus parasitoides y establecer su cría para su posterior uso dentro del control biológico. Para buscar la presencia de *B. cockerelli* y sus parasitoides se realizaron muestreos en 11 parcelas en tres cultivos: *Solanum lycopersicum* (SL1, SL2, SL3, SL4 y SL5), *Capsicum annuum* (CA1, CA2, CA3 y CA4), *Solanum tuberosum* (ST1) y *Physalis ixocarpa* (PI1). Se realizó la cría de *B. cockerelli* para evaluar su ovipostura en: *S. lycopersicum*, *C. annuum*, *S. tuberosum* y *Solanum nigrum*. Posteriormente se determinó la cantidad de días y unidades calor (UC) necesarias para el ciclo de vida de *B. cockerelli* en: *S. lycopersicum*, *C. annuum*, *S. tuberosum* y *P. ixocarpa*. Finalmente se llevó a cabo la cría del parasitoide *T. triozae* sobre ninfas de cuarto y quinto instar de *B. cockerelli* en: *S. lycopersicum*, *C. annuum* y *S. tuberosum*. Se determinó el porcentaje de parasitismo, porcentaje de emergencia, proporción sexual, UC y días necesarios para completar el ciclo de vida de *T. triozae*. Se encontró que en cuatro de los cinco municipios hubo presencia de *B. cockerelli*, con excepción de San Juan Bautista Atepec, en cultivos de *S. lycopersicum* (SL1, SL2, SL3, SL4 y SL5), *P. ixocarpa* (PI1) y *C. annuum* (CA1, CA2 y CA4). La parcela de *S. lycopersicum* (SL1) presentó el mayor número de ninfas de *B. cockerelli* por planta (>500). Se observó la presencia del parasitoide *T. triozae* en *S. lycopersicum* (SL1 y SL3), *C. annuum* (CA2 y CA4) y *P. ixocarpa* (PI1). En plantas de *S. lycopersicum* (SL3), se encontró el mayor número de ninfas parasitadas (>500). La proporción sexual de *T. triozae* fue de 1.37, el tamaño de las hembras estuvo en un rango de 1.0 a 1.4 mm y en los machos de 0.7 a 1.2 mm. La ovipostura de *B. cockerelli* fue mayor en *S. tuberosum* con 340.33 huevos y menor en *S. nigrum* con 257.50, estadísticamente no hubo diferencia entre las cuatro especies de solanáceas. El menor número de días para completar el ciclo de vida de *B. cockerelli* fue de 16.67 en *S. tuberosum* y el mayor lo presentó *P. ixocarpa* con 20, estadísticamente diferentes con un nivel de significancia del 0.05. De igual manera la menor cantidad de UC se observó en *S. tuberosum* con 255.8 y la mayor en *P. ixocarpa* con 380.3. El porcentaje de parasitismo de *T. triozae* sobre *B. cockerelli* fue de 52.4%, 37.9% y 58.8% en *S. lycopersicum*, *C. annuum* y *S. tuberosum*, respectivamente.

Palabras clave: Control biológico, parasitismo, cría, unidades calor, proporción sexual.

ABSTRACT

Bactericera cockerelli is an insect that causes economic losses in Solanaceae crops. It is necessary to look for the local natural enemies of *B. cockerelli* as are their parasitoids and establish their breeding for later use within the biological control. To search for the presence of *B. cockerelli* and its parasitoids, samples were sampled in 11 plots in three crops: *Solanum lycopersicum* (SL1, SL2, SL3, SL4 and SL5), *Capsicum annuum* (CA1, CA2, CA3 and CA4), *Solanum tuberosum* (ST1) and *Physalis ixocarpa* (PI1). The breeding of *B. cockerelli* was performed to evaluate its ovipostura in: *S. lycopersicum*, *C. annuum*, *S. tuberosum* and *Solanum nigrum*. Subsequently, the number of days and heat units (UC) necessary for the life cycle of *B. cockerelli* was determined in: *S. lycopersicum*, *C. annuum*, *S. tuberosum* and *P. ixocarpa*. Finally, the breeding of the parasitoid *T. triozae* was carried out on nymphs of the fourth and fifth instants of *B. cockerelli* in: *S. lycopersicum*, *C. annuum* and *S. tuberosum*. The parasitism percentage, emergency percentage, sexual proportion, UC and days needed to complete the *T. triozae* life cycle were determined. It was found that in four of the five municipalities there was presence of *B. cockerelli*, with the exception of San Juan Bautista Atepec, in crops of *S. lycopersicum* (SL1, SL2, SL3, SL4 and SL5), *P. ixocarpa* (PI1) and *C. Annuum* (CA1, CA2 and CA4). The plot of *S. lycopersicum* (SL1) presented the highest number of nymphs of *B. cockerelli* per plant (>500). The presence of the parasitoid *T. triozae* was observed in *S. lycopersicum* (SL1 and SL3), *C. annuum* (CA2 and CA4) and *P. ixocarpa* (PI1). In *S. lycopersicum* plants (SL3), the highest number of parasitized nymphs was found (>500). The sexual proportion of *T. triozae* was 1.37, the size of the females was in a range of 1.0 to 1.4 mm and in males of 0.7 to 1.2 mm. The ovipostura of *B. cockerelli* was greater in *S. tuberosum* with 340.33 eggs and lower in *S. nigrum* with 257.50, statistically there was no difference between the four species of Solanaceae. The least number of days to complete the life cycle of *B. cockerelli* was 16.67 in *S. tuberosum* and the largest was presented by *P. ixocarpa* with 20, statistically different with a significance level of 0.05. Similarly, the lowest amount of UC was observed in *S. tuberosum* with 255.8 and the highest in *P. ixocarpa* with 380.3. The percentage of parasitism of *T. triozae* on *B. cockerelli* was 52.4%, 37.9% and 58.8% in *S. lycopersicum*, *C. annuum* and *S. tuberosum*, respectively.

Key words: Biological control, parasitism, breeding, heat units, sexual proportion.

I. INTRODUCCIÓN

La paratrioza, “salerillo” o pulgón saltador *Bactericera cockerelli* (Sulc) es un insecto que se encuentra ampliamente distribuido en Norteamérica, Centroamérica y recientemente se localizó en Nueva Zelanda (Butler & Trumble, 2012). En nuestro país, actualmente se encuentra distribuido desde Baja California hasta el sureste de Chiapas (Munyanza, 2012).

El rango de hospederos de *B. cockerelli* es muy amplio pero prefiere plantas de la familia Solanaceae (Liefting *et al.*, 2009a). Esta especie se registró por primera vez como plaga primaria en Durango, Estado de México, Guanajuato, Michoacán y Tamaulipas en los 70's (Vega-Gutiérrez *et al.*, 2008). Actualmente está considerada como la principal plaga del tomate y papa en varios estados de la República Mexicana, y también ataca a chile y tomate de cáscara. Sus daños pueden ser directos al alimentarse de la savia de las plantas hospederas, lo cual causa debilitamiento y afecta el rendimiento y calidad de los frutos o tubérculos; además de daños indirectos al transmitir enfermedades como zebra chip (ZC) (Munyanza, 2012), punta morada de la papa y permanente del tomate (Garzón-Tiznado *et al.*, 2009) y una nueva especie de bacteria, 'Candidatus Liberibacter psyllaourous' (Hansen *et al.*, 2008), que es sinonimia de 'Candidatus Liberibacter solanacearum' (Liefting *et al.*, 2009b).

De los métodos de control conocidos de *B. cockerelli* normalmente es la utilización de productos químicos, como insecticidas organosintéticos, pero esto trae consecuencias negativas, como son: contaminación del ambiente, resistencia de la plaga, daños irreparables en la salud del ser humano y eliminación de enemigos naturales, por lo que es necesario buscar alternativas a los métodos convencionales, y proponerlos como una estrategia de manejo integrado de plagas.

Dentro de estas alternativas existe el control biológico, que consiste en el empleo de enemigos naturales como depredadores y parasitoides como agentes biológicos reguladores de poblaciones de la plaga debido a que son específicos y lo que se intenta es mantener la densidad de la plaga por debajo de un umbral de daño económico (Fernandez-Arhex & Corley, 2003). Por esta razón, es necesario la inclusión de enemigos naturales dentro de programas de MIP para *B. cockerelli*, de estos enemigos se han detectado especies de eulófidos como *Tamarixia triozae* (Burks) parasitando inmaduros de esta plaga en México y los Estados Unidos (Rojas *et al.*, 2014).

En el estado de Oaxaca se tiene el antecedente de utilización de alternativas químicas (extractos vegetales) para el control de *B. cockerelli* en el trabajo de Granados-Echegoyen *et al.* (2015); y también se reporta la presencia de *T. triozae* en cultivos de chile y jitomate, principalmente en huertas con reducida aplicación de insecticidas en Oaxaca (Cerón-González *et al.*, 2014); por lo que es importante estudiar los parasitoides de esta plaga que se encuentran de manera natural y que se puedan reproducir en laboratorio con la finalidad de utilizarlos como una estrategia de control biológico, por lo tanto el objetivo de esta investigación es conocer las especies de parasitoides de *B. cockerelli* y evaluar el parasitismo en el cultivo de tomate, chile y plantas silvestres en Valles Centrales de Oaxaca.

II. OBJETIVOS

2.1. Objetivo general

Estudiar las especies de parasitoides asociados a *Bactericera cockerelli* y su cría en solanáceas en Oaxaca.

2.2. Objetivos específicos

- 1) Determinar las especies de parasitoides asociados a *B. cockerelli* en solanáceas.
- 2) Establecer una cría de *B. cockerelli* en una especie de solanácea.
- 3) Establecer una cría de los parasitoides asociados a *B. cockerelli*.

III. HIPÓTESIS

Hipótesis (Ha) 1.

Al menos una especie de parasitoide asociado a *Bactericera cockerelli* se estudiará en Oaxaca.

Hipótesis (Ha) 2.

Al menos en una especie de solanácea se establecerá la cría de *Bactericera cockerelli*.

Hipótesis (Ha) 3.

Al menos en una especie de solanácea se establecerá la cría de una especie de parasitoide asociado a *B. cockerelli*.

IV. REVISION DE LITERATURA

4.1 IMPORTANCIA DE LAS SOLANÁCEAS

La familia de las Solanaceae juega un papel importante en el mundo vegetal y en la vida cultural del hombre. México es reconocido como uno de sus centros de diversificación (Sierra-Muñoz *et al.*, 2015). Los estados con mayor diversidad de solanáceas son Oaxaca con 172 especies, Chiapas con 167, Jalisco con 148 y Veracruz con 145, mientras que los más pobres son Tlaxcala con 16, Campeche con 19 y Colima con 27. El género con más especies es *Solanum* (130), después *Physalis* (65) y *Cestrum* (42) (Martínez *et al.*, 2017).

Las solanáceas no son tan importantes en la dieta universal como las gramíneas o leguminosas, no obstante, juega un importante papel en el mundo vegetal y en la vida cultural del hombre (Long, 2001). Entre las especies domesticadas, podemos mencionar plantas alimenticias tan importantes como la papa, (*Solanum tuberosum* L.), el tomate (jitomate) (*Lycopersicon esculentum* L.), el chile (*Capsicum annuum* L.), el tomate verde (*Physalis ixocarpa* L.) y la berenjena (*Solanum melongena*). La familia también incluye plantas nocivas como el tabaco (*Nicotiana tabacum* L.), el toloache (*Datura innoxia* Mill.), la mandrágora (*Mandragora* L.), el beleño (*Hyoscyamus niger* L.) y la belladona (*Belladonna* Mill.); algunas plantas de ornato como la petunia (*Petunia* Juss.), y varias plantas con altas cantidades de alcaloides que sirven para la fabricación de fármacos como la cortisona, los esteroides y las pastillas anticonceptivas.

El papel jugado en la medicina actual por las Solanaceae en la fabricación de fármacos ha crecido mucho en las últimas décadas (Long, 2001). Se destaca su potencial para el tratamiento de enfermedades microbianas, considerado que sus extractos ofrecen moléculas, capaces de generar nuevos fármacos a partir de especies vegetales que aún no se han estudiado (Torres-Nagera *et al.*, 2013).

El género *Solanum* es el más grande con cerca de 1500 especies (Carreño *et al.*, 2007; Orozco *et al.*, 2008). Se identificaron metabolitos secundarios en los extractos etanólicos de frutos, hojas y tallos de *Solanum crinitipes* Dunal mediante el análisis fitoquímico preliminar encontrando alcaloides, triterpenos, esteroides, compuestos fenólicos, taninos, cumarinas y

quinonas (Cañón & Menco, 2018). *Solanum americanum* Miller es una planta herbácea que crece espontáneamente y está ampliamente distribuida en todo el territorio Mexicano; sus frutos contienen alcaloides esteroidales, particularmente solamargina, solanidina y solasonina (Chataing *et al.*, 1998).

El psílido de la papa y tomate *Bactericera cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Triozidae) ha sido una de las principales plagas de cultivos de solanáceas durante los últimos años. Esta plaga puede causar daño a los cultivos por alimentación directa y mediante la transmisión de la bacteria patogénica *Candidatus Liberibacter solanacearum* (Bujanos & Ramos, 2015).

4.2. GENERALIDADES DE LOS PARASITOIDES

Los parasitoides se ubican dentro del grupo de enemigos naturales que tienen los artrópodos. Un enemigo natural es cualquier organismo que se alimenta de otros organismos. Las poblaciones de enemigos naturales tienen cualidades únicas que les permiten interactuar con la presa o las poblaciones hospedadoras y regular los niveles poblacionales de las mismas manteniéndolos más bajos que cuando no están presentes (Hajek, 2004).

4.2.1. TIPOS DE ENEMIGOS NATURALES

Depredadores: Matan a su presa para alimentarse de ella. A lo largo de su vida cazan un gran número de presas y este hábito de alimentación suele presentarse en todas las fases del ciclo del insecto (Hajek, 2004).

Parásitos: El parásito es aquel que depende de su huésped para alimentarse causándole un perjuicio, por lo que existe una relación íntima entre ambos. En este caso, el enemigo no causa la muerte directa del huésped, puesto que lo necesita para sobrevivir, pero sí que intervine ocasionándole una serie de daños que pueden desencadenar en la muerte a medio o largo plazo. Los parásitos parasitan un número reducido de huéspedes a lo largo de su vida (Hajek, 2004).

Parasitoides: Aquel insecto cuya larva se desarrolla en el exterior o interior de otro artrópodo del que extrae el alimento para su crecimiento. En este caso, los adultos tienen un tipo de alimentación diferente, es solo el estado larvario el que se alimenta del huésped en cuestión.

La hembra adulta pone sus huevos sobre o en el interior del huésped, asegurando que cuando la larva salga del huevo tenga alimento suficiente para completar su desarrollo. Inicialmente, el daño causado por la larva parasitoide en el huésped es poco aparente, pero con el tiempo este se va consumiendo y muere antes o en el momento en que la larva alcanza la fase de pupa. Los parasitoides son muy específicos, tanto del tipo de huésped como del estado de desarrollo del mismo (generalmente huevo o larva). A diferencia de depredadores y parásitos, cada parasitoide sólo se alimenta de un huésped durante su vida (Hajek, 2004; Ríos-Casanova, 2011).

4.2.1.1. CARACTERÍSTICAS DESEABLES DE LOS ENEMIGOS NATURALES

Los atributos que deben cumplir tanto los parasitoides como los depredadores incluyen:

- Ser fáciles de criar en laboratorio y poder sobrevivir bajo condiciones de campo.
- Tener alta capacidad de búsqueda (poder localizar al huésped o la presa) y congregarse en áreas con alta densidad de la plaga, de forma que la población de la plaga se disminuya a niveles que no cause daño.
- Ser específico y sincrónico con el ciclo de vida de la plaga, con el propósito de mantener un efecto de supresión eficaz.
- En la etapa inicial destruir gran volumen de plaga y después responder rápidamente a posibles incrementos de la población de la plaga bajo condiciones de estrés climático.
- Mantenerse en el área aun después de que las poblaciones de la plaga se hayan disminuido (Hajek, 2004).

4.2.2. VENTAJAS Y DESVENTAJAS DEL CONTROL BIOLÓGICO

Ventajas:

- Poco o ningún efecto nocivo colateral.
- Casos raros de resistencia.
- Control de largo plazo.
- Eliminación por completo o sustancialmente el uso de insecticidas.
- Relación beneficio/costo muy favorable; evita plagas secundarias.

- No provoca intoxicaciones.
- Se puede usar como parte del Manejo Integrado de Plagas (MIP).
- Bajo costo.

Desventajas:

- Ignorancia sobre los principios del método.
- Reducido apoyo económico.
- Escaso personal especializado.
- Poca disponibilidad.
- Problemas de uso con umbrales económicos bajos.
- Dificultad para aplicarlo en complejos de plagas.
- Los agentes de control biológico son susceptibles a los plaguicidas.
- Los enemigos naturales se incrementan con retraso en comparación a las plagas que atacan, por lo cual, no proveen la supresión inmediata que se obtiene con los insecticidas;
- Los resultados del control biológico no son tan espectaculares en el corto plazo como los insecticidas y por lo mismo, el agricultor tiene temor de perder su cosecha (Rodríguez-del Bosque & Arredondo-Bernal, 2007).

4.2.3. ESTRATEGIAS DE CONTROL

- Control biológico clásico, que es la introducción de especies nuevas o exóticas como agentes de control biológico.
- Control biológico por aumento de enemigos naturales (inoculativo o inundativo).
- Control biológico de conservación de los mismos.

Las últimas dos estrategias son más útiles cuando se trata de controlar plagas nativas (Rodríguez-del Bosque & Arredondo-Bernal, 2007).

El control natural se refiere al mantenimiento de la densidad de una población que fluctúa dentro de ciertos límites inferior y superior durante un periodo de tiempo, como consecuencia de la acción combinada de todos los factores (bióticos y abióticos) del medio ambiente. Esto

significa que el control natural incluye los factores vivientes (enemigos naturales, propiedades intrínsecas de la especie) y los no vivientes o físicos (luz, precipitación y temperatura).

4.2.4. MÉTODOS COMPARATIVOS DE EVALUACIÓN

La mayoría de los cuales pueden ser empleados con enemigos naturales introducidos o nativos. Estos métodos comparativos de evaluación son:

Método de adición

Este método consiste en la introducción o adición de enemigos naturales en el sistema. El punto de comparación es observar básicamente el estado general del cultivo antes de la liberación y el estado final de éste después de un tiempo razonable (dos o tres años), aunque también es recomendable el uso de censos poblacionales. En el establecimiento del experimento se puede usar un total de 10 a 20 parcelas, en la mitad de las cuales se liberan los enemigos naturales y el resto se dejan como control, sin liberaciones. Las parcelas tratadas deben estar separadas de aquellas usadas como control a una distancia considerable, para prevenir la invasión a las parcelas control.

Método de exclusión

Este método consiste en la eliminación y subsiguiente exclusión de enemigos naturales de un determinado número de parcelas o unidades experimentales, las cuales se comparan con otra serie de parcelas en donde los enemigos naturales no sean excluidos. La eliminación de los enemigos naturales puede ser mecánica o con plaguicidas. Después de la eliminación, los enemigos naturales se mantienen fuera de una serie de plantas mediante el uso de cajas o bolsas de organdí cerradas, mientras que en la otra serie de plantas, los enemigos naturales tienen libre acceso, pues se usan cajas o bolsas similares en diseño, pero con aberturas para la facilitar la entrada o salida de los enemigos naturales. Por lo anterior, este método es comúnmente conocido como el de la “caja par”. Los cambios en las densidades poblacionales con diferentes niveles de equilibrio entre ambos tratamientos, indican la acción positiva de los enemigos naturales. Una de las recomendaciones que se sugiere en el establecimiento y desarrollo de este método es que éste se adhiera a una realidad biológica, esto es, no modificar

en gran medida el efecto normal de la temperatura, humedad, viento, o reducir la dispersión de los organismos involucrados.

Métodos de interferencia

Estos métodos se usan para reducir la eficiencia de los enemigos naturales en una serie de parcelas que se comparan con otra serie en donde no se interfiere con los enemigos naturales. Cualquier incremento en la densidad de la plaga en las parcelas con interferencia relativa a las parcelas testigo, demostrarán la eficiencia de los enemigos naturales. Sin embargo, tal conclusión debe tomarse con cautela, puesto que dicha comparación revela sólo una parte del control total que realmente ocurre, debido a que los enemigos naturales no son completamente removidos del sistema, lo cual puede tener un efecto limitante en la evaluación final. Los métodos de interferencia incluyen las siguientes técnicas: interferencia química, eliminación manual, método trampa e inhibición biológica.

Morales *et al.* (2013), demostró que la combinación de parasitismo y alimentación de las hembras de *T. triozae* sobre las ninfas de *B. cockerelli* puede afectar significativamente su dinámica poblacional de una manera rápida y eficaz.

Martínez *et al.* (2015) reportaron que el uso de insecticidas sintéticos en combinación con *T. triozae* en programas integrados de manejo de plagas debe ser cuidadosamente evaluado, en estudios realizados observó una mortalidad elevada de este parasitoide.

La toxicidad y la actividad residual de insecticidas sobre *T. triozae*, como spirotetramat, azadirachtin, spiromesifen, pymetrozine, imidacloprid, beta-cyfluthrin, abamectin, y spinosad, podrían considerarse inofensivos, es decir, colocados en la categoría de toxicidad 1 (<25% de mortalidad de adultos) y ser considerados dentro de los programas de control integrado de plagas (Luna-Cruz *et al.*, 2015).

Para el control de esta plaga también se ha usado el parasitoide, *Tamarixia triozae* en combinación con el insecto depredador, *Dicyphus hesperus* Knight (Hemiptera: Miridae), ocasionando una mortalidad global de las poblaciones *B. cockerelli* de forma aditiva (Ramírez-Ahuja *et al.*, 2017).

4.2.5. LAS AVISPAS PARASITOIDES

La mayoría de las especies de insectos parasitoides pertenecen a los órdenes Hymenoptera (abejas, avispas y hormigas) y Diptera (moscas) aunque también hay algunas especies en otros grupos de insectos como Coleoptera (al que pertenecen los escarabajos) y Lepidoptera (mariposas y palomillas), entre otros (Godfray, 1994). Pero de estos, el 80% de las especies de parasitoides pertenecen a los Hymenoptera (avispa). Se calcula que solamente en el orden Hymenoptera hay 50 mil especies de parasitoides, y que existe un millón de especies más que aún no han sido descritas (Godfray, 1994). Las avispas depredadoras de tarántulas (familia Pompilidae) son frecuentemente confundidas con parasitoides; sin embargo, no lo son, ya que los parasitoides nunca llevan a sus hospederos a una madriguera, como lo hacen estas avispas. Entre los organismos que son atacados por los parasitoides y les sirven como hospederos se encuentran siempre otros invertebrados, principalmente larvas de mariposas, de escarabajos, hormigas y abejas adultas, así como huevecillos de mariposas, de palomillas o de arañas (Ríos-Casanova, 2011).

Las avispas parásitas son sin duda uno de los grupos de insectos más importantes, con muchas especies que desempeñan un papel valioso en el control de plagas, así como el mantenimiento de la diversidad de las comunidades naturales (Quicke, 1997).

Existen tres categorías de información que el parasitoide usa en la ubicación del huésped: los estímulos del microhábitat o la planta de alimentos del huésped, los estímulos indirectamente asociados con la presencia del huésped y los estímulos que surgen del propio huésped. Aunque las categorías se combinan entre sí, la clasificación refleja aproximadamente una importancia creciente como indicadores de la presencia del huésped (Godfray, 1994).

Los huéspedes se pueden usar tanto para la oviposición o como fuente de alimento. La alimentación del huésped se ha registrado a partir de una gran cantidad de especies de parasitoides himenópteros, aunque no de parasitoides en otros órdenes.

4.3. GENERALIDADES DE *Bactericera cockerelli*

Bactericera cockerelli Sulc (1909) (Hemiptera: Triozidae) es un insecto que se encuentra ampliamente distribuido en Norteamérica y Centroamérica (Butler & Trumble, 2012). Se reproduce sexualmente y típicamente comprende huevo, cinco instares ninfales y adultos (Hodkinson, 2009). El rango de hospederos de *B. cockerelli* es muy amplio pero prefiere plantas de la familia Solanaceae (Liefing *et al.*, 2009).

Ciclo biológico

Huevecillos: De forma ovoide, de color anaranjado-amarillento, corion brillante, presentan en uno de sus extremos un pequeño filamento (pedicelo), con el cual se adhieren a la superficie de las hojas, depositados por separado, principalmente en el envés de la hoja y por lo general cerca del borde de la misma (Marín *et al.*, 1995).

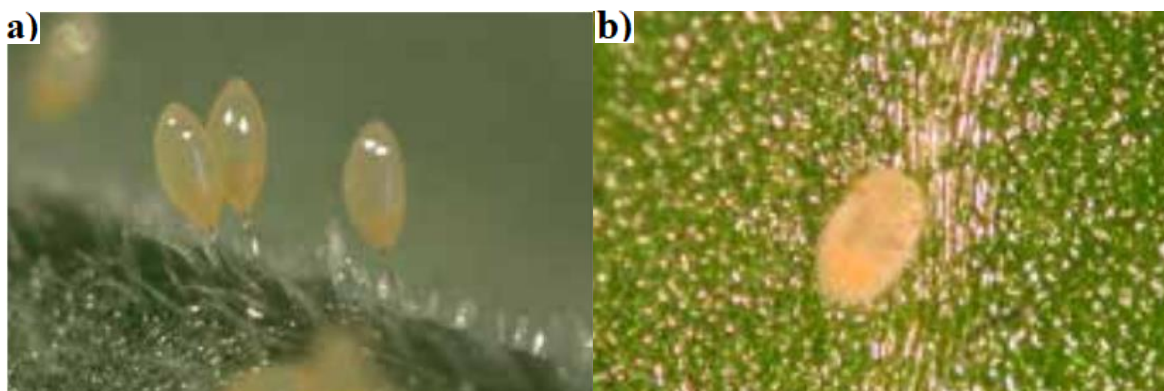


Figura 1. a) huevecillos de *Bactericera cockerelli*. b) ninfa de primer instar de *B. cockerelli* (Marín *et al.*, 1995).

Presenta cinco instares ninfales con forma oval, aplanados dorso-ventralmente, con ojos bien definidos. Las antenas presentan sencilias placoides (estructuras circulares con función olfatoria), las cuales aumentan en número y son más notorias conforme el insecto alcanza los diferentes estadios. El perímetro del cuerpo presenta estructuras cilíndricas que contienen filamentos cerosos, los cuales forman un halo alrededor del cuerpo (Marín *et al.*, 1995).

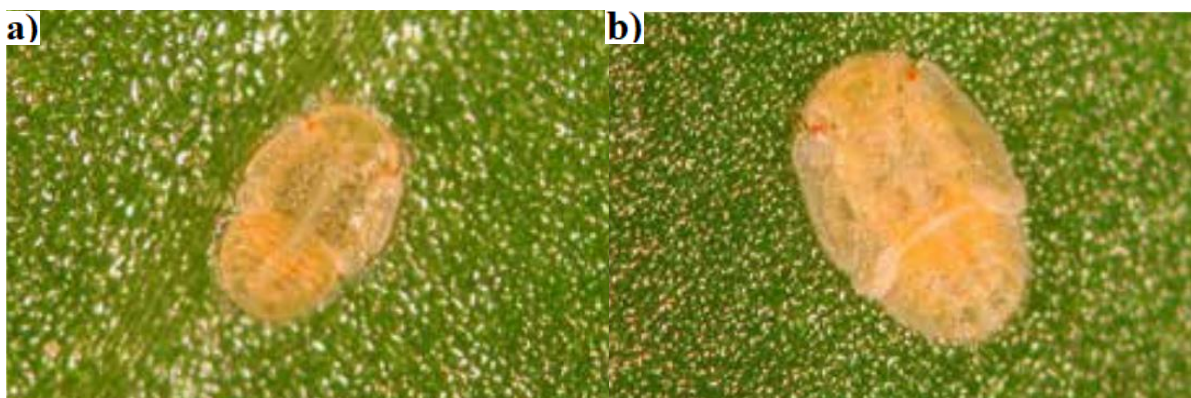


Figura 2. a) ninfa de segundo instar de *Bactericera cockerelli*. b) ninfa de tercer instar de *B. cockerelli* (Marín *et al.*, 1995).

Primer instar. Las ninfas presentan una coloración anaranjada. Las antenas presentan los segmentos basales cortos y gruesos y se van adelgazando hasta finalizar en un pequeño segmento con dos setas sensoras; ojos notorios tanto en vista dorsal como ventral con una tonalidad anaranjada. Tórax, con paquetes alares poco notables. La segmentación en las patas es poco visible. La división del cuerpo no está bien definida (Marín *et al.*, 1995).

Segundo instar. A partir de este instar, se aprecian claramente las divisiones entre cabeza, tórax y abdomen. La cabeza presenta un matiz amarillento, las antenas son gruesas en su base y se estrechan hacia su parte apical presentando en estas dos setas sensoras. Los ojos presentan un color anaranjado oscuro. El tórax es de color verde-amarillento y los paquetes alares se hacen visibles; la segmentación en las patas se hace notoria. Tanto el tórax como el abdomen incrementan su tamaño y con esto las diferentes estructuras contenidas en ellos. El abdomen presenta una coloración amarilla, y se aprecia un par de espiráculos en cada uno de los cuatro primeros segmentos (Marín *et al.*, 1995).

Tercer instar. En éste, la segmentación entre cabeza, tórax y abdomen es notoria. La cabeza es de color amarillo, las antenas presentan las mismas características que el instar anterior. Los ojos presentan una coloración rojiza. El tórax, presenta un tono verde-amarillento y se observa con mucha facilidad los paquetes alares en mesotórax y metatórax. El abdomen es de color amarillo (Marín *et al.*, 1995).

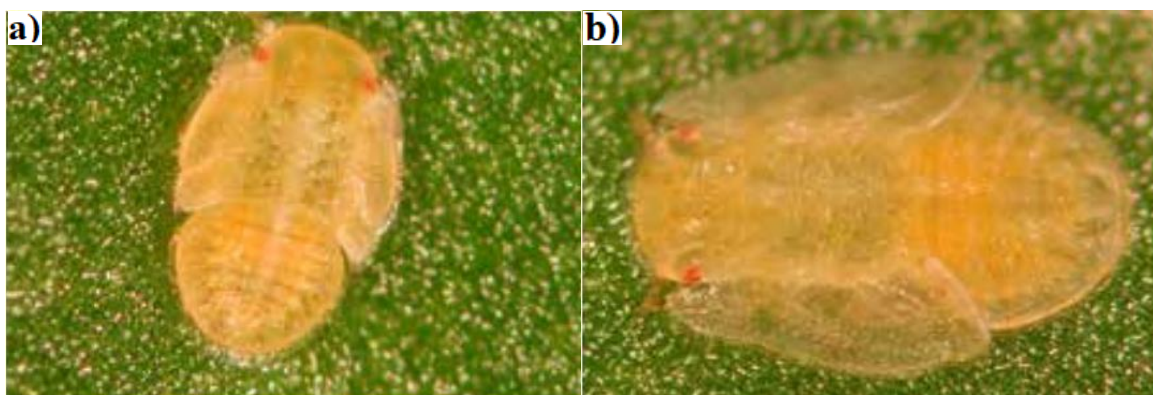


Figura 3. a) ninfa de cuarto instar de *Bactericera cockerelli*. b) ninfa de quinto instar de *B. cockerelli* (Marín *et al.*, 1995).

Cuarto instar. La cabeza y antenas presentan las mismas características del estado anterior. El tórax es de color verde-amarillento, la segmentación de las patas está bien definida y se aprecia en la parte terminal de las tibiae posteriores, los segmentos tarsales y un par de uñas; estas características se aprecian fácilmente en ninfas aclaradas y montadas. Los paquetes alares están bien definidos. La coloración del abdomen es amarilla y cada uno de los cuatro primeros segmentos abdominales presenta un par de espiráculos. La separación entre el tórax y el abdomen es notoria (Marín *et al.*, 1995).

Quinto instar. La segmentación entre cabeza, tórax y abdomen está definida. Tanto la cabeza como el abdomen presentan una coloración verde claro y el tórax una tonalidad un poco más oscura. En la cabeza, las antenas están seccionadas en dos partes por una hendidura marcada cerca de la parte media; la parte basal es gruesa y la parte apical filiforme presentando seis sencillas placoides visibles en ninfas aclaradas y montadas. Los ojos adquieren un color guinda. El tórax presenta los tres pares de patas con su segmentación bien definida y la parte terminal de las tibiae posteriores presentan las características anteriormente señaladas. Los paquetes alares están claramente diferenciados, sobresaliendo del resto del cuerpo. El abdomen es semicircular y presenta un par de espiráculos en cada uno de los cuatro primeros segmentos (Marín *et al.*, 1995).

Adulto. Al emerger el adulto presenta una coloración verde-amarillento; es inactivo y de alas blancas que al paso de 3 o 4 horas se tornan transparentes (se conoce como adulto teneral). La coloración del cuerpo pasa de ligeramente ámbar a café oscuro o negro; este cambio se presenta en los primeros 7 a 10 días de alcanzar este instar (se tienen datos que la coloración

cambia cuando el adulto se aparea. Cabeza: 1/10 del largo del cuerpo, con una mancha de color café que marca la división con el tórax, ojos grandes de color café y antenas filiformes. Tórax: blanco amarillento con manchas café bien definidas, la longitud de las alas es aproximadamente 1.5 veces el largo del cuerpo, venación propia de la familia (Marín *et al.*, 1995).

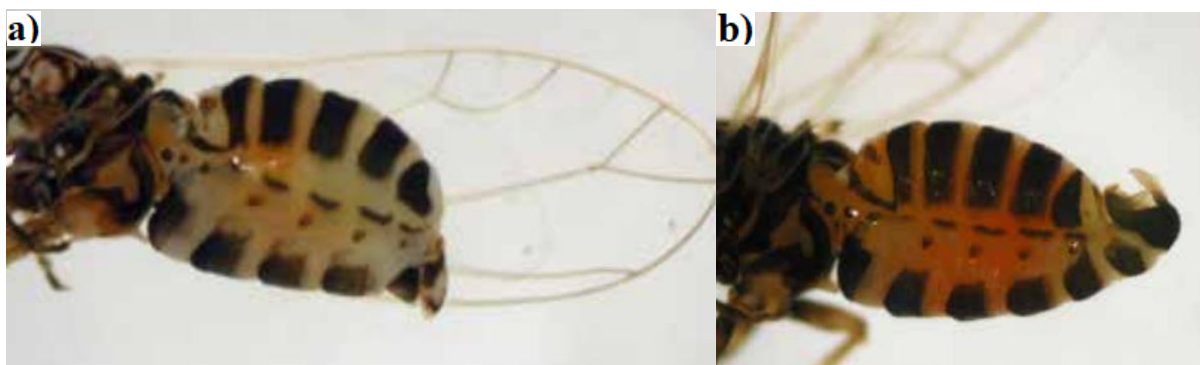


Figura 4. a) hembra adulta de *Bactericera cockerelli*, segmento genital en forma cónica. b) macho adulto de *B. cockerelli*, segmento genital (Marín *et al.*, 1995).

Adulto hembra. Abdomen con cinco segmentos visibles más el segmento genital, este es de forma cónica en vista lateral, en la parte media dorsal se presenta una mancha en forma de “Y” con los brazos hacia la parte terminal del abdomen (Marín *et al.*, 1995).

Adulto macho. Con seis segmentos visibles más el genital, este último segmento se encuentra plegado sobre la parte media dorsal del abdomen; al ver este insecto dorsalmente se distinguen los genitales con estructuras en forma de pinza que caracteriza a este sexo (Marín *et al.*, 1995).

Los adultos vuelan dos horas al día, por lo que al observar la dirección de los vientos dominantes se puede prever por donde entrarán a la plantación. La hembra vive 21 días, tres veces más que los machos, en condiciones de laboratorio los adultos logran una longevidad de 60 días en plantas de tomate (Yang *et al.*, 2010). Después del apareamiento empieza a ovipositar en el follaje hasta un total de 500 huevecillos, prefiere ovipositar entre la 1ª y 4ª hoja verdadera. Por esta razón, las ninfas de instares más avanzados se encuentran en el tercio inferior, lo que hace más difícil su control. Las primeras hembras que llegan a las plantaciones ovipositan durante la primera semana, lo que hay que considerar para su control. Investigaciones realizadas por Yang *et al.* (2010) demuestran que las hembras de *B. cockerelli*

ovipositan desde el primer día en *S. tuberosum*. El chile jalapeño es la solanácea preferida por *B. cockerelli* para ovipositar (Salas-Araiza *et al.*, 2014).

Los adultos necesitan de tan sólo 15 minutos para transmitir patógenos como la enfermedad “permanente del tomate” (Garzón-Tiznado *et al.*, 2009); también es un vector importante en la diseminación de la “punta morada de la papa” (Frías-Treviño *et al.*, 2013).

Para control de *B. cockerelli* se usan insecticidas sintéticos, pero los agricultores frecuentemente hacen mal uso de ellos, Vega-Gutiérrez *et al.* (2008) demostraron que la falta de eficacia biológica en campo no se debe a la resistencia de los insectos, sino al mal uso, de esta manera solo se contamina el ambiente. Es importante tomar en cuenta la naturaleza de los insecticidas utilizados, se sabe de los efectos en la salud humana y el medio ambiente, así como, los ecosistemas agrícolas (ejemplo, los insectos beneficiosos) (Devine *et al.*, 2008).

4.3.1. DEPRADADORES DE *Bactericera cockerelli*.

En América del Norte, un número de enemigos naturales atacan a *B. cockerelli*. Depredadores generalistas que atacan a *B. cockerelli* incluyen larvas de crisópidos (*Chrysoperla* spp.), Varios coccinélidos (*Hippodamia convergens* Guerin-Meneville, *Hippodamia quinquesignata* Kirby, *Hippodamia tredecimpunctata* e *Hippodamia americana* Crotch), larvas de sírfidos, y hemípteros (*Geocoris decoratus* Uhler, *Orius tristicolor* Blanco, *Anthocoris tomentosus* Pericart, *Deraeocoris brevis* Uhler y *Nabis fesus*). Sin embargo, la mayoría de las observaciones de depredadores que atacan a *B. cockerelli* se han realizado en condiciones artificiales de laboratorio (Butler & Trumble, 2012).

Para el control biológico de *B. cockerelli* en regiones productoras de hortalizas del centro y altiplano de San Luis Potosí los productores implementaron acciones de manejo que incluyeron el uso de *Chrysoperla carnea* (Vega-Gutiérrez *et al.*, 2008).

4.3.2. *Tamarixia triozae* PARASITOIDE DE *Bactericera cockerelli*.

La Salle (1994) reporta 12 especies de huéspedes dentro de siete géneros de Psylloidea donde ha sido registrada *Tamarixia triozae*. *T. triozae* Burks (Hymenoptera: Eulophidae), es un ectoparasoide sinovigénico que se alimenta sobre su huésped, *B. cockerelli*, esto le confiere

ventaja como agente de control biológico, ya que elimina ninfas del psílido por oviposición y depredación (Cerón-González *et al.*, 2014). Se encuentra distribuido en Norteamérica (Rojas *et al.*, 2014). Se ha colectado en EEUU y México (González-Hernández *et al.*, 2008).

Las hembras *T. triozae* paralizan temporalmente a las ninfas de *B. cockerelli* y colocan sus huevos en la superficie ventral de la ninfa (Morales-Alonso *et al.*, 2017). 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, Xiang-Bing *et al.* (2015) observaron superparasitismo en el 4° y 5° instar, Pletsch (1947) también reportó que en una ocasión más de una larva se desarrolló en una ninfa. A temperatura ambiente los huevos eclosionan en uno o dos días y la larva es ectoparasítica, se ubica debajo de la ninfa del huésped, se alimenta 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 tarda de seis a ocho días. Al final de este periodo la ninfa muere y el exoesqueleto de la ninfa se pega a la superficie de la hoja, aparentemente por la acción del parasitoide. El color del exoesqueleto de la ninfa cambia de verde a rojizo marrón, lo cual los hace muy visibles sobre una hoja verde. El periodo de pupa requiere entre nueve y 11 días, durante este periodo, el parasitoide pasa gradualmente por diferentes fases de color, desde crema, naranja, gris y finalmente adquiere un color negro brillante.

Los adultos de *T. triozae* emergen cortando una abertura circular a la altura del tórax en la superficie del exoesqueleto de la ninfa. El ciclo de huevo a adulto se completa 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 tres días. Según el mismo autor los adultos emergidos de ninfas de 4° instar fueron machos y los emergidos de ninfas de 5° instar hembras y machos, también reportó una longevidad de adultos promedio de 9.63 días, un máximo de 14 y un mínimo de cinco días.

La fauna mexicana de psílidos es poco conocida y aún menos conocidos son los parasitoides de psílidos (Yefremova *et al.*, 2014), existiendo una gran probabilidad para encontrar enemigos naturales relacionados a *B. cockerelli*.

4.4. CRÍA DE HIMENÓPTEROS PARASITOIDES

El proceso de reproducción consta de tres pilares: el cultivo de la planta hospedera, la reproducción masiva del huésped y la multiplicación del parasitoide. También se debe conocer la metodología de establecimiento y mantenimiento del pie de cría, liberación y evaluación del parasitoide (SENASICA. 2015).

En la cría masiva es importante el mantenimiento de la pureza de las colonias, ya que éstas en laboratorio pueden ser fácilmente contaminadas por especies indeseables, lo cual es común en microhimenópteros parasíticos (Rodríguez-del Bosque & Arredondo-Bernal, 2007).

Para establecer un pie de psílidos es necesario tener una estructura tipo invernadero cubierto con malla antiáfidos, equipada con puertas de doble acceso y cortinas de aire para evitar escape de los insectos; dentro de este se colocan plantas. La recolecta de adultos se realiza con ayuda de un aspirador bucal; el aspirador está compuesto por un tubo vial de 5 cm de alto por 2.5 cm de diámetro con 2 perforaciones en la tapa en los cuales se introducen 2 trozos de manguera transparente de una pulgada de 25 cm de largo; en el extremo de la manguera de succión lleva colocado una punta de micro pipeta y en la manguera de aspirado lleva un trozo de tela de organza para evitar el paso de los insectos al momento de aspirar (SENASICA. 2015).

Otra manera de obtener los psílidos adultos es recolectar en estado ninfal, para esto se utilizan tijeras de podar, se cortan hojas con ninfas y se traslada dentro de hieleras con geles refrigerantes envueltos en periódico (este proceso se realiza para mantener los organismos a una temperatura constante y evitar la deshidratación); los psílidos adultos son liberados en el área destinada para el pie de cría y las hojas con ninfas son colocados sobre los brotes de las plantas del pie de cría. (SENASICA. 2015).

De debe recolectar ejemplares de parasitoides en campo, según la SENASICA (2015), en cada región donde se planea reproducir, con la finalidad de tener material adaptado a las condiciones ambientales de cada lugar. La obtención de parasitoides puede realizarse de dos maneras: recolectando adultos o recolectando ninfas parasitadas. La recolecta de adultos se realiza directamente en campo con aspiradores bucales; para el caso de la recolecta de ninfas parasitadas se recolectan brotes vegetativos en campo, posteriormente se espera a que emerjan los adultos y se recolectan. Los adultos recolectados, así como los parasitoides emergidos de los brotes deben determinarse taxonómicamente, para evitar la introducción de insectos no deseados que puedan contaminar el pie de cría.

La cría exitosa de avispas parásitas para el control biológico y el éxito de cualquier introducción pueden estar influenciados por el sistema de determinación del sexo de la avispa en cuestión.

Se conoce como determinación sexual haplodiploide cuando los himenópteros hembra sin aparear ponen huevos no fertilizados que se convierten en machos; y las hembras apareadas pueden poner huevos no fertilizados que se convertirán en machos o fertilizados que se desarrollan en hembras (Quicke, 1997).

Para el control de calidad de la colonia se debe estimar el porcentaje de parasitismo, porcentaje de emergencia, proporción sexual y porcentaje de individuos defectuosos (Vizcarra-Valdez *et al.* 2012).

Tanto para la cría de *B. cockerelli* como para la cría de *T. triozae* Rojas *et al.* (2014) y Luna-Cruz *et al.* (2011) desarrollaron la siguiente técnica:

Con un aspirador bucal colectaron ejemplares adultos de *B. cockerelli* en plantas de tomate y los trasladaron a una jaula entomológica de (90x90x95 cm) con macetas sembradas con plantas de tomate variedad Río Grande de 40 a 60 días de edad, el sustrato que utilizaron consistió de una mezcla de arena de tezontle y peat moss 1:2 y las regaron con soluciones nutritivas bajo condiciones de invernadero.

Mantuvieron a los adultos por una semana en la jaula para oviposición y luego los retiraron; trasladaron las plantas infestadas a otra jaula con las mismas dimensiones para que el insecto cumpliera con el desarrollo y llegara al estado adulto. Este proceso lo realizaron en forma periódica para disponer de material biológico constantemente.

En el caso de la cría de *Tamarixia triozae* Rojas *et al.* (2014) y Luna-Cruz *et al.* (2011) colectaron ninfas de *B. cockerelli* de quinto instar parasitadas, las depositaron en charolas de plástico y las trasladaron a otra jaula de acrílico con dimensiones de 50x50x35 cm para la emergencia de adultos, los cuales fueron alimentados con miel.

El conocimiento de la biología reproductiva en parasitoides es un elemento clave para determinar su potencial en un programa de control biológico (Jervis *et al.*, 2001). Esta información permite tomar decisiones para la cría masiva y su posible aplicación en campo de la especie en estudio.

4.5. EVALUACIÓN DE LOS HIMENÓPTEROS PARASITOIDES

En cualquier programa de control biológico, como en otros métodos convencionales de combate de plagas o enfermedades, se requiere evaluar la efectividad de las medidas de control aplicadas o para determinar el papel real que juegan los factores bióticos y abióticos en la regulación de las poblaciones de las especies plaga. En los ecosistemas naturales y en los agroecosistemas, existen casos de control biológico natural o aplicado que requieren de una explicación a través de métodos de evaluación, para conocer cómo una plaga es regulada, entre otros factores, por la acción de los enemigos naturales (Rodríguez-del Bosque & Arredondo-Bernal, 2007).

4.5.1. IMPORTANCIA DE EVALUAR A LOS ENEMIGOS NATURALES

- Para determinar los enemigos naturales asociados a ciertas plagas.
- Monitorear la efectividad de las acciones dentro de un programa de control biológico.
- Evaluar el impacto de un programa de control biológico sobre la población de la plaga.
- Estimar el efecto económico de un programa de control biológico.

- Determinar si en efecto es un enemigo natural, o un factor abiótico o la combinación de ambos, el o los responsables de la regulación poblacional de una plaga.
- Valuar la actividad de los enemigos naturales nativos, en dado caso de que sea necesaria la introducción de especies exóticas de enemigos naturales.

El método más confiable para evaluar la efectividad de un parasitoide después de su liberación, es la reducción de la posición de equilibrio del huésped. La introducción de especies exóticas o el uso de especies nativas, se realiza a través de varias estrategias generales de control biológico que podrían ser utilizadas en el desarrollo de algún programa de control biológico o de manejo integrado de plagas (Rodríguez-del Bosque & Arredondo-Bernal, 2007).

V. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1. BÚSQUEDA DE *Bactericera cockerelli* Y SUS PARASITOIDES

5.1.1. BÚSQUEDA DE *Bactericera cockerelli*

Para la búsqueda de *Bactericera cockerelli* se muestrearon 11 parcelas con cultivos de la familia Solanaceae de importancia económica (Cuadro 1); cinco de *Solanum lycopersicum* (SL1, SL2, SL3, SL4 y SL5) (Figura 6 y 7), cuatro de *Capsicum annuum* (CA1, CA2, CA3 y CA4) (Figura 5), una de *Solanum tuberosum* (ST1) y una de *Physalis ixocarpa* (PI1), ubicadas en cinco municipios de Oaxaca (Cuadro 1), durante los meses de enero a septiembre del 2018. Se realizó un muestreo no probabilístico intencional o de conveniencia (Casal & Mateu, 2003), el cual consistió en un sondeo rápido de toda la parcela y la selección de 20 plantas que presentaron signos característicos por la presencia de insectos chupadores, como mielecilla, excreciones solidas en forma de granos de sal, fumagina sobre las hojas, o plantas enfermas con brotes amarillentos (Bujanos & Ramos, 2015).



Figura 5. Cultivo (CA1) de chile de agua (*Capsicum annuum*) en Ánimas Trujano, Oaxaca. Fotografía: Eliel Esaú Mesinas Matias.

Se realizó una observación minuciosa sobre las 20 plantas con la ayuda de una lupa de 80 mm de diámetro para determinar la presencia de huevos, ninfas o adultos de *B. cockerelli*. En cada planta se observó el haz, envés, contorno de las hojas, y tallo para encontrar los huevos de *B. cockerelli*, de forma ovalada y color naranja sobre un pedicelo, las ninfas en forma de escamas que van de color café claro a verde claro y sedentarias, y los adultos con forma de una pequeña chicharrita (Bujanos & Ramos, 2015).

Se tomaron datos de las condiciones de producción del cultivo (cielo abierto o bajo cubierta) y etapa fenológica.

Cuadro 1. Parcelas de solanáceas muestreadas en cinco municipios de Oaxaca. Ubicación geográfica y altura sobre el nivel del mar.

Parcela	Cultivo	Municipio	Ubicación geográfica	Altura (m. s. n. m.)
CA1	<i>Capsicum annuum</i>	Animas Trujano	96°43' O, 16°59' N	1520
CA2	<i>Capsicum annuum</i>	Santa Cruz Xoxocotlán	96°44' O, 17°02' N	1530
CA3	<i>Capsicum annuum</i>	Zimatlán de Álvarez	96°46' O, 16°52' N	1500
CA4	<i>Capsicum annuum</i>	Zimatlán de Álvarez	96°46' O, 16°52' N	1500
SL1	<i>Solanum lycopersicum</i>	Santa Cruz Xoxocotlán	96°44' O, 17°02' N	1530
SL2	<i>Solanum lycopersicum</i>	Zimatlán de Álvarez	96°46' O, 16°52' N	1500
SL3	<i>Solanum lycopersicum</i>	Zimatlán de Álvarez	96°46' O, 16°52' N	1500
SL4	<i>Solanum lycopersicum</i>	Zimatlán de Álvarez	96°46' O, 16°52' N	1500
SL5	<i>Solanum lycopersicum</i>	San Pedro Ixtlahuaca	96°48' O, 17°03' N	1640
PI1	<i>Physalis ixocarpa</i>	Zimatlán de Álvarez	96°46' O, 16°52' N	1500
ST1	<i>Solanum tuberosum</i>	San Juan Bautista Atepec	96°30' O, 17°27' N	2881

m. s. n. m.; metros sobre el nivel del mar, O: oeste, N: norte.

Los adultos de *B. cockerelli* se colectaron con ayuda de un aspirador bucal y se conservaron en alcohol al 70% en frascos de tereftalato de polietileno (PET) con capacidad de 150 mL, las muestras se estudiaron en las instalaciones de la Colección Entomológica del Centro Interdisciplinario de Investigación para el Desarrollo Integral Regional (CIIDIR - IPN),



Figura 6. Cultivo (SL3) de tomate (*Solanum lycopersicum*) en Zimatlán de Álvarez, Oaxaca. Fotografía: Eliel Esaú Mesinas Matias.



Figura 7. Cultivo (SL1) de tomate (*Solanum lycopersicum*) en Santa Cruz Xoxocotlán, Oaxaca. Fotografía: Eliel Esaú Mesinas Matias.

localizado en Santa Cruz, Xoxocotlán, Oaxaca. Ninfas sanas de *Bactericera cockerelli* se colectaron junto con porciones de las hojas donde se encontraron y se trasladaron en frascos de PET de 500 mL cubiertos con tela de organza a un inmueble ubicado en San Luis Beltrán, Oaxaca para su cría.

5.1.1.1. PROPORCIÓN SEXUAL DE *Bactericera cockerelli*

Con un microscopio estereoscópico se observaron los genitales de *Bactericera cockerelli* de acuerdo a lo descrito por Bujanos & Ramos (2015). Se contabilizó el número de hembras y machos para el cálculo de la proporción sexual con la siguiente formula.

$$\text{Proporción sexual} = \frac{\text{núm. hembras}}{\text{núm. machos}} \times 100 \quad (\text{SENASICA, 2015})$$

5.1.2. BÚSQUEDA DE PARASITOIDES DE *Bactericera cockerelli*

En plantas donde se localizó a *Bactericera cockerelli* se buscaron ninfas con características de parasitismo, que son: color marrón, cuerpo abultado, ninfas fijas sobre la hoja o tallo y en ocasiones presencia de una mancha rojiza en la parte posterior llamada meconio, resultado de las excreciones de la larva del parasitoide.

Ninfas con signos de parasitismo se colectaron junto con porciones de hoja o tallo de la planta para evitar su daño, colocadas en frascos de PET de 150 mL cubiertos con tela de organza para la emergencia de los parasitoides, en las instalaciones de la Colección Entomológica (CIIDIR - IPN). Después de la emergencia una parte de los parasitoides se utilizaron para su identificación y otra parte para su cría en el inmueble ubicado en San Luis Beltrán, Oaxaca.

5.1.2.1. IDENTIFICACIÓN Y ESTUDIO DE LOS PARASITOIDES

Los parasitoides obtenidos fueron determinados hasta la categoría taxonómica de especie por el taxónomo Dr. José Antonio Sánchez García, profesor investigador del CIIDIR – IPN unidad Oaxaca, con ayuda de la clave taxonómica de Burks (1943).

Se observó en el microscopio estereoscópico el tipo de antena de los parasitoides, necesario para diferenciar y contar de forma rápida el número de hembras y machos (Burks, 1943). Se calculó la proporción sexual con la siguiente fórmula.

$$\text{Proporción sexual} = \frac{\text{núm. hembras}}{\text{núm. machos}} \times 100 \quad (\text{SENASICA, 2015})$$

5.2. CRÍA DE *Bactericera cockerelli*

Las ninfas sanas de *Bactericera cockerelli* colectadas en Zimatlán de Álvarez en tomate (*Solanum lycopersicum*) se trasladaron a un inmueble de 3 m de ancho, 4 m de largo y 2.7 m de alto, ubicado en San Luis Beltrán, Oaxaca de Juárez, Oaxaca, con coordenadas geográficas 17°06' N, 96°41' O y una altitud de 1660 m s. n. m. El desarrollo de las ninfas hasta la emergencia de los adultos se llevó a cabo sobre plantas de tomate (*S. lycopersicum*) variedad “Rio grande” con una temperatura de 13 a 34 °C y humedad relativa (HR) de 32 a 88%.

En los ensayos se utilizaron adultos de *B. cockerelli* de tres a cinco días después de su emergencia, seis especies de solanáceas: tomate (*S. lycopersicum*) variedad “Rio grande”, chile de agua (*C. annuum*) de Zimatlán, miltomate (*P. ixocarpa*) variedad “común”, papa (*S. tuberosum*) blanca comercial, chile jalapeño variedad “chipotle” (*C. annuum*) y hierba mora (*S. nigrum*) de Zimatlán de 2 a 4 semanas de edad, en macetas de 1.5 L, con una mezcla de suelo franco arcilloso, arena y materia orgánica, en una proporción de 1:1:1, y solución de Steiner al 50% (Figura 8).

5.2.1. OVIPOSTURA DE *Bactericera cockerelli*

Se realizó un ensayo para conocer la ovipostura de *Bactericera cockerelli* sobre cuatro solanáceas: tomate (*S. lycopersicum*), chile de agua (*C. annuum*), papa (*S. tuberosum*) y hierba mora (*S. nigrum*). Se utilizaron foliolos completos o una porción de ellos según el tamaño de las plantas. Los peciolos de los foliolos se introdujeron en frascos de polietileno de alta densidad (HDPE) de 25 mL que contenían algodón con agua potable para evitar la deshidratación de la hoja (Figura 9).



Figura 8. Sistema de riego para la nutrición de plantas de *S. tuberosum*, *S. lycopersicum* y *C. annuum* en macetas plásticas para la cría de *B. cockerelli*. Fotografía: Eiel Esaú Mesinas Matias.

Con ayuda de un aspirador bucal se introdujeron 10 adultos de *B. cockerelli* en frascos de PET de 500 mL (Figura 10). Se cubrió cada hoja con el frasco que contenía los 10 adultos de *B. cockerelli*. Cada especie de planta se consideró como un tratamiento. Después de 72 horas se contaron los huevos puestos por *B. cockerelli* en el haz, envés, borde y total de huevos.

El diseño experimental fue completamente al azar con cuatro repeticiones. Los datos fueron analizados con la prueba de normalidad de Shapiro-Wilk, procesados con un ANOVA de un solo factor y una prueba de medias de diferencia mínima significativa (LSD) de Fisher, con una probabilidad de 0.05.

Se utilizó la prueba de medianas de Kruskal-Wallis para saber si existían diferencias significativas del número de huevos colocados por *B. cockerelli* en función de las partes foliares de las cuatro especies de solanáceas en conjunto.

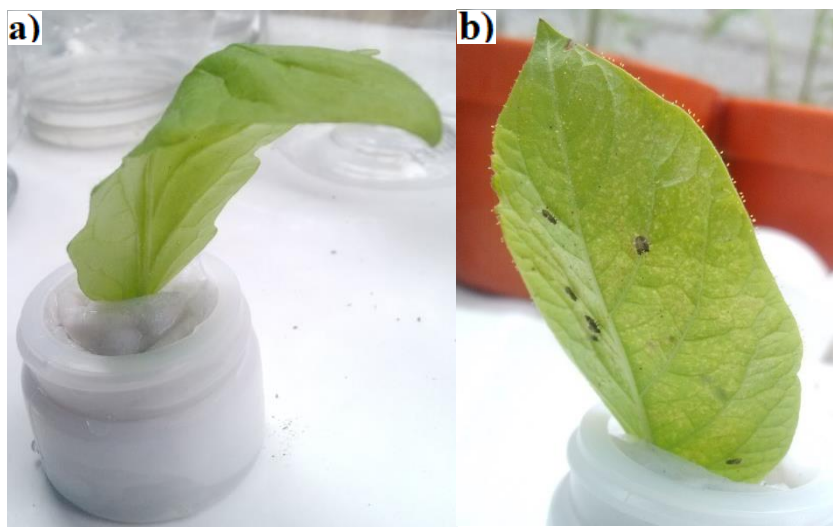


Figura 9. a) sección de un foliolo de *S. lycopersicum* en un frasco de 25 mL y algodón antes de colocar adultos de *B. cockerelli* para su oviposición. b) foliolo de *S. tuberosum* después de la oviposición de *B. cockerelli*. Fotografía: Eliel Esaú Mesinas Matias.



Figura 10. Foliolos de *S. lycopersicum* y *S. tuberosum* en frascos de 25 mL y algodón durante la oviposición de *B. cockerelli*, cubiertos con frascos de PET transparente de 500 mL para su aislamiento. Fotografía: Eliel Esaú Mesinas Matias.

5.2.2. DURACIÓN DEL CICLO DE VIDA DE *Bactericera cockerelli*

Se tomaron en cuenta los principios metodológicos para la cría de *B. cockerelli* propuesta por Rojas *et al.* (2014) y Luna-Cruz *et al.* (2011). Se utilizaron plantas de tomate (*S. lycopersicum*) variedad “Rio grande”, miltomate común (*P. ixocarpa*), papa (*S. tuberosum*) y chile jalapeño “chipotle” (*C. annuum*) de dos semanas de edad. Cada especie de planta se consideró como un tratamiento. Se colocaron cinco adultos de *B. cockerelli* por planta, aislando la planta con ayuda de un bote de PET de 3.7 L (Figura 11), colocado boca abajo y sellado con la tierra de la maceta, el bote tenía dos orificios de 3 cm de diámetro cubiertos con tela de organza para facilitar el paso del aire, en la parte superior e inferior (Figuras 12 y 13). Los adultos de *B. cockerelli* permanecieron 72 horas en las plantas para la oviposición, posteriormente se retiraron y se siguió el desarrollo de los huevos hasta la emergencia de adultos de *B. cockerelli*.



Figura 11. Botes de PET de 3.7 L con orificios cubiertos con tela de organza para facilitar el paso del aire, utilizados durante la cría de *B. cockerelli* en Oaxaca de Juárez, Oaxaca. Fotografía: Eliel Esaú Mesinas Matias.

Se realizaron observaciones diarias con ayuda de una lupa de 80 mm para determinar los días al nacimiento de las ninfas, días transcurridos de ninfa de 1° instar a la aparición de las primeras ninfas de 4° instar (N1-4), días transcurridos de ninfa de 4° instar a la aparición de los primeros adultos (N4-A), rango de emergencia de adultos (REA), número total de adultos y se estimaron las unidades calor necesarias para el desarrollo de *B. cockerelli*.

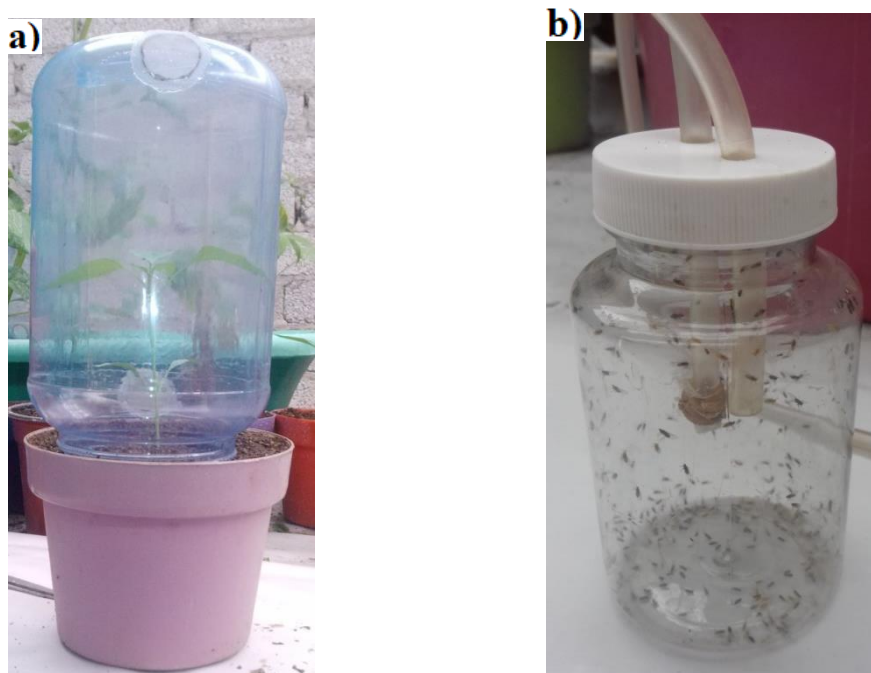


Figura 12. a) forma de colocar el bote PET de 3.7 L sobre la maceta, dando libertad a la planta para seguir creciendo y con espacio al exterior de la maceta para su riego, asegurando el aislamiento de la planta e insectos para su cría. b) aspirador bucal de 125 mL con *B. cockerelli* para su cría. Fotografía: Eliel Esaú Mesinas Matias.

5.2.2.1. ESTIMACIÓN DE LAS UNIDADES CALOR

Para su cálculo se requirió la toma de las temperaturas máximas y mínimas diarias durante el tiempo en que se realizó el ensayo. Las unidades de calor fueron el resultado de la sumatoria de las temperaturas medias diarias, menos el umbral de temperatura inferior de desarrollo de *B. cockerelli* de los días necesarios para pasar de la fase de huevo a adultos de *B. cockerelli* en cada una de las especies de solanáceas. Se consideró el umbral de temperatura inferior de 8 °C (Tran & Worner, 2011). Se utilizó la siguiente formula:

$$\text{Unidades Calor} = \frac{\sum (T_{\text{MAX}} + T_{\text{MIN}})}{2} - \text{UTI} \quad (\text{Murray, 2008})$$

T_{MAX} = temperatura máxima

T_{MIN} = temperatura mínima

UTI = umbral de temperatura inferior



Figura 13. Plantas de *S. tuberosum*, *S. lycopersicum* y *C. annuum* aisladas con Botes de PET de 3.7 L durante la cría de *B. cockerelli* en Oaxaca de Juárez, Oaxaca. Fotografía: Eliel Esaú Mesinas Matías.

El diseño experimental fue completamente al azar con cuatro repeticiones. Los datos fueron analizados con la prueba de normalidad de Shapiro-Wilk, procesados con un ANOVA de un solo factor y una prueba de medias de diferencia mínima significativa (LSD) de Fisher, con una probabilidad de 0.05.

5.3. CRÍA DE *Tamarixia triozae*

La cría se basó en la metodología propuesta por Rojas *et al.* (2014) y Luna-Cruz *et al.* (2011) modificada. Se realizó en plantas de tomate (*S. lycopersicum*) variedad “Rio grande”, chile de agua (*C. annuum*) y papa (*S. tuberosum*) de cuatro semanas de edad con 150 a 200 ninfas de *Bactericera cockerelli* de 4° y 5° instar, cada planta fue aislada en forma individual dentro de jaulas cubiertas con tela de organza de 16 L de capacidad (Figuras 14 y 15).



Figura 14. Jaulas (0.2m x 0.2m x 0.4m) con armazón de tubos plásticos pegados con silicón y cubiertas con tela de organza con un volumen de 16 L para la cría de *T. triozae*. Fotografía: Eliel Esaú Mesinas Matias.

Se colocaron 10 parasitoides (*T. triozae*) por planta y se retiraron a las 72 horas. Cuando los adultos de *B. cockerelli* y *T. triozae* emergieron, se colectaron con ayuda de un aspirador bucal. Se contaron el total de adultos de cada insecto, así como las ninfas parasitadas donde no hubo emergencia. Se calculó el porcentaje de parasitismo, porcentaje de emergencia y proporción sexual del parasitoide con las siguientes formulas:

(SENASICA, 2015)

$$\text{Porcentaje de parasitismo} = \frac{\text{núm. parasitoides}}{\text{núm. parasitoides} + \text{núm. adultos de } B. \text{ cockerelli}} \times 100$$

$$\text{Porcentaje de emergencia} = \frac{\text{núm. parasitoides}}{\text{núm. parasitoides} + \text{núm. ninfas parasitadas sin emerger}} \times 100$$

$$\text{Proporción sexual} = \frac{\text{núm. hembras}}{\text{núm. Machos}} \times 100$$



Figura 15. Plantas de *S. tuberosum*, *S. lycopersicum* y *C. annuum* en macetas plásticas, cubiertas con jaulas de organza durante la cría de *T. tritoe*. Frascos cubiertos con tela de organza y cajas Petri para la emergencia de adultos de *T. tritoe* en Oaxaca de Juárez, Oaxaca. Fotografía: Eliel Esaú Mesinas Matias.

El diseño experimental fue completamente al azar con cinco repeticiones. Los datos fueron analizados con la prueba de normalidad de Shapiro-Wilk, procesados con un ANOVA de un solo factor y una prueba de medias de diferencia mínima significativa (LSD) de Fisher, con una probabilidad de 0.05.

VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

6.1. BÚSQUEDA DE *Bactericera cockerelli* Y SUS PARASITOIDES

6.1.1. Búsqueda de *Bactericera cockerelli*

Cuadro 2. Presencia de *Bactericera cockerelli*, condición de cultivo y etapa fenológica en parcelas de solanáceas en Oaxaca.

Parcela	Cultivo	Condición	Etapa fenológica	Uso de Agroquímicos sintéticos	<i>Bactericera cockerelli</i>
CA1	<i>C. annuum</i>	CA	FR	si	P
CA2	<i>C. annuum</i>	BC	FR	no	P
CA3	<i>C. annuum</i>	CA	FL	no	NP
CA4	<i>C. annuum</i>	BC	CV	no	NP
CA4	<i>C. annuum</i>	BC	FR	no	P
SL1	<i>S. lycopersicum</i>	BC	FR	no	P
SL2	<i>S. lycopersicum</i>	BC	FR	no	P
SL3	<i>S. lycopersicum</i>	BC	FR	no	P
SL4	<i>S. lycopersicum</i>	BC	FR	si	P
SL5	<i>S. lycopersicum</i>	BC	FR	si	P
PI1	<i>P. ixocarpa</i>	CA	CV	no	NP
PI1	<i>P. ixocarpa</i>	CA	FR	no	P
ST1	<i>S. tuberosum</i>	CA	FR	si	NP

CA: campo abierto, BC: bajo cubierta, P: presente, NP: no presente, CV: crecimiento vegetativo, FL: floración, FR: fructificación.

De las 11 parcelas siete se encontraron bajo cubierta (CA2, CA4, SL1, SL2, SL3, SL4 y SL5) y cuatro en condición de cielo abierto (CA1, CA3, PI1 y ST1). En cuanto a etapa fenológica, dos con crecimiento vegetativo (CA4 y PI1), una en floración (CA3) y 10 en fructificación (CA1, CA2, CA4, SL1, SL2, SL3, SL4, SL5, PI1 y ST1). Las parcelas CA4 y PI1, por su accesibilidad se muestrearon en dos ocasiones en diferente etapa fenológica (Cuadro 2). En nueve de las 11 parcelas se observó la presencia de *Bactericera cockerelli*; tres en *C. annuum*

(CA1, CA2 y CA4), cinco en *S. lycopersicum* (SL1, SL2, SL3, SL4 y SL5) y una en *P. ixocarpa* (PI1), con mayor número de ninfas por planta en la parcela SL1 con un valor > 500 (Cuadro 4). En todas las parcelas *B. cockerelli* estuvo como plaga principal. Es importante mencionar que las parcelas CA2, CA3, CA4, SL1, SL2, SL3 y PI1 fueron manejadas para su control de plagas y enfermedades con productos de origen orgánico, evitando el uso de productos sintéticos.

6.1.2. BÚSQUEDA DE PARASITOIDES DE *Bactericera cockerelli*

En Santa Cruz Xoxocotlán y Zimatlán de Álvarez hubo presencia de parasitoides. De las nueve parcelas donde se observó a *B. cockerelli* solo en cinco se encontró a sus parasitoides; dos en *C. annuum* (CA2 y CA4), dos en *S. lycopersicum* (SL1 y SL3) y una en *P. ixocarpa* (PI1), con mayor número de ninfas parasitadas por planta en la parcela SL3 con un valor > 500 (Cuadro 4). Cuando se realizó el muestreo en la parcela SL3, el cultivo estaba en su último corte de fruto, las plantas en su totalidad estaban descuidadas, deshidratadas y que en próximos días iban a ser removidas. En todas las plantas no se observaron ninfas o adultos de *B. cockerelli*, pero en un rincón del cultivo en aproximadamente 50 plantas ya secas, se encontraron cientos de momias de *B. cockerelli*, la gran mayoría sin emergencia del parasitoide, sin ningún rastro de adultos o ninfas sanas de *B. cockerelli*. En el muestreo realizado en el municipio de Ánimas Trujano (CA1), *B. cockerelli* se presentó como plaga principal pero no su parasitoide (Cuadro 3). Se puede pensar que un factor que explica la ausencia de su parasitoide se debe a que dicha parcela (CA1) y otras (SL4, SL5 y ST1) fueron tratadas con constantes fumigaciones de insecticidas sintéticos, como lo menciona Devine *et al.* (2008).

En la parcela SL1 (Figura 7), fue la más afectada por *B. cockerelli*, el porcentaje de parasitismo fue de 3% (Cuadro 4). En el cultivo de chile bajo cubierta en Santa Cruz Xoxocotlán (CA2), se observó la presencia del parasitoide distribuido uniformemente con un porcentaje de parasitismo aproximado del 30%.

Cuadro 3. Presencia de parasitoides de *Bactericera cockerelli* en parcelas de solanáceas en fructificación en cinco municipios de Oaxaca.

Parcela	Cultivo	Municipio	Uso de Agroquímicos sintéticos	Parasitoides
CA1	<i>C. annuum</i>	Animas Trujano	si	NP
CA2	<i>C. annuum</i>	Santa Cruz Xoxocotlán	no	P
CA4	<i>C. annuum</i>	Zimatlán de Álvarez	no	P
SL1	<i>S. lycopersicum</i>	Santa Cruz Xoxocotlán	no	P
SL2	<i>S. lycopersicum</i>	Zimatlán de Álvarez	no	NP
SL3	<i>S. lycopersicum</i>	Zimatlán de Álvarez	no	P
SL4	<i>S. lycopersicum</i>	Zimatlán de Álvarez	si	NP
SL5	<i>S. lycopersicum</i>	San Pedro Ixtlahuaca	si	NP
PI1	<i>P. ixocarpa</i>	Zimatlán de Álvarez	no	P

P: presente, NP: no presente.

Cuadro 4. Rangos de presencia de ninfas de *Bactericera cockerelli*, ninfas parasitadas y porcentaje de parasitismo en parcelas de solanáceas en Oaxaca.

Parcela	<i>Bactericera cockerelli</i> (ninfas/planta)	Ninfas parasitadas /planta	% Parasitismo
CA1	30 - 80	0	0
CA2	50 - 150	10 - 40	31
CA4	10 - 50	0 - 3	6
SL1	> 500	10 - 30	3
SL2	30 - 100	0	0
SL3	---*	> 500	---*
SL4	20 - 50	0	0
SL5	70 - 300	0	0
PI1	10 - 50	0 - 1	2

*Valores no calculados por la falta de evidencias en campo.

El cultivo más afectado por *B. cockerelli* fue el SL1 (Híbrido indeterminado “Cid” de aproximadamente cinco meses de edad) ubicado en Santa Cruz Xoxocotlán bajo cubierta con una presencia de >500 ninfas por planta (Cuadro 4).

Cuadro 5. Proporción sexual de *Tamarixia triozae* parasitoide de *Bactericera cockerelli* colectado (SL3) en Zimatlán de Álvarez, Oaxaca.

Muestra	<i>Tamarixia triozae</i> (individuos)	Hembras	Machos	Proporción sexual (H/M)
1	102	58	44	1.32
2	120	68	52	1.31
3	101	55	46	1.20
4	143	86	57	1.51
5	114	68	46	1.48
Total	580	335	245	1.37

H: hembra, M: macho.

6.1.2.1. IDENTIFICACIÓN Y ESTUDIO DE LOS PARASITOIDES

Los ejemplares de parasitoides obtenidos corresponden a una sola especie, *Tamarixia triozae*, determinada por el Dr. José Antonio Sánchez García (Figura 17).

Aproximadamente 1000 ejemplares de los parasitoides colectados están conservados en alcohol al 70% depositados en la colección del CIIDIR IPN Oaxaca y 100 se utilizaron para su cría.

La proporción sexual de *Tamarixia triozae* fue de 1.37 hembras por cada macho (Cuadro 5), analizando un total de 580 parasitoides, de los cuales, 335 fueron hembras y 245 machos. La diferenciación sexual de este parasitoide se basa en el dimorfismo sexual que presentan, donde la hembra por lo general son de una talla mayor que el macho y por otro lado la antena del macho es plumosa y cuenta con un segmento adicional (Figura 17).

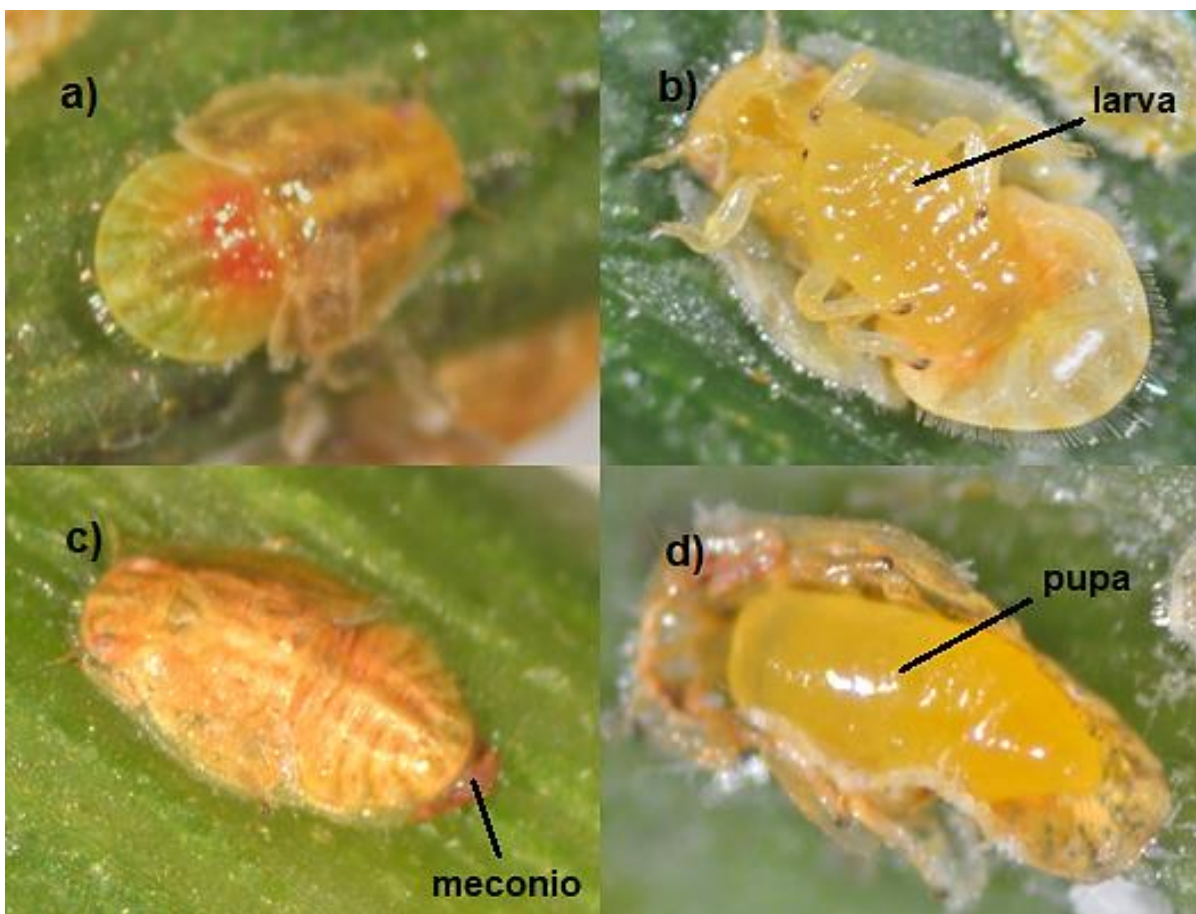


Figura 16. Ninfas de *Bactericera cockerelli* parasitadas por *Tamarixia triozae* colectadas (CA2) en Santa Cruz Xoxocotlán, Oaxaca, México. a y b) Vista dorsal y ventral de una ninfa de *Bactericera cockerelli* con presencia de una larva de *Tamarixia triozae*. c y d) Vista dorsal y ventral de una ninfa de *Bactericera cockerelli* con presencia de una pupa de *Tamarixia triozae*. Fotografía: Eliel Esaú Mesinas Matias.



Figura 17. *Tamarixia triozae* parasitoide de *Bactericera cockerelli* colectado (SL3) en Zimatlán de Álvarez, Oaxaca, México. a) hembra y b) macho. Fotografía: Eliel Esaú Mesinas Matias.

6.2. CRÍA DE *Bactericera cockerelli*

6.2.1. OVIPOSTURA DE *Bactericera cockerelli*

La planta que presentó mayor número de huevos fue *S. tuberosum* con 340.33 y en menor cantidad *S. nigrum* con 257.50, *C. annuum* y *S. lycopersicum* presentaron 316.33 y 282.67 huevos respectivamente, estadísticamente las cuatro solanáceas fueron iguales. En todas las plantas se observó una preferencia de oviposición de *B. cockerelli* en el envés de las hojas, siendo más notorio en *S. tuberosum* con 160.67 huevos, estadísticamente igual a *S. lycopersicum* y *C. annuum* con 146.00 y 112.33 huevos respectivamente. En el borde de la hoja de todas las plantas *B. cockerelli* colocó menos huevos (Cuadro 6). A pesar de que el

número de huevos en las cuatro solanáceas son estadísticamente iguales, se observa que *C. annuum* (chile de agua), fue el segundo con mayor cantidad de huevos puestos por *B. cockerelli*, como lo obtenido por Salas-Araiza *et al.* (2014), quien concluye que el chile jalapeño (*C. annuum*) es la solanácea preferida por *B. cockerelli* para ovipositar.

El promedio de huevos por cada 10 adultos de *B. cockerelli* considerando todas las plantas fue de 299.2, es decir, 29.92 huevos por cada adulto de *B. cockerelli* en 72 horas.

Cuadro 6. Número de huevos puestos por 10 adultos de *B. cockerelli* en diferentes partes de la hoja durante 72 horas en cuatro especies de solanáceas realizado en San Luis Beltrán, Oaxaca de Juárez, Oaxaca.

Solanácea	Haz	Envés	Borde	Total
<i>S. lycopersicum</i>	77.67 ab	146.00 a	59.00 a	282.67 a
<i>S. tuberosum</i>	121.67 a	160.67 a	58.00 a	340.33 a
<i>S. nigrum</i>	40.67 b	144.33 a	31.67 a	257.50 a
<i>C. annuum</i> *	105.67 ab	112.33 a	98.33 a	316.33 a

Las medias seguidas por la misma letra en la misma columna no difieren con la prueba de diferencia mínima significativa (LSD) de Fisher, con una probabilidad de 0.05, CV%=coeficiente de variación; * chile de agua.

6.2.2. DURACIÓN DEL CICLO DE VIDA DE *Bactericera cockerelli*

La duración de la etapa de huevo de *B. cockerelli* fueron de 7.0, 6.67, 7.0 y 5.33 días para *S. lycopersicum*, *C. annuum*, *P. ixocarpa* y *S. tuberosum*, respectivamente. En *S. tuberosum* necesitó la menor cantidad, 5.33 días, las otras tres solanáceas estadísticamente fueron iguales. Cerna-Chávez *et al.* (2018), en un estudio de tiempos de desarrollo de estadios inmaduros de poblaciones de *B. cockerelli* sobre chile morrón (*C. annuum*), reporta un número de días necesarios para la eclosión de huevos entre 5.5 a 7.25 días, valores semejantes a los determinados en este trabajo. En el tiempo necesario para pasar de ninfa de primer a cuarto instar, los días necesarios fueron de 7.67, 8.67, 8.33 y 7.33 para *S. lycopersicum*, *C. annuum*, *P. ixocarpa* y *S. tuberosum*, respectivamente. Nuevamente *S. tuberosum* registra el menor tiempo con 7.33 días, estadísticamente igual a *S. lycopersicum* y *P. ixocarpa* y diferente a *C.*

annuum con 8.67 días. Los días necesarios que Cerna-Chávez *et al.* (2018), reportó para el desarrollo de primer a cuarto instar fue de 10 a 14.5, cantidad de días mayor a los observados. En la duración de etapa de ninfa de cuarto instar a adulto los resultados fueron de 4.0, 4.33, 4.67 y 4.0 días para *S. lycopersicum*, *C. annuum*, *P. ixocarpa* y *S. tuberosum* respectivamente. Las cuatro solanáceas no presentaron diferencia significativa, *S. lycopersicum* y *S. tuberosum* con la menor cantidad de días igual a 4 en ambas y la mayor cantidad se observó en *P. ixocarpa* con 4.67 días. Dichos valores son inferiores a los publicados por Chávez *et al.* (2018), quien reportó de 7.0 a 11 días necesarios para estas etapas. En lo referente al total de días necesarios para completar el ciclo de *B. cockerelli*, *S. tuberosum* obtuvo la menor cantidad de días, igual a 16.67 y con mayor cantidad *P. ixocarpa* con 20 días, formando estadísticamente tres grupos diferentes. El número de días totales mayor determinado en este trabajo es similar al valor menor que reportó Chávez *et al.* (2018), de 22.5 días. *P. ixocarpa* presentó el menor rango de emergencia igual a 4.33 días, estadísticamente diferente a las otras tres solanáceas que formaron un grupo con un rango cercano a 10 días (Cuadro 7).

Por último en la cantidad total de adultos emergidos por cada solanácea se observó diferencias significativas en los resultados, donde *S. tuberosum* presenta la mayor cantidad de adultos, con 205.67, estadísticamente igual a *C. annuum* y diferente a *P. ixocarpa* con 30.7 (Cuadro 7).

Cuadro 7. Duración de las etapas de vida de *B. cockerelli* sobre cuatro especies de solanáceas y número de adultos obtenidos en San Luis Beltrán, Oaxaca de Juárez, Oaxaca. (Plantas expuestas a 5 adultos de *B. cockerelli* durante 72 horas)

Solanácea	Huevo (días)	N1-4 (días)	N4-A (días)	Total (días)	REA (días)	Total adultos
<i>S. lycopersicum</i>	7.00 a	7.67 ab	4.00 a	18.67 b	10.00 a	83.67 bc
<i>C. annuum</i> *	6.67 a	8.67 a	4.33 a	19.67 ab	9.00 a	131.33 ab
<i>P. ixocarpa</i>	7.00 a	8.33 ab	4.67 a	20.00 a	4.33 b	30.67 c
<i>S. tuberosum</i>	5.33 b	7.33 b	4.00 a	16.67 c	11.67 a	205.67 a

Las medias seguidas por la misma letra en la misma columna no difieren con la prueba de diferencia mínima significativa (LSD) de Fisher, con una probabilidad de 0.05. * chile jalapeño.

6.2.2.1. ESTIMACIÓN DE LAS UNIDADES CALOR

Los rangos de temperatura máxima y mínima diarias registradas durante los 34 días necesarios para el desarrollo de la cría de *B. cockerelli* fueron; máxima (22.1 a 34 °C) y mínima (12.4 a 17.7 °C). Con una media general de 23.07 °C (Figura 18). Las temperaturas obtenidas se encuentran dentro de los umbrales superior e inferior que requiere *B. cockerelli* para su desarrollo reportado por Medina & Mena (2007), 39 y 7 °C respectivamente. Tran & Worner (2011), mencionan umbrales superiores de 33.9 °C y 34.1 °C en papa y tomate, respectivamente y umbrales inferiores de 7.1 °C y 7.5 °C en papa y tomate, respectivamente para la cría de *B. cockerelli*. Medina y Mena (2007) reportaron que la temperatura óptima para su desarrollo es de 27 °C. Para Tran y Worner (2011), la temperatura óptima es de 26.9 °C y 27.1 °C en papa y tomate respectivamente, superiores a nuestra media general de 23.07 °C.

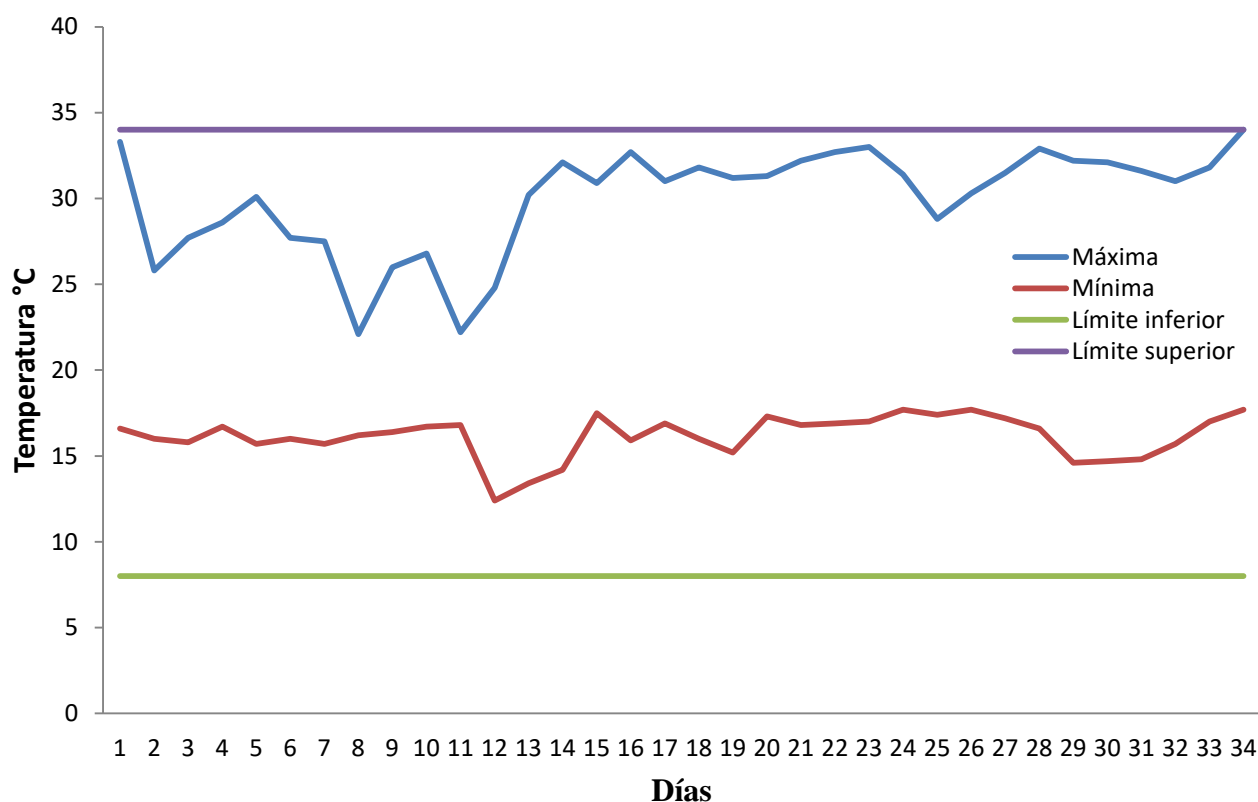


Figura 18. Comparación de los límites superior e inferior del umbral de desarrollo de *B. cockerelli* con el registro de las temperaturas máximas y mínimas del sitio de cría. Del 10 de octubre al 12 de noviembre del 2018, San Luis Beltrán, Oaxaca de Juárez.

Cuadro 8. Tiempo transcurrido y unidades de calor necesarias para el desarrollo de *Bactericera cockerelli* de la etapa de huevo hasta la emergencia del adulto sobre cuatro especies de solanáceas en San Luis Beltrán, Oaxaca de Juárez, Oaxaca.

Solanácea	Días	Unidades calor
<i>Solanum lycopersicum</i>	21 b	333.6 c
<i>Capsicum annuum</i> *	24 a	356.3 b
<i>Physalis ixocarpa</i>	24 a	380.3 a
<i>Solanum tuberosum</i>	17 c	255.8 d

Las medidas seguidas por la misma letra en la misma columna no difieren con la prueba de Kruskal-Wallis con una probabilidad del 0.05; *chile jalapeño.

Las unidades calor necesarias para el desarrollo de *B. cockerelli* en las cuatro solanáceas muestran diferencias significativas. La mayor cantidad de unidades calor se registró en *P. ixocarpa* con 380.3 días y la menor en *S. tuberosum* con 255.8 días (Cuadro 8). Tran & Worner (2011), reportaron 358 y 368 unidades calor en papa y tomate, respectivamente. Lo reportado por Tran & Worner (2011) y lo determinado en este trabajo, con respecto a *S. lycopersicum*, son valores semejantes, con 368 y 333.6 unidades calor respectivamente, pero en cuanto a *S. tuberosum*, existe una diferencia de un poco más de 100 unidades calor con lo reportado y lo obtenido, 358 y 255.8 respectivamente. Las unidades calor para el desarrollo de *B. cockerelli* en *S. tuberosum* obtenidas, se asemejan más a las requeridas por su parasitoide *T. triozae*, 243.9 (Vega-Chávez *et al.*, 2016). *B. cockerelli* requirió 17 días para su desarrollo sobre *S. tuberosum*, la menor cantidad observada en las cuatro solanáceas. El mayor número de días necesarios para su desarrollo fueron en *C. annuum* y *P. ixocarpa* con 24, presentando diferencia significativa con *S. lycopersicum* y *S. tuberosum*.

6.3. CRÍA DE *Tamarixia triozae*

Las temperaturas máximas y mínimas diarias registradas durante la cría de *T. triozae* (Figura 19), se encontraron dentro de los límites de los umbrales requeridos para su desarrollo, 4.8 °C y 35 °C para el umbral inferior y superior respectivamente Vega-Chávez *et al* (2016). Las temperaturas máximas diarias registradas estuvieron en el rango de 30.8 °C a 36.9 °C, con un promedio de 34.4 °C, valor menor al umbral superior de 35 °C. Las temperaturas mínimas

diarias registradas se mantuvieron en el rango de 15.2 °C a 21.2 °C, con un promedio de 18.0 °C, valor mayor al umbral inferior de 4.8 °C. El promedio de temperatura general durante la cría de *T. triozae* fue de 26.2 °C, cercana a la temperatura óptima para el desarrollo de su huésped *B. cockerelli* con 26.9 °C sobre *S. tuberosum* (Tran y Worner, 2011). Se observó un cambio de temperatura diario promedio de 16.3°C.

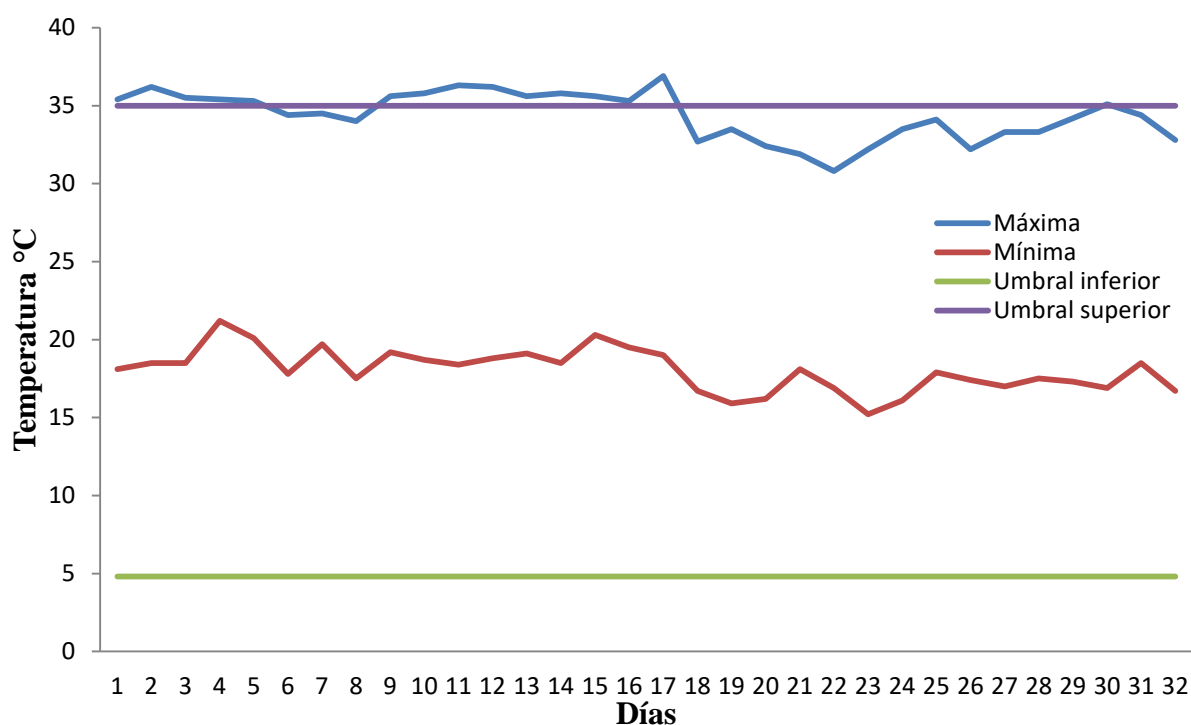


Figura 19. Comparación de los umbrales superior e inferior necesarios para el desarrollo de *T. triozae* con el registro de las temperaturas máximas y mínimas del sitio de cría. Del 28 de abril al 29 de mayo del 2019, San Luis Beltrán, Oaxaca de Juárez.

6.3.1. ESTIMACIÓN DEL TOTAL DE DÍAS Y UNIDADES CALOR

El total de días necesarios para el desarrollo de *T. triozae* fueron 12.0, 14.5 y 14.0 sobre *S. lycopersicum*, *C. annuum* y *S. tuberosum* respectivamente. En *S. lycopersicum*, *T. triozae* necesita el menor número de días, estadísticamente diferente a los necesarios en las otras dos solanáceas. Este valor de 12 días con una temperatura promedio de 26.2 °C durante su cría, es muy cercano a lo determinado por Vega-Chávez *et al.* (2016), 11.1 días con una temperatura constante de 25 °C en la cría de *T. triozae* sobre la misma solanácea y lo reportado por Rojas

Cuadro 9. Total de días y unidades calor (UC) necesarias para el desarrollo de *Tamarixia triozae* desde la oviposición hasta la emergencia del adulto sobre tres especies de solanáceas en San Luis Beltrán, Oaxaca de Juárez, Oaxaca.

Solanácea	Días	Unidades calor (UC)
<i>Solanum lycopersicum</i>	12.0 b	244.75 b
<i>Capsicum annuum</i> *	14.5 a	296.90 a
<i>Solanum tuberosum</i>	14.0 a	286.30 a

Las medidas seguidas por la misma letra en la misma columna no difieren con la prueba de Kruskal-Wallis con una probabilidad del 0.05; *chile de agua.

et al. (2014), 11.99 días en *S. lycopersicum* a 26 °C. Las solanáceas *C. annuum* y *S. tuberosum*, presentaron el mayor número de días necesarios, estadísticamente iguales, pero diferentes a lo reportado en *S. lycopersicum* por Vega-Chávez *et al.* (2016) y Rojas *et al.* (2014).

Respecto a las unidades calor (UC) necesarias para el desarrollo de *T. triozae* fueron 244.75, 296.90 y 286.30 sobre *S. lycopersicum*, *C. annuum* y *S. tuberosum* respectivamente. En *S. lycopersicum*, *T. triozae* necesitó el menor número de UC, estadísticamente diferente a las necesarias en las otras dos solanáceas. *C. annuum* y *S. tuberosum*, presentaron el mayor número de UC, estadísticamente iguales. De los tres valores obtenidos, solo *S. lycopersicum* con 244.75 UC se aproxima a las 243.9 UC reportadas por Vega-Chávez *et al.* (2016), requeridas para completar el ciclo de vida de este parasitoide.

6.3.2. PORCENTAJE DE PARASITISMO, EMERGENCIA Y PROPORCIÓN SEXUAL

El parasitismo obtenido de *T. triozae* sobre *B. cockerelli* en *S. lycopersicum*, *C. annuum* y *S. tuberosum* fueron 52.4%, 37.9% y 58.8% respectivamente (Figuras 20 y 21). Dichos porcentajes de parasitismo de *T. triozae* son inferiores a lo reportado por Lozano-Gutiérrez *et al.* (2019), quienes observaron hasta un 83 % de parasitismo en jitomate (*S. lycopersicum*) indeterminado variedad Cid bajo condiciones de invernadero. También con lo registrado por Morales-Alonso *et al.* (2017), con un 61 % de parasitismo sobre *B. cockerelli* de hembras de



Figura 20. Ninfas parasitadas de *B. cockerelli* por *T. triozae* sobre el haz de *C. annuum*, durante su cría en Oaxaca de Juárez, Oaxaca. Fotografía: Eliel Esaú Mesinas Matias.



Figura 21. Ninfas parasitadas de *B. cockerelli* por *T. triozae* sobre el envés de *S. lycopersicum* durante su cría en Oaxaca de Juárez, Oaxaca. Fotografía: Eliel Esaú Mesinas Matias.

T. triozae tratadas con abamectina (0.03 mg/l) durante la etapa de larva. Y por Trujillo-García *et al.* (2018), que encontraron una fluctuación de parasitismo de *T. triozae* alcanzando un porcentaje superior al 90 % de ninfas parasitadas en plantas de chile guajillo (*C. annuum*) en invernadero. Los resultados publicados por Salas-Araiza *et al.* (2014), indican una marcada abundancia de *B. cockerelli* como de *T. triozae* en cultivos de chile jalapeño (*C. annuum*) en comparación con variedades de tomates, datos distintos a los obtenidos en este trabajo donde *S. lycopersicum* y *S. tuberosum* muestran mayor presencia.

Cuadro 10. Porcentaje de parasitismo, de emergencia y proporción sexual de la cría de *Tamarixia triozae* sobre *Bactericera cockerelli* en tres especies de solanáceas en Oaxaca de Juárez, Oaxaca.

Solanácea	Porcentaje de parasitismo	Porcentaje de emergencia	Proporción sexual
<i>Solanum lycopersicum</i>	52.4%	94.3%	2.78
<i>Capsicum annuum</i>	37.9%	96.1%	2.05
<i>Solanum tuberosum</i>	58.8%	95.7%	2.29

El porcentaje de emergencia de *T. triozae* en *S. lycopersicum*, *C. annum* y *S. tuberosum* fueron 94.3%, 96.1% y 95.7% respectivamente (Cuadro 10), porcentajes mayores a lo reportado por Baños *et al.* (2015) en estudios de parasitismo de *Tamarixia radiata* parasitoide de *Diaphorina citri*, encontrando un porcentaje de emergencia hasta de 80.2.

La proporción sexual de *T. triozae* en *S. lycopersicum*, *C. annuum* y *S. tuberosum* fueron de 2.78, 2.05 y 2.29 respectivamente. Estos resultados son similares a lo determinado por Pérez-Bernal *et al.* (2018), que estudiaron la compatibilidad de dos insecticidas, azadiractina y flufenoxuron, con *T. triozae* en plantas de tomate, encontrando una proporción sexual de 2.0 para el parasitoide. La proporción sexual de *T. triozae* en las tres solanáceas fue mayor a lo determinado por los parasitoides recolectados en campo en Zimatlán de Álvarez con un valor de 1.37, *S. lycopersicum* lo duplicó en 2.78. Los datos obtenidos son ideales por lo deseable en el aumento de las hembras, con vistas a incrementar la obtención de descendientes, lo que contribuye a mantener alto el nivel de población en las unidades de cría (Baños *et al.*, 2015).

VII. CONCLUSIONES

Bactericera cockerelli está presente en los municipios de Ánimas Trujano, Santa Cruz Xoxocotlán, San Pedro Ixtlahuaca y Zimatlán de Álvarez en Oaxaca, afectando cultivos de tomate (*S. lycopersicum*), chile de agua (*C. annuum*) y miltomate (*P. ixocarpa*). El parasitoide *Tamarixia triozae* enemigo natural de *B. cockerelli* está presente en los Municipios de Santa Cruz Xoxocotlán y Zimatlán de Álvarez.

La cría de *B. cockerelli* se puede realizar en *S. lycopersicum*, *S. tuberosum* y *C. annuum*, necesitando menor cantidad de días y unidades calor (UC) en *S. tuberosum*. Es importante el control de la temperatura, la calidad y manejo de las plantas para su crecimiento y desarrollo.

Es posible la cría de *T. triozae* sobre ninfas de *B. cockerelli* alimentadas con *S. lycopersicum*, *S. tuberosum* y *C. annuum*, necesitando menor cantidad de días y unidades calor (UC) en *S. lycopersicum*, pero presenta mayor porcentaje de parasitismo en *S. tuberosum*. La calidad y disponibilidad del huésped, así como, el control de la temperatura dentro de los umbrales de desarrollo es importante para su cría.

VIII. RECOMENDACIONES

Hacer un análisis cualitativo y cuantitativo de los alcaloides presentes en la etapa utilizada de las solanáceas para determinar sus posibles relaciones con el crecimiento y desarrollo de *B. cockerelli* y *T. triozae*.

Capacitar a productores de la región para la cría de *T. triozae* y otros enemigos naturales.

Seguir con la cría de *T. triozae* en razas de chile de agua, tomates criollos y solanáceas silvestres de Oaxaca para estudiar su comportamiento.

Realizar la cría masiva y liberar poblaciones de *T. triozae* en cultivos a cielo abierto e invernadero y evaluar su comportamiento en zonas productoras de Oaxaca.

Hacer muestreos en otros municipios de Oaxaca para obtener una distribución más amplia de *B. cockerelli* y *T. triozae*.

Realizar la búsqueda y cría de otros enemigos naturales asociados a *B. cockerelli* en Oaxaca.

Aumentar el uso de productos orgánicos para el control de plagas y enfermedades en los cultivos y reducir el consumo de insecticidas sintéticos para dar condiciones favorables a los enemigos naturales.

Llevar a cabo el control de *B. cockerelli* con ayuda de *T. triozae* en principio como control biológico aumentativo, con mira a futuro de llegar a un control biológico por conservación, trabajando constantemente en mejorar las condiciones para su establecimiento.

Incorporar los enemigos naturales de *B. cockerelli* como *T. triozae* dentro del manejo integrado de plagas (MIP) para cultivos de solanáceas en Oaxaca.

IX. LITERATURA CITADA

- Baños D. H. L., Martínez R. M. A., Miranda C. L. & V. M. Ceballos. 2015. Validación de indicadores de calidad para la cría masiva de *Tamarixia radiata* Waterston (Hymenoptera: Eulophidae) en Cuba. *Revista Protección Vegetal*, 30: 3-10.
- Bujanos, M. R. & C. M. Ramos. 2015. El psílido de la papa y tomate *Bactericera* (=Paratrioza) *cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Triozidae): ciclo biológico; la relación con las enfermedades de las plantas y la estrategia del manejo integrado de plagas en la región del OIRSA. *Organismo Internacional Regional De Sanidad Agropecuaria*. San Salvador, El Salvador. 48 pág.
- Butler, C. D. & J. T. Trumble. 2012. The potato psyllid, *Bactericera cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Triozidae): life history, relationship to plant diseases, and management strategies. *Terrestrial Arthropod Reviews*, 5: 87–111.
- Cañón, B. T. L. & R. M. A. Menco. 2018. Estudio fitoquímico de la especie vegetal *Solanum crinitipes* Dunal (Solanaceae) y evaluación de uso como agente antimicrobiano. *Universidad de Ciencias Aplicadas y Ambientales*. Tesis de licenciatura. Bogotá. Colombia, 76 pág.
- Carreño, N., Vargas, A., Jimena, B. J. & S. Restrepo. 2007. Problemas fitopatológicos en especies de la familia Solanaceae causados por los géneros *Phytophthora*, *Alternaria* y *Ralstonia* en Colombia. Una revisión. *Agronomía Colombiana* 25: 320-329.
- Casal, J. & E. Mateu. 2003. Tipos de muestreo. *Revista de Epidemiología y Medicina Preventiva*, 1: 3-7.
- Cerna-Chávez, E., Hernández-Bautista, O., Ochoa-Fuentes, Y. M., Landeros-Flores, J., Aguirre-Uribe, L. A. & A. Hernández-Juárez. 2018. Morfometría de inmaduros y tablas de vida de *Bactericera cockerelli* (Hemiptera: Triozidae) de poblaciones del noreste de México. *Revista Colombiana de Entomología* 44: 53-60.
- Cerón-González, C., Lomeli-Flores, J. R., Rodríguez-Leyva, E. & A. Torres-Ruíz. 2014. Fecundidad y alimentación de *Tamarixia triozae* (Hymenoptera: Eulophidae) sobre el psílido de la papa *Bactericera cockerelli*. *Revista Mexicana de Ciencias Agrícolas*, 5: 893-899.
- Chataing, B., Cristancho N. B. & A. Usubillaga. 1998. Tratamiento tópico del Herpes Simplex, el Herpes Zoster y el Herpes Genital con una mezcla de alcaloides de Solanáceas. *Revista de Facultad de Medicina, Universidad de Los Andes*, 7: 30-35.

- Devine, G. J., Eza, D., Ogusuku, E. & M. J. Furlong. 2008. Uso de insecticidas: Contexto y consecuencias ecológicas. *Revista Peruana de Medicina Experimental y Salud Pública*, 25: 74-100.
- Fernandez-Arhex, V. & J. C. Corley. 2003. Biología el parasitoide *Ibalia leucospoides* (Hymenoptera: Ibalidae), enemigo natural de *Sirex noctilio* (Hymenoptera: Siricidae). *Patagonia Forestal*, 4:4-5.
- Frías-Treviño, G. A., V. Hernández-García, & L. A. Aguirre-Urbe. 2013. Importance of *Bactericera cockerelli*, *Empoasca* spp., and *Macrosteles* spp. for potato purple top epidemic. *Southwestern Entomologist*, 38: 49-56.
- Garzón-Tiznado, J.A., Cárdenas-Valenzuela, O. G., Bujanos-Muñiz, R., Marín-Jarillo, A., Becerra-Flora, A., Velarde-Félix, S., Reyes-Moreno, C., González-Chavira, M. & J. L. Martínez-Carrillo. 2009. Asociación de Hemiptera: Triozidae con la enfermedad “permanente del tomate” en México. *Agricultura Técnica en México*, 35: 58-69.
- Granados-Echegoyen, C., Pérez-Pacheco, R., Bautista-Martínez, N., Alonso-Hernández, N., Sánchez-García, J. A., Martínez-Tomas, S. H. & S. Sánchez-Mendoza. 2015. Insecticidal effect of botanical extracts on developmental stages of *Bactericera cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Triozidae). *Southwestern Entomologist*, 40: 97-110.
- Godfray, H. C. J. 1994. Parasitoids: Behavioral and Evolutionary Ecology. *Princeton University Press*. New Jersey, USA. 473 p.
- González-Hernández, A., Lomeli-Flores, R. & 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., Trumble, J. T., Stouthamer R. and T. D. Paine. 2008. A new huanglongbing species, “*Candidatus Liberibacter psyllaurous*,” found to infect tomato and potato, is vectored by the psyllid *Bactericera cockerelli* (Sulc). *Applied and Environmental Microbiology*, 74: 5862–5865.
- Hajek A. E. 2004. Natural Enemies. An Introduction to Biological Control. *Cambridge University Press*, 1-378.
- Hodkinson, I. D. 2009. Life cycle variation and adaptation in jumping plant lice (Insecta: Hemiptera: Psylloidea): a global synthesis. *Journal of Natural History*. 43: 65-179.

- Jervis, M. A., Heimpel, G. E., Ferns, P. N., Harvey, J. A. & N. A. C. Kidd. 2001. Life-history strategies in parasitoid wasps: a comparative analysis of 'Ovigeny'. *Journal of Animal Ecology*, 70:442-458.
- Lasalle, J. 1994. North American genera of Tetrastichinae (Hymenoptera: Eulophidae). *Journal of Natural History*, 28: 109-236.
- Leyva-López, N. E., J. C. Ochoa-Sánchez, D. S. Leal-Klevezas & J. P. Martínez-Soriano. 2002. Multiple phytoplasmas associated with potato diseases in Mexico. *Canadian Journal of Microbiology*, 48: 1062-1068.
- Liefting, L. W., Sutherland, P. W., Ward, L. I., Paice, K. L., Weir, B. S., and Clover, G. R. G. 2009a. A new '*Candidatus Liberibacter*' species associated with diseases of solanaceous crops. *Plant Disease*, 93: 208-214.
- Liefting, L.W., Weir, B.S., Pennycook, S.R. & G.R.G. Glover. 2009b. *Candidatus Liberibacter solanacearum*, associated with plants in the family Solanaceae. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology*, 59: 2274-2276.
- Long, T. J. 2001. Una semblanza de las solanaceae. *Etnobiología*, 1:18-24.
- Lozano-Gutiérrez, J., España-Luna, M. P., Lara-Herrera, A., Balleza-Cadengo, J. & J. M. Pinedo-Espinoza. 2019. Parasitismo de *Tamarixia triozae* Burks 1943 (Hymenoptera: Eulophidae) sobre ninfas de *Bactericera cockerelli* Sulc 1909 (Hemiptera: Triozidae) en condiciones de invernadero. *Entomología Mexicana*, 6: 266-270.
- Luna-Cruz, A., J. R. Lomelí-Flores, E. Rodríguez-Leyva, L. D. Ortega-Arenas & A. Huerta-de la Peña. 2011. Toxicidad de cuatro insecticidas sobre *Tamarixia triozae* (Burks) (Hymenoptera: Eulophidae) y su hospedero *Bactericera cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Psyllidae). *Acta Zoológica Mexicana*, 27: 509-526.
- Luna-Cruz, A., J. R. Lomelí-Flores, E. Rodríguez-Leyva, L. D. Ortega-Arenas, N. Bautista-Martínez, & S. Pineda. 2015. Toxicity and residual activity of insecticides against *Tamarixia triozae* (Hymenoptera: Eulophidae), a parasitoid of *Bactericera cockerelli* (Hemiptera: Triozidae). *Journal of Economic Entomology*, 1: 1-7.
- Marín, J. A., Garzón, T. J. A., Becerra, F. A., Mejía, A. C., Bujanos, M. R. & M. K. F. Byerly. 1995. Ciclo biológico y morfología del salerillo *Paratrioza cockerelli* (Sulc.) (Homoptera: Psyllidae) vector de la enfermedad permanente del jitomate en el Bajío. *Catie, Manejo Integrado de Plagas, Revista Técnica*, 38: 25-32.

- Martínez, A. M., Chavarrieta, J. M., S. I. Morales, K. B. Caudillo, J. I. Figueroa, O. Díaz, R. Bujanos, B. Gomez, E. Viñuela, & S. Pineda. 2015. Behavior of *Tamarixia triozae* females (Hymenoptera: Eulophidae) attacking *Bactericera cockerelli* (Hemiptera: Triozidae) and effects of three pesticides on this parasitoid. *Environmental Entomology*, 44; 3-11.
- Martínez, M., Vargas-Ponce, O., Rodríguez, A., Chiang F. & S. Ocegueda. 2017. Solanaceae family in Mexico. *Botanical sciences*, 95: 131–145.
- Medina, G. G. & J. C. Mena. 2007. Reporte agrometeorológico. *Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias*. Campo Experimental Zacatecas. Folleto informativo No. 35. Zacatecas, México, 40 pág.
- Morales, A. S. I., Martínez, A. M., Figueroa, J. I., Espino, H. A. M., Chavarrieta, Y. J. M., Ortíz R., Rodríguez, E. C. L. & S. Pineda. 2013. Parámetros de vida del parasitoide sinovigénico *Tamarixia triozae* (Hymenoptera: Eulophidae). *Revista Colombiana de Entomología* 39: 243-249.
- Morales-Alonso, S. I., Martínez-Castillo, A. M., J. I. Figueroa-De la Rosa, F. Tamayo-Mejía, E. Rodríguez-Leyva, J. M. Chavarrieta-Yáñez & S. Pineda-Guillermo. 2017. Parasitismo y alimentación de hembras de *Tamarixia triozae* (Burks) (Hymenoptera: Eulophidae) provenientes de larvas y pupas tratadas con distintos insecticidas. *Entomología mexicana*, 4: 150–155.
- Munyaneza, J. E. 2012. Zebra chip disease of potato: Biology, epidemiology, and management. *American Journal of Potato Research*, 89: 329–350.
- Murray, M. S. 2008. Using Degree Days to Time Treatments for Insect Pests. *Utah Pests, Fact Sheet*. Utah State University Extension and Utah Plant Pest Diagnostic Laboratory, 5 pág.
- Orozco, C. I., Beltrán, G. D., Porras N. & M. Nee. 2008. Listado de especies espinosas de *Solanum* L. (Leptostemonum, Solanaceae). *Biota Colombiana*, 9: 239-249.
- Pavlista, A. D. 2002. Potato (tomato) psyllids. *Nebraska Potato Eyes*, 14: 1-4.
- Pérez-Bernal, A. L., Morales-Alonso, S. I., Martínez-Castillo, A. M., Pineda-Guillermo, S., Chavarrieta-Yáñez J. M. & J. I. Figueroa-De la Rosa. 2018. Compatibilidad de dos insecticidas, azadiractina y flufenoxuron, con *Tamarixia triozae* Burks, 1943

- (Hymenoptera: Eulophidae), ectoparasitoide del psílido del tomate. *Entomología Mexicana*, 5: 164-169.
- Pletsch, D. J. 1947. The potato psyllid *Paratrioza cockerelli* (Sulc), its biology and control. *Montana Agricultural Experiment Station*, 446: 1-95.
- Quicke, D. L. J. 1997. Parasitic Wasps. *Chapman and Hall*. London, 470 p.
- Ramírez-Ahuja, M. L., Rodríguez-Leyva, E., Lomeli-Flores, J. R., A. Torres-Ruiz & A. W. Guzmán-Franco. 2017. Evaluating combined use of a parasitoid and a zoophytophagous bug for biological control of the potato psyllid, *Bactericera cockerelli*. *Biological Control*, 106: 9–15.
- Ríos-Casanova, L. 2011. ¿Qué son los parasitoides?. *Ciencia*, 20-25.
- Rodríguez-del Bosque, L. A. & H. C. Arredondo-Bernal (eds.). 2007. Teoría y Aplicación del Control Biológico. *Sociedad Mexicana de Control Biológico*, México. 303 p.
- Rojas, P., Rodríguez-Leyva, E., Lomeli-Flores, J. R. & T. X. Liu. 2014. Biology and life history of *Tamarixia triozae* (Hymenoptera: Eulophidae), a parasitoid of *Bactericera cockerelli* (Hemiptera: Triozidae). *Biocontrol*, 60: 27–35.
- Salas-Araiza, M. D., González-Marquez, M. A., Martínez-Jaime, O. A., Guzmán-Mendoza, R. & J. Pizano. 2014. Preferencia de *Bactericera cockerelli* (Sulc.) (Hemiptera: Psyllidae) y su parasitoide *Tamarixia triozae* (Burk) (Hymenoptera: Eulophidae) por diferentes solanáceas. *Entomología Mexicana*, 1: 814– 819.
- SENASICA. 2015. Manual de reproducción masiva de *Tamarixia radiata*, principal parasitoide del psílido asiático de los cítricos, vector del HLB. *Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria*. Colima, México, 61 p.
- Sierra-Muñoz, J. C., Siqueiros-Delgado, M. E., Flores-Ancira, E., Moreno-Rico, O. & J. L. Arredondo-Figueroa. 2015. Riqueza y distribución de la familia Solanaceae en el Estado de Aguascalientes, México. *Botanical Sciences* 93: 97-117.
- Teulon, D. A. J., Workman, P. J., Thomas, K. L. & M. C. Nielsen. 2009. *Bactericera cockerelli*: incursion, dispersal and current distribution on vegetable crops in New Zealand. *New Zealand Plant Protection*, 62: 136–144.

- Torres-Nagera, M. A., López-López, L. I., Cruz-Galicia, G. & S.Y. Silva-Belmares. 2013. Solanáceas Mexicanas: Una Fuente de Nuevos Agentes Farmacológicos. *Revista Científica de la Universidad Autónoma de Coahuila*, 5: 27-32.
- Tran, L.T., & S.P. Worner. 2011. Population phenology of tomato-potato psyllid (TPP) *Bactericera cockerelli* (Homoptera: Psyllidae) and the efficiency of selected natural enemies for its control. *Potato Industry R & D Research Committee Meeting*, Palmerston North, New Zealand. 121 pág.
- Trujillo-García, J., Lozano-Gutiérrez, J., Francisco, España-Luna, M. P., Lara-Herrera, A. & J. J. Balleza-Cadengo. 2018. Parasitismo de *Bactericera cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Psyllidae) en dos cultivares de chile guajillo en invernadero. *Entomología mexicana*, 5: 160-163.
- Vega-Chávez, J. L., Rodríguez-Leyva, E., Lomeli-Flores, J. R., Sánchez-Valdez, V. M., Cerna-Chávez, E. & L. A. Aguirre Uribe. 2016. Umbrales de Desarrollo de *Tamarixia triozae* Parasitoide del Psílido de la Papa. *Southwestern Entomologist*, 41: 1077-1084.
- Vega-Gutiérrez, M. T., Rodríguez-Maciel, J. C., O. Díaz-Gómez, R. Bujanos-Muñiz, D. Mota-Sánchez, J. L. Martínez-Carrillo, Á. Lagunes-Tejeda & J. A. Garzón-Tiznado. 2008. Susceptibilidad a insecticidas en dos poblaciones mexicanas del salerillo, *Bactericera cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Triozidae). *Agrociencia*, 42: 463-471.
- Vizcarra-Valdez, N. I., J. A. Sánchez-González, A. González-Hernández, & H.C. Arredondo-Bernal. 2012. Parámetros biológicos en el control de calidad en la producción masiva del parasitoide *Tamarixia radiata* (Waterston) (Hymenoptera: Eulophidae), pp. 132-137. En: Memoria del XXXV Congreso Nacional de Control Biológico. *Sociedad Mexicana de Control Biológico*. Noviembre de 2012, Puebla, Puebla, México.
- Vizcarra-Valdez, N. I., J. A. Sánchez-González, J. González-Cabrera, & H.C. Arredondo-Bernal. 2013. Determinación de la preferencia de alimentación de *Tamarixia radiata* (Waterston) (Hymenoptera: Eulophidae) sobre su huésped, pp.194-199. En: Memoria del XXXVI Congreso Nacional de Control Biológico. *Sociedad Mexicana de Control Biológico*. Noviembre de 2013, Oaxaca de Juárez, Oaxaca, México.
- Yang X.-B., Zhang Y.-M., Hua L., Peng L.-N., Munyaneza J. E., Trumble J. T. & T.X. Liu. 2010. Repellency of selected biorational insecticides to potato psyllid, *Bactericera cockerelli* (Hemiptera: Psyllidae). *Crop Protection*, 29: 1320-1324.

- Xiang-Bing Yang, M. Campos-Figueroa, A. Silva & D. C. Henne. 2015. Functional response, prey stage preference, and mutual interference of the *Tamarixia triozae* (Hymenoptera: Eulophidae) on tomato and bell pepper. *Journal of Economic Entomology*, 1: 1-11.
- Yefremova, Z., González-Santarosa G., Lomeli-Flores J. R. & N. Bautista-Martínez. 2014. A new species of *Tamarixia* Mercet (Hymenoptera, Eulophidae), parasitoid of *Trioza aguacate* Hollis and Martin (Hemiptera, Triozidae) in Mexico. *ZooKeys*, 368: 23–35.