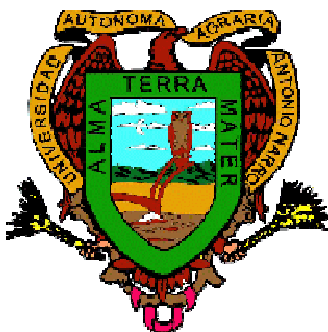


**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA  
ANTONIO NARRO**

**DIVISIÓN DE AGRONOMÍA**

**DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGÍA**



**EFECTO DE *Tamarixia sp* SOBRE NINFAS DE *Bactericera cockerelli*  
SULC BAJO CONDICIONES DE CAMPO EN JARILLA *Senecio salignus***

**Por:**

**ADEMIR TORRES MEZA**

**TESIS**

**Presentada Como Requisito Parcial Para Obtener El Título De:**

**INGENIERO AGRÓNOMO PARASITÓLOGO**

**Buenvista, Saltillo, Coahuila, México  
Mayo 2009**

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA  
ANTONIO NARRO

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGÍA

EFFECTO DE *Tamarixia sp* SOBRE NINFAS DE *Bactericera cockerelli* SULC BAJO  
CONDICIONES DE CAMPO EN JARILLA *Senecio salignus*

Por:

ADEMIR TORRES MEZA

TESIS

Que se somete a consideración del H. Jurado Examinador como requisito parcial para  
obtener el título de:

INGENIERO AGRÓNOMO PARASITÓLOGO

Aprobado por:

Asesor principal

MC. Jorge Corrales Reynaga

Sinodal

Sinodal

Dr. Oswaldo García Martínez

Ing. Ignacio Anselmo González Leal

Sinodal

MC. Rebeca González Villegas

COORDINADOR DE LA DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

Dr. Mario Ernesto Vázquez Badillo



Buenavista, Saltillo, Coahuila, México, Mayo de 2009  
División de Agronomía

## AGRADECIMIENTOS

A **Dios** por darme la oportunidad de nacer y vivir, por ser la luz que me ilumino en los momentos más difíciles de mi vida, el ser que guía mis pasos cada día al despertar, acompañándome en todo momento.

A mi “ALMA TERRA MATER” por darme la oportunidad de ser parte de esta institución pródiga y por dejarme realizar uno de los tantos sueños que están en mi mente.

Muy especialmente al MC. Jorge Corrales Reynaga, por su confianza para realizar este trabajo entre otros, por su disponibilidad, orientación, asesoría y por su gran apoyo manifestado en todo este tiempo al ayudarme en mi vida profesional, estoy muy agradecido gracias.

Al Dr. Juan Manuel Martínez Reyna, con el respeto que se merece un especial agradecimiento, por su amistad, motivación para seguir adelante y por darme su ejemplo a seguir muchísimas gracias.

Muy en especial a la MC. Rebeca Gonzales Villegas, por ayudarme desde mi llegada, por brindarme su confianza y su amistad, estoy sumamente agradecido muchas gracias por todo lo que has hecho por mí.

Al Dr. Oswaldo García Martínez. Por su disponibilidad de revisar este trabajo y por brindarme su amistad.

Al MC. Antonio Cárdenas Elizondo, por bríndame parte de su experiencia personal, así como sus consejos en la vida profesional y social.

A todos mis amigos y todos aquellos que me ayudaron en alguna forma les estoy muy agradecido gracias.

## DEDICATORIAS

### *A MIS PADRES CON CARÍÑO Y AMOR*

*Martha Meza Pimentel y Agustín Torres Meza*

*Les doy las gracias a mis padres por haber compartido sus consejos en bien mío, sus alegrías conmigo, su amistad y sobre todo su amor; por brindarme su confianza y ayudarme en mis estudios, por estar conmigo en los momentos más difíciles, aun que no estén juntos, los amo por darme la vida y nunca me cansaré de decirles que los amo y que son las personas más maravillosas.*

### *A MIS ABUELOS (AS) CON TERNURA Y AMOR*

*Ernestina (†) y José (†)*

*Agripina y Agustín (†)*

*A ellos les doy las gracias por darle la vida a mis padres y por brindarles los consejos que comparten hoy conmigo, pero más le doy gracias a mi abuelita Ernestina por todo el cariño y amor que me dio dándome sus consejos y sus regaños, aun cuando no la tengo sé que algún día dios nos permitirá estar juntos; así como a mi abuelito José que no conocí en vida se que también estaré con él y a mi abuelito Agustín que aun cuando no convivimos mucho tiempo me bastó para saber que era una bueno y le doy gracias por sus consejos y enseñanzas, y mi abuelita Agripina por su cariño y amor. Muchas gracias a todos los amo.*

### *A MI HERMANO CON CARÍÑO*

*Eloy Agustín Torres Meza*

*Le doy las gracias por ser mi hermano de confianza y a amigo, lo quiero mucho por estar conmigo te doy las gracias por quererme pero sobre todo por estar conmigo y cuidar a mi mami mientras no esté yo.*

### *A MI ESPOSA CON TODO MI AMOR*

*Martha Juárez Villaseñor*

*A ella, por su compañía y por estar siempre conmigo en los momentos más difíciles que hemos pasado los dos y por apoyarme en lo que decidí hacer. Así mismo por creer en mi persona., yo puse mis ojos en ella y le doy gracias por amarme a mí, porque la mujer siempre decide a quien amar le doy gracias por amarme y ser mi compañera fiel en su vida, te amo y siempre te amare mi vida.*

*A MIS PRIMOS (AS)*

*Hugo, José Marcos, Bulmaro, Adrian, José Francisco, Vianey, Yuri, Elba, Gerardo, Alfonso, Omar, Huber, Fiorela, Nabil, Graciela, Adriana, Carmela, Diego, Roberto, Daniel, Leobardo, Ebert, Elida, Noel, Luis, Victoria, Alejandro, Oscar.*

*A ellos por ser como mis hermanos ya que siempre me han apoyado, haciéndome reír y disfrutar de su compañía, gracias a ellos yo sigo adelante porque ellos me admiran y quieren ser como yo, es por eso, que les doy gracias porque cada día tengo ganas de seguir superando.*

*A MIS TÍOS(AS)*

*José Francisco, María de Jesús, Yolanda, Juan, Diocelina, Maximiliano, Eliazar, Bulmaro, Reyes, Consuelo, Rosario, Martin, Eugenia, Daniel, Teresa, Alejo, Diocelina, Abran, Javier, María, Dolores, Irma, Agustín.*

*A mi tíos (as) Pepe, María de Jesús, Bulmaro y Eliazar, Yola, Diocelina, porque más que unos tíos han sido como mis padres, a ellos los quiero mucho por cuidarme cuando era un niño y hasta la fecha gracias, por preocuparse cuando me enfermaba, cuando no comía y cuando estaba triste, es por eso que los quiero tanto por sus consejos y apoyo para terminar mi profesión. Ya todos mis tíos que no mencione para que no se me sientan, les doy las gracias, por no quererme como un hijo más de su familia a lo cual les agradezco mucho por sus consejos y su apoyo, muchas gracias por todo.*

*A MIS COMPAÑEROS(AS) Y AMIGOS(AS)*

*Juan Carlos, Ricardo, Juancho, Víctor, Tariacuri, Adolfo, Ismael, David, Alejandro, Armando, Gerardo, Amanda, Goyo.*

*Les doy gracias por ser mis amigos, por las carnes azadas que nos echamos y por el apoyo que tenemos gracias y les deseo lo mejor en sus vidas y que sigan progresando y su parándose cada en sus vidas.*

## ÍNDICE GENERAL

	Página
<b>ÍNDICE DE CUADROS</b> .....	x
<b>ÍNDICE DE FIGURAS</b> .....	xi
<b>INTRODUCCIÓN</b> .....	1
<b>REVISIÓN DE LITERATURA</b> .....	4
El cultivo de la Papa.....	4
Origen.....	4
Importancia económica.....	4
Ubicación taxonómica.....	5
Descripción botánica.....	6
Raíz.....	6
Hoja.....	6
Inflorescencia.....	6
Fruto.....	6
Tubérculo de la papa.....	6
Plagas de la Papa Vectores de Enfermedades.....	7
Afido de la papa ( <i>Macrosiphum euphorbiae</i> ).....	7
Pulgón verde ( <i>Myzus persicae</i> ).....	7
Chicharritas de la papa ( <i>Empoasca fabae</i> ).....	8
Pulgón saltador o salerillo ( <i>Bactericera cockerelli</i> ).....	8
Origen.....	8
Ubicación taxonómica.....	9
Distribución geográfica.....	10
Descripción morfológica.....	10
Huevo.....	10
Instares ninfales.....	10
Primer instar.....	10
Segundo instar.....	11
Tercer instar.....	11

Cuarto instar.....	11
Quito instar.....	12
Adulto.....	12
Biología y hábitos.....	13
Ciclo de vida.....	14
Hospederos.....	14
Importancia económica.....	16
Estrategias de control.....	17
Técnicas de monitoreo.....	17
Control cultural.....	19
Control químico.....	19
Plaguicidas en el medio ambiente.....	21
Insecticidas vegetales.....	22
Control legal.....	23
Control biológico.....	24
Importancia de la familia Eulophidae.....	24
Principales hospederos.....	25
<i>Tamarixia sp</i> Mercet.....	26
Origen.....	26
Ubicación taxonómica.....	26
Distribución geográfica.....	27
Hospederos.....	27
Descripción morfológica.....	28
Huevo.....	28
Larva.....	28
Pupa.....	28
Adulto.....	28
Biología y Hábitos.....	29
<b>MATERIALES Y MÉTODOS.....</b>	<b>30</b>
Ubicación de los sitios de estudio.....	30
Muestreo inicial.....	31
Liberación del parasitoide.....	33
Evaluación posliberación.....	34
<b>RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....</b>	<b>36</b>

Determinación del tamaño óptimo de la muestra.....	36
Efecto de la liberación del parasitoide <i>Tamarixia sp</i> sobre ninfas de <i>Bactericera cockerelli</i> (Sulc) en jarilla <i>S. salignus</i> (Asteraceae).....	38
Identificación de parasitoides emergidos de ninfas de <i>Bactericera cockerelli</i> .....	45
<b>CONCLUSIONES</b> .....	46
<b>LITERATURA CITADA</b> .....	47
<b>APÉNDICE</b> .....	51



ÍNDECE DE CUADROS

	Página
Cuadro 1. Ubicación de los cinco sitios para la liberación de <i>Tamarixia sp</i> en plantas silvestres de jarilla <i>Senecio salignus</i> con población de ninfas de <i>Bactericera cockerelli</i> .....	31
Cuadro 2. Número de adultos de <i>Tamarixia sp</i> efectivamente liberados por sitio de liberación.....	33
Cuadro 3. Tabla de frecuencia de muestreo para estimar el tamaño óptimo de muestra para evaluar el parasitismo de <i>Tamarixia sp</i> , bajo condiciones de campo, en jarilla <i>S. salignus</i> .....	37
Cuadro 4. Porcentaje de parasitismo antes de la liberación del parasitoide <i>Tamarixia. sp</i> y a los 7, 14, y 21 días después de la liberación.....	38
Cuadro 5. Identificación de parasitoides emergidos de ninfas de <i>Bactericera cockerelli</i> Sulc colectadas en los cinco sitios de evaluación.....	45

## ÍNDECE DE FIGURAS

	Página
Figura 1. Ubicación de los cinco sitios para la evaluación del parasitismo de <i>Tamarixia sp</i> sobre <i>Bactericera cockerelli</i> Sulc bajo condiciones de campo en jarilla <i>Senecio salignus</i> .....	31
Figura 2. Cápsulas con ninfas de <i>B. cockerelli</i> parasitadas por <i>Tamarixia sp</i> colectadas en los sitios de liberación en campo en jarilla <i>Senecio salignus</i> .....	35
Figura 3. Porcentaje del parasitismo corregido de <i>Tamarixia sp</i> (Mercet) sobre la población de ninfas de <i>Bactericera cockerelli</i> (Sulc) en las áreas de liberación, bajo condiciones de campo, en jarilla <i>Senecio salignus</i> .....	41
Figura 4. Tendencia de parasitismo de <i>Tamarixia sp</i> sobre en relación a la dirección del viento en Hidalgo, Galeana, N.L .....	42
Figura 5. Tendencia de parasitismo de <i>Tamarixia sp</i> sobre en relación a la dirección del viento en San Joaquín, Galeana, N.L.....	43
Figura 6. Tendencia de parasitismo de <i>Tamarixia sp</i> sobre en relación a la dirección del viento del Cuije, Galeana, N.L.....	44

## INTRODUCCIÓN

Según el Servicio de Información y Estadística, Agroalimentaria y Pesquera (SIAP) de la Secretaría de Agricultura, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación (SAGARPA, 2004) el cultivo de papa (*Solanum tuberosum* L.) se realiza actualmente en 25 estados de la República Mexicana, durante todo el año, tanto en el ciclo de primavera-verano como en el de otoño-invierno.

Los principales estados productores por orden de importancia, son: Sinaloa (20.3 % de la producción nacional), seguido de Chihuahua (14.1 %), Sonora (11.4%), Nuevo León (9.5 %), Guanajuato (7.5 %), Estado de México (7.4 %), Jalisco (5.2 %), Coahuila (5.0 %), Michoacán (4.9 %), Puebla (4.4 %) y Veracruz (3.9 %); estos 11 estados concentran el 93.6 % de la producción nacional, en tanto que los restantes 14 sólo produjeron el 6.4 % de la producción (CONPAPA, 2004).

Este cultivo es afectado por una gran cantidad de factores, los cuales limitan la producción y calidad de los tubérculos, entre estos sobresalen los insectos, nematodos, malezas y enfermedades. Actualmente una de las principales enfermedades que afecta al cultivo es conocida como punta morada, misma que se encuentra distribuida en Canadá, Estados Unidos de Norte América, Centro y Sudamérica (Salazar, 2002).

En México se documentó la presencia del salerillo ó pulgón saltador, *Bactericera* (= *Paratrioza*) *cockerelli* (Sulc) (Hemiptera: Sternorrhyncha), en 1947, con efecto en solanáceas en Durango, Estado de México, Guanajuato, Michoacán y Tamaulipas (Plesch,

1947). A partir de los 70's esta especie es una plaga primaria de la papa, chile (*Capsicum* spp.) y jitomate (*Lycopersicon esculentum* Mill.) (Garzón *et al.*, 1992; Garzón, 2003).

*B. cockerelli* ocasiona daños directos a la planta al succionar la savia (Munyanza *et al.*, 2007), e indirectos al transmitir fitoplasmas (Garzón *et al.*, 2004), mismos que producen la punta morada en papa o permanente del tomate en jitomate (Garzón, 2002; Garzón *et al.*, 2005). Sus síntomas se deben a la interferencia de los fitoplasmas con el transporte de nutrientes, a los daños mecánicos ocasionados por la alimentación, y a las toxinas que inyectan los adultos al alimentarse (List y Daniels 1934; Garzón, 1984; Munyanza *et al.*, 2007).

Debido a la presencia de algunas de estas plagas en regiones productoras de hortalizas del centro y altiplano de San Luis Potosí, los productores, en coordinación con la SAGARPA, han implementado acciones de manejo que incluyen el uso de *Chrysoperla carnea* (Stephens) (Neuróptera: Chrysopidae) y de bioinsecticidas, como los extractos de amargosa, *Azadirachta indica*. Además, se aplican medidas de control legal sustentadas en la Norma Oficial Mexicana NOM-081-FITO- 2001, que se refiere al manejo y eliminación de focos de infestación de plagas mediante el establecimiento o reordenamiento de fechas de siembra y destrucción de residuos de cosecha (SAGARPA, 2001).

Con la finalidad de minimizar daños económicos en los cultivos atacados por este insecto, se considera básico el monitoreo de la población, para diseñar las estrategias a seguir en cada una de las etapas vegetativas del cultivo. El uso de trampas pegajosas de colores se emplean para cuantificar y detectar la población de *B. cockerelli*.

Compere (1943) afirma que el control biológico, aun cuando no se ha utilizado en este cultivo en México, representa una estrategia de gran potencial para el control del pulgón

saltador. Se ha reportado que existen diferentes enemigos que inciden en forma natural sobre poblaciones del psílido como *Metaphycus psillidis* (Himenoptera: Encyrtidae), *Aphis lion* (Neuroptera: Chrysopidae), la chinche ojona (*Geocoris decoratus* y *Nabis fesus*), *Hippodamia convergens*, Guer (Coleoptera: Coccinellidae), entre otros. Este tipo de control ayuda a regular las poblaciones de las principales plagas por los parasitoides, depredadores, etc.

El principal parasitoide de ninfas del pulgón saltador es la avispa *Tamarixia triozae* Bursk (Hymenóptera: Eulophidae), que registra buenos niveles de parasitismo con poblaciones nativas del parasitoide en las diferentes regiones productoras de solanáceas, lo cual constituye un elemento del control biológico natural de esta especie (Johnson, 1971).

*T. triozae* ha sido registrada sobre otros psílicos en Norteamérica como: *Arytaina minuta* Crawf., *Calophya californica* Schw, *C. nigrella* Jensen, *C. triozomima* Schw, *Euphalerus vermiculosus* Crawf, *Pexopsylla cercocarpi* Jensen, *Paratrioza cockerelli* (Sulce), *Trioza albifrons* Crawf y *T. baemeri* Tuthill (Jensen, 1957). A pesar de que se ha señalado que en condiciones naturales este parasitoide no llega a controlar exitosamente al psílido de la papa (Johnson, 1971), se pueden establecer crías masivas de este organismos e incorporarlo en programas de control biológico por aumento.

El objetivo de la presente investigación fue determinar el tamaño óptimo de la muestra de la población de ninfas de *B. cockerelli* en campo y evaluar el efecto de la liberación de *Tamarixia sp* Mercet sobre la población ninfas de *B. cockerelli* Sulc invernantes, en condiciones de campo, en jarilla *Senecio salignus*, antes del inicio del ciclo de cultivo de la papa, así como la identificación de parasitoides emergidos de ninfas parasitadas en campo.

**Palabras Clave:** Cultivo de Papa, Control biológico, Parasitoide, *Tamarixia sp*, *Bactericera cockerelli*, hospedero alterno, jarilla *Senecio salignus*.

## REVISIÓN DE LITERATURA

### El Cultivo de la Papa

#### Origen

Algunos autores afirman que el centro de origen de la papa son las tierras altas del Perú, más precisamente en el área comprendida entre el Cuzco y los alrededores del Lago Titicaca, extendiéndose hacia Bolivia, Chile, Argentina, norte de Ecuador, Venezuela, Centro América y México (Hardenburg y Wad, 1990). Así mismo, también se menciona que México puede ser uno de los centros de origen del cultivo, ya que desde hace mucho tiempo, los nativos consumían papa en forma silvestre.

#### Importancia Económica

La papa es una hortaliza muy importante, no solo por la superficie que anualmente se cultiva, sino por la cantidad de carbohidratos que aporta a la alimentación del pueblo mexicano. Es una de las hortalizas que proporciona fuentes muy significativas de energía como alimento de uso tradicional, y en México ocupa el segundo lugar en cuanto a la producción por unidad de superficie de proteína diaria, después de la soya (Barreiro, 1998).

Actualmente en México se siembran alrededor de 63, 919 hectáreas, de las cuales 59, 530 se cultivan en 12 estados, quienes aportan 60 % de la producción nacional, y las 4, 389 en el resto del país (CONPAPA, 2004); en total se obtiene una producción aproximada de 1, 350, 000 ton, mismas que permiten satisfacer las demandas del consumo interno (Rangel, 1998).

En estos últimos años, el principal productor, a nivel nacional, ha sido Sinaloa, y el principal productor a nivel mundial China. De la producción total nacional, cerca de 73 % se destina al consumo fresco, 10 % para uso industrial y el restante 17 % es utilizado como semilla para siembra en los próximos ciclos. El consumo per-cápita en México se ha ido incrementando poco a poco, porque del 2000 al 2001, el consumo promedio se incrementó hasta alcanzar los 16.5 Kg. (INFORMER 2002).

#### Ubicación Taxonómica

La ubicación taxonómica de esta planta de acuerdo a Báez, (1983), es la siguiente:

Reino..... Plantae

Subreino..... Embryophyta

División..... Spermatophyta

Clase..... Angiosperma

Sub-clase..... Dicotiledonea

Orden..... Tubiflorales

Familia..... Solanaceae

Tribu..... Solaneae

Género..... *Solanum*

Epíteto específico..... *tuberosum* L.

## Descripción Botánica

Planta suculenta, herbácea, que presenta tubérculos (tallos subterráneos), los cuales se desarrollan al final de los estolones que nacen del tallo principal. Los tallos aéreos son de sección angular, y entre las axilas de las hojas y los tallos se forman ramificaciones secundarias.

**Raíz.** Se desarrollan en verticilo, en los nudos del tallo principal; su crecimiento primero es vertical dentro de la capa de suelo arable y luego horizontal de 25-50 cm, y algunas veces, cuando el suelo lo permite, es nuevamente vertical hasta 90 cm.

**Hoja.** Son alternas, igual que los estolones. Las primeras hojas tienen aspecto de simples, luego vienen las hojas compuestas, imparipinnadas con 3-4 pares de hojuelas laterales y una hojuela terminal. Entre las hojuelas laterales hay hojuelas pequeñas de segundo orden.

**Inflorescencia.** Es cimosa; las flores son hermafroditas, tetracíclicas, pentámeras; el cáliz es gamosépalo lobulado; la corola es rotácea pentalobulada de color blanco al púrpura, con cinco estambres. Cada estambre posee dos anteras de color amarillo pálido, amarillo más fuerte o anaranjado, que producen polen a través de un tubo terminal; gineceo con ovario bilocular.

**Fruto.** Es una baya bilocular de 15-30 mm de diámetro, color verde, verde-amarillento o verde azulado. Cada fruto contiene aproximadamente 200 semillas.



Tubérculo de la papa. Es un tallo subterráneo ensanchado. En la superficie posee yemas axilares en grupos de 3-5 y protegidas por hojas escamosas (ojos).

Una yema representa una rama lateral del tallo subterráneo. El tubérculo es un sistema morfológico ramificado; los ojos de los tubérculos tienen una disposición rotada alterna desde el extremo proximal del tubérculo (donde va inserto el estolón) hasta el extremo distal, donde los ojos son más abundantes. La yema apical del extremo distal es la que primero se desarrolla y domina el crecimiento de todas las otras (dominancia apical).

### **Plagas de la Papa Vectores de Enfermedades**

El cultivo de la papa es atacada por un gran número de plagas, las cuales atacan el follaje, tallos, estolones y tubérculos, afectando el rendimiento. Además, a través de heridas pueden aparecer enfermedades causadas por hongos, bacterias, nemátodos; otro aspecto son las plagas que succionan savia y transmiten enfermedades virales difíciles de controlar (Calderón, 1978).

El áfido de la papa *Macrosiphum euphorbiae* (Hemiptera: Sternorrhyncha) es un insecto de amplia distribución; también se conoce como áfido o pulgón rosa y verde de la papa, debido a que presenta estos dos colores. Tanto las ninfas como los adultos causan daño al succionar la savia del follaje, especialmente del meristemo terminal. Además, este pulgón puede transportar y transmitir de plantas enfermas a plantas sanas, los virus que ocasionan el enrollamiento foliar, el mosaico suave, el mosaico rugoso, el tubérculo ahusado y el enanismo moteado (Bovey, 1977).

El pulgón verde *Myzus persicae* (Hemiptera: Sternorrhyncha) coloniza la papa en muy poco tiempo, pero los daños que ocasiona por su parasitismo son despreciables en comparación con la transmisión de virus, los cuales acarrearán problemas más graves todavía. También perjudican a las plantas al succionar savia de los tejidos, provocando enchinamiento; por otro lado, excreta una mielecilla que es apta para la formación de colonias de hongos (Urias *et al.*, 1992).

Las Chicharritas de la papa *Empoasca fabae* (Hemiptera: Sternorrhyncha) causa daño tanto por las ninfas como por los adultos, al alimentarse en el envés de las hojas, chupándole los jugos y se manifiesta por una ligera coloración amarillenta en la punta de las hojas, después, esta paulatinamente se vuelve oscura, se arruga hacia arriba y finalmente muere. En climas secos, estos síntomas se detectan rápidamente (CIP, 1985).

### **Pulgón saltador o salerillo (*Bactericera cockerelli* Sulc)**

#### Origen

Se descubrió por primera vez en 1909, por Cockerell, en el estado de Colorado, por esta razón se considera que el centro de origen de *P. cockerelli* es el Oeste de Estados Unidos de Norte América a excepción de Oregón y Washington (Richards, 1927).

Garzón *et al.*, (2004) señala que en México este insecto está reportado desde 1947, por Plestch quien lo reporta en los estados de Durango, Tamaulipas Y Michoacán; posteriormente se detectó en los estados de México, Guanajuato, y 12 estados más.

### Ubicación Taxonómica

En reconocimiento, el Dr. Sulc lo nombro científicamente como *Trioza cockerelli*, (Crawford, 1911) quien asignó más adelante la especie al género *Paratrioza* que él propuso en 1910 (Stoetzel, 1989).

De acuerdo a Borror *et al.*, (2005) la ubicación taxonómica del psílido de la papa es la siguiente:

Reino..... Animal

Phylum..... Artrópoda

Clase..... Hexápoda

Orden..... Hemíptera

Suborden..... Sternorrhyncha

Familia..... Psyllidae

Género..... *Bactericera*

Especie..... *cockerelli* Sulc

Bayer (2005), se refiere al psilido de la papa como *Bactericera cockerelli* Sulc. y cita como sinonimia de esta especie a *Triozae cockerelli* Sulc., *Paratriozae cockerelli* (Sulc).

### Distribución Geográfica

Tiene amplia distribución en el mundo, centrándose en Canadá y Centro América. En México se encuentra en todas las áreas tomateras, paperas y chileras del país.

### Descripción Morfológica

Huevo. Son pedunculados, de forma oval, color anaranjado-amarillento, corion brillante y una mancha anaranjada en uno de sus extremos (Marín, 2002); presenta en uno de sus extremos un pequeño filamento, con el cual se adhiere a la superficie de las hojas (Garzón, 2003). List (1939), menciona, que los psílicos ovipositan generalmente en los bordes de las hojas, de donde se dispersan, a veces, a porciones de la planta.

Instares ninfales. Presenta cinco estadios de forma oval, aplanados dorso-ventralmente, con los ojos bien definidos. Las antenas presentan sensilias 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 (Martín, 2002).

Primer instar. Las ninfas presentan una coloración anaranjada. Las antenas tienen los segmentos basales cortos y gruesos y se van adelgazando hasta finalizar en un pequeño segmento con dos setas sensoriales; ojos notorios tanto en vista dorsal como ventral, con

tonalidad anaranjada. Tórax con paquetes alares poco notables. La segmentación en las patas es poco visible. La división del cuerpo no está bien definida (Garzón, 2003).

Segundo instar. A partir de este estadio, 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 ésta, dos setas sensoriales. 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, 2002).

Tercer instar. Se definen perfectamente las constricciones del cuerpo; la cabeza es amarilla, las antenas se adelgazan en la parte media para terminar con dos setas sensoras; la coloración de los ojos es rojiza, se observa en el tórax con mucha facilidad los dos pares de alas en el mesotórax y metatórax; éste es de color verde amarillento; el abdomen es amarillo y es mas redondo inmediatamente abajo del segundo par de alas (Becerra, citado por Avilés *et al.*, 2002).

Cuarto instar. La cabeza y las 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 aprecian, en la parte terminal de las tibias posteriores, dos espuelas, así como 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 tiene un par de espiráculos. La separación entre el tórax y abdomen es notoria (Marín, 2004).

Quinto instar. La cabeza y abdomen son de color verde claro; el tórax con una tonalidad más oscura; las antenas están divididas en dos partes por una hendidura muy marcada, la parte basal es gruesa y la apical es filiforme, presentan seis sensilias placoidales muy visibles; los ojos se tornan de color guinda, presentan tres espuelas en la parte terminal de las tibias posteriores y dos segmentos tarsales y un par de uñas; el abdomen es de forma semicircular (Becerra, citado por Avilés *et al.*, 2002).

Adulto. Al emerger el adulto presenta una coloración verde-amarillenta; es inactivo, alas blancas que, al paso de tres o cuatro horas, se toman transparentes. La coloración del cuerpo pasa de ligeramente ámbar a café oscuro o negro. 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; y venación propia de la familia. El abdomen en las hembras presentan cinco segmentos visibles más el segmento genital; éste 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. Los machos presentan 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 las valvas genitales con estructuras en forma de pinza que caracteriza a este sexo (Marín, 2004). Las hembras depositan 510 huevecillos durante su ciclo de vida y pueden vivir tres veces más que los machos (Wallis, 1955 citado por Avilés *et al.*, 2002).

## Biología y Hábitos

Aunque hay mucho por conocer de su comportamiento, se ha podido observar que al acumular 60 - 80 unidades calor (UC), las hembras ovipositan en el envés de las hojas medias e inferiores de la planta, lugar en que también se localizan las ninfas, que generalmente están adheridas en un solo lugar de la hoja, aunque a veces se les encuentra desplazándose en la misma, buscando mayor ventilación y temperatura. Los adultos se encuentran en cualquier parte de la planta, ubicándose en el envés de las hojas inferiores al amanecer, al atardecer y cuando el día está nublado o lluvioso. Cuando el día está soleado, el adulto gusta de la energía solar, y por lo tanto, se le puede ubicar en el envés de las hojas altas y medias hasta en el haz de las hojas más altas de la planta (Castellanos, 2004).

Los psílidos se localizan en el envés de las hojas hospederas, presentan metamorfosis incompleta, ya que su ciclo de vida pasa por los estados de huevecillo, ninfa y adulto. La hembra deposita los huevecillos principalmente en las orillas o bajo los lados de las hojas en las partes sombreadas de las plantas, depositando aproximadamente 300 huevecillos durante su ciclo vital (Wallis, 1951).

Según Knowlton, (1933) las poblaciones del psílido aumentan con más rapidez a temperaturas de 15.56 y 21.11 °C; además comenta que los psílidos aumentan la densidad de las poblaciones a fines de otoño y principio de invierno, pero que dejan de reproducirse temporalmente en enero, debido a que las temperaturas son más bajas. El movimiento de los

psílicos a grandes distancias depende de las corrientes de aire. Reporta capturas a alturas de 1,200 msnm, atrapando gran número a 600 msnm en el norte de Colorado, Wyoming, Nebraska y Montana; estas poblaciones son las principales fuentes que originan los brotes de psílicos.

#### Ciclo de Vida

Según Marín *et al.*, (2002), el ciclo biológico requiere 355.81 UC promedio (huevecillo-adulto) con una temperatura mínima base de 7 °C; el primer instar requiere 71.72 UC; el segundo, 53.68 UC; el tercero, 47.58 UC; el cuarto, 54.40 UC; el quinto, 47.92 UC; y el adulto, 80.51 UC. Señala que después de la eclosión *B. cockerelli* pasa por cinco estadios ninfales hasta llegar al adulto.

List (1939) afirma que el insecto completó su ciclo biológico en aproximadamente 30 días, sin indicar la temperatura a la que se mantuvo, ni las unidades calor requeridas por el insecto; la proporción sexual obtenida, fue de 1:1. Montero (1994), menciona que este insecto requiere de 20 a 23 días de huevecillo a adultos, dándose la máxima emergencia de adultos a los 21 y 22 días. List (1939), encontró que 26.67 °C es la mejor temperatura para el desarrollo de los psílicos.

#### Hospederos

El psílico de la papa tiene un amplio rango de hospederas cultivadas y silvestres. Este insecto ataca a la familia Solanaceae, principalmente chile (*Capsicum spp*), papa (*S. tuberosum*) y jitomate (*L. esculentum*) que son los preferidos por las hembras para depositar sus huevecillos. Se considera que el ciclo biológico de este insecto no varía en los cultivos de



papa y tomate; sin embargo, el estado ninfal es más prolongado en especies de plantas que no pertenecen a la familia antes señalada, tal es el caso de algunas especies de maleza que son hospederas (Garzón, 2003). Por otra parte Sánchez y Almeida (2004), mencionan que solo en el polocote *Helianthus spp.* se ha detectado la presencia del fitoplasma.

Knowlton y Thomas (1934), divulgaron que las plantas de la papa eran el anfitrión preferido para que la hembra del psílido ponga sus huevos en comparación con otros anfitriones de la familia Solanaceae; la vida ninfal es considerablemente más larga en malezas como las enredaderas.

Wallis (1946), señala que las plantas hospederas preferidas son las de ornato que se conocen como farol chino *Physalis francheti* y el cardo equino *Solanum carolinense*. También se alimentan en gran número del cardo búfalo *Solanum rostratum* y de especies de cereza silvestre *Physalis* y viña matrimonial *Lycium*. En Texas y Nuevo México, los psílicos invernan como adultos sobre la maleza sombra de noche (Howard y Marion, 1979). Janes (1938), reporta tres plantas nativas importantes para *P. cockerelli* que son: *Lycium carolinianum* walt, var. *Quadrifidum*, *Physali mollis* nutt. y *Solanum triquetrum*.

Aunque el psílido se encuentra principalmente en la familia Solanaceae, también es hospedada por algunas especies de las familias: Amaranthaceae, Asclepiadaceae, Asteraceae, Brassicaceae, Violaceae, Chenopodiaceae, Convolvulaceae, Fabaceae, Lamiaceae, Ranunculaceae, Rosaceae, Salicaceae, Scrophulariaceae y Zygophyllaceae ( Pletsch, Wallis, citados por Aviles *et al .*, 2003).

Vargas (2005), encontró 32 especies de malezas donde capturó adultos de *B. cockerelli* durante un año de muestreo en malezas aledañas al cultivo de la papa, las cuales fueron: *Gimnosperma glutinosu* , *Brickellia veronicaefolia*, *Sonchus oleraceus*, *Heliantus laciniatus*, *Partenium incanum*, *Siguiera dentata*, *Conyza bonariensis*, *Tithonia tubaeformis*, *Flourensia cernua*, *Hymenoxys odorata*, *Ageratina wrightii*, todas las anteriores de la familia Asteraceae; *Forestiera angustifolia* (Oleaceae), *Asistida curvifolia* (Poaceae), *Stipa eminens* (Poaceae), *Triticum estivum* (Poaceae), *Eruca sativa* (Brassicaceae), *Salvia lanceolata* (Lamiaceae), *Asphodelus Fistulosus* (Liliaceae), *Roseda luteola* (Resedaceae), *Ipomoea purpurea* (Convolvulaceae), *Salsola tragus* (Chenopodiaceae) *Pronus cercocarpifolia* (Rosaceae), *Mentzelia multiflora* (Loasaceae), *Larrea tridentata* (Zygophyllaceae), y de las malezas anteriores *Flourensia cernua*, *Partenium incanum*, *Pronus cercocarpifolia* y *Reseda luteola* resultaron positivas a fitoplasma.

#### Importancia Económica

Garzón *et al.*, (2004), mencionan que México es el único país donde se ha reportado a *B.cockerelli* Sulc como vector de fitoplasma, ya que la literatura en general asocia a este insecto con daños fisiológicos en las plantas de papa y tomate.

Existen dos tipos de daños, el toxinífero o directo y el indirecto como transmisor de fitoplasma. La toxina en la saliva de *B. cockerelli* es una sustancia que daña a células que producen clorofila en las hojas de las plantas y que dan el color verde a estas, lo que hace que las plantas se vean amarillentas y raquílicas. Por otro lado, el fitoplasma es un organismo procariótico infeccioso, submicroscópico, que carecen de un núcleo organizado y limitado por una membrana, más grande que un virus, éstos son pleomórficos. No obstante, el daño que

causa *B. cockerelli* Sulc en papa con la toxina inyectada, no ha sido importante para la agricultura nacional, pero de lo que se tienen que cuidar los agricultores paperos es de la transmisión de un patógeno llamado fitoplasma que ha diezmado la producción de papa en México en un 45 %, a nivel nacional, causando en estos momentos más pérdidas que los virus transmitidos por insectos vectores (Garzón, 2002).

Esta plaga en México se ha reportado en el noreste, como plaga potencial de la papa, el Bajío y Valle de Villa Arista, San Luis Potosí, afectando al cultivo del tomate. También se tiene conocimiento de la presencia de esta plaga en la región papera de Arteaga, Coahuila, área chilera de Delicias, Chihuahua, así como en Nayarit y Sinaloa (Nava, 2002).

En papa las plantas infectadas producen pocos tubérculos y las pérdidas son del 20 a 50 %; además, se ha detectado que los tubérculos cuando se encuentran almacenados brotan prematuramente. Este daño ocurre si la planta es atacada durante las primeras etapas de su desarrollo (Ferguson *et al.*, 2001).

### **Estrategias de Control**

Con la finalidad de evitar daños económicos en los cultivos atacados por este insecto, se considera como básico el monitoreo de la población, con la finalidad de diseñar las alternativas a seguir en cada una de las etapas vegetativas del cultivo. Un manejo integrado de los psílidos es indispensable (Avilés *et al.*, 2002).

## Técnicas de Monitoreo

Castellanos (2004), menciona, que el monitoreo puede ser, físico directo, en trampas de agua y trampas amarillas con pegamento.

En el primer caso, que es el monitoreo directo, se recomienda iniciar la búsqueda de psílido de la papa cuando a salido plenamente el sol, porque fácilmente se puede observar a simple vista y los huevecillos y las ninfas con lupa. El adulto se puede localizar fácilmente entre las 10 y las 18 hrs en días soleados (Castellanos, 2004).

En el segundo caso, trampas de agua, se requiere colocar cuando menos cuatro recipientes amarillos con agua en las cabeceras y cuatro en medio de la parcela y realizar la identificación y contabilización diaria de los insectos atrapados (Castellanos, 2004).

En el caso de las trampas amarillas con pegamento, estas se colocan en cada punto cardinal por hectárea, tanto en las orillas como en el centro de la parcela, con el propósito de identificar el movimiento del adulto dentro del cultivo y su arribo desde los hospederos o de otros cultivos vecinos, realizando, cuando menos cada tres días el conteo correspondiente en las trampas (Castellanos, 2004). Dentro de las alternativas, el uso de trampas de colores para detectar la población de *B. cockerelli* Sulc. con la finalidad de cuantificar la población de insectos; asimismo, se considera que esta alternativa puede ser de gran ayuda, ya que aquellos insectos que se encuentren adheridos en la trampa no volverán hacer daño en el cultivo hospedante (Avilés *et al.*, 2002).

Amhed (1999), determinó que el color anaranjado-neón con la película plástica clara y cubierto con una capa delgada de Enredar-Atrape, es considerablemente más atractiva a *B. cockerelli* que otros colores.

Es importante remarcar que los síntomas de la enfermedad se detectan primeramente en los bordes del cultivo y posteriormente hacia el centro, por lo tanto las capturas de los vectores se realizan en las orillas del cultivo y principalmente mediante redazos (Sánchez y Almeida, 2004).

#### Control Cultural

Hartman, citado por Avilés (2002), señala que los cultivos de papa en etapas tempranas son severamente afectados por el psílido de la papa, mientras que los tardíos son menos afectados. Lo anterior indica que es necesario generar información referente al comportamiento del insecto para conocer cuáles son las etapas más susceptibles al ataque de este insecto.

Algunos autores señalan que el suelo y la fertilización pueden ayudar a disminuir los daños ocasionados por este insecto. Se considera que si una planta se encuentra sana es difícil que sea atacada severamente por las plagas (Avilés *et al.*, 2002).

#### Control Químico

Una de las alternativas para el control de insectos es el método químico, donde el efecto es inmediato; sin embargo, es necesario saber utilizarlo para evitar el incremento de contaminantes en el medio ambiente (Avilés *et al.*, 2002).

Sánchez y Almeida (2004), reportan que se implementan técnicas para el control de esta plaga; sin embargo, existen reportes que en el periodo de otoño-invierno las poblaciones se incrementan en las malezas hospederas aledañas al cultivo y se desconoce si estas poblaciones son infectivas, lo cual repercutiría desfavorablemente en el siguiente ciclo del cultivo, debido a que las poblaciones siguientes serian mayores y con inoculo de la enfermedad desde el inicio del cultivo. Existen varios productos que ejercen buen control para este insecto, los cuales deben de utilizarse adecuadamente para evitar en un futuro que esta especie adquiera resistencia a estas alternativas de control (Avilés *et al.*, 2002).

La mayoría de los piretroides y organofosforados proporcionan controles aceptables para este insecto (Knowlton, 1933). En campo, después del trasplante de chile y tomate se sugiere el uso de insecticidas organofosforados en aplicaciones semanales hasta la primera floración (Garzón *et al.*, 2002). García *et al.*, (2004) reportan que la presencia durante toda la temporada de estos insectos en números considerables y su comportamiento como vectores, explica el por qué los productores traten de controlarlos con aplicaciones frecuentes y a dosis altas de insecticidas, sin embargo, no con los resultados de control deseables. Garzón *et al.*, (2002), recomiendan aplicar insecticidas a ninfas de 1er. y 3er. estadio, ya que consideran que son estadios criticos para este insecto.

En experimentos controlados se ha observado que la abamectina, permetrina y lambda cialothrina, independientemente de la cantidad de individuos presentes, eliminan 95 % de las ninfas de *B. cockerelli* a las 48 horas de la aplicación (Maya *et al.*, 2003).

Lorenzo (2005), en pruebas de campo observó 40.3 % de control sobre ninfas de *B. cockerelli* con el uso de jabón (0.6 k/ha), quien se mantuvo con buen porcentaje de control

hasta los 15 días, incluso mejor que algunos insecticidas utilizados. Concluye que spiromesifen fue el mejor producto con 96 % de eficacia; amitraz tuvo buen efecto desde las 24 horas aumentando su eficiencia hasta los 15 días, y el derivado ácido 2 tuvo mínima población desde los 5 días con 90 % de control y continuo así llegando al 93.2 % en la última toma de datos.

### Los Plaguicidas en el Medio Ambiente

En la actualidad existe mayor concientización de los peligros de la contaminación ambiental y de los efectos sobre la salud causados por la aplicación excesiva y extensiva de plaguicidas. Por tanto, aquellos que se pretenden utilizar tienen que pasar por pruebas cada vez más rigurosas sobre su toxicidad antes de su comercialización. Esto ha ocasionado que la investigación sobre nuevos plaguicidas este cada vez más relacionada con la seguridad y selectividad de su acción. De igual importancia es que los progresos químicos y fisiológicos obtenidos en los últimos 20 años permiten un enfoque más racional en la búsqueda de nuevos compuestos con mayor actividad biológica (Calder, 2001).

Los plaguicidas de síntesis química se están tornando ecológicamente inaceptables porque producen, en primer lugar, efectos adversos sobre los organismos benéficos y, en segundo lugar, desarrollan resistencia en insectos, hongos, bacterias y malezas, lo que conlleva a la aplicación de dosis cada vez más altas, con un mayor riesgo de intoxicación humana y también al aumento de la contaminación ambiental; por tal razón, la agricultura en Latinoamérica ha ido experimentando una transformación, de convencional con altos insumos, a una agricultura de bajos insumos, donde los bioplaguicidas contribuyan a ese fin (Altieri, citado por Estrada, 2003).

Gastélum y Godoy (2002), mencionan que las principales estrategias de manejo, alternativas al control químico convencional, que ha mostrado ser más eficiente en la reducción de algunas de las plagas que atacan a hortalizas son aceites, jabones, extractos vegetales e insecticidas de bajo impacto ecológico.

### Insecticidas Vegetales

Las plantas han evolucionado por más de 400 millones de años y para oponerse al ataque de los insectos han desarrollado un buen número de mecanismos de protección, como la repelencia y la actividad insecticida. Es así como muchas especies diferentes de plantas contienen materiales insecticidas naturales, algunos de los cuales han sido utilizados por el hombre como insecticidas desde tiempos muy remotos, aunque muchos de ellos no pueden ser extraídos provechosamente. Varios de estos extractos han proporcionado valiosos insecticidas de contacto que tienen la ventaja de que su uso parece no provocar el surgimiento de las cepas de insectos resistentes en el mismo grado que los insecticidas sintéticos (Cremllyn, 1995).

El uso de extractos vegetales para el control de plagas agrícolas era una práctica ancestral, ampliamente utilizada en diversas culturales y regiones del planeta, hasta la aparición de los plaguicidas sintéticos. En los últimos años, en la búsqueda de un equilibrio entre el ambiente, la producción y el hombre, se ha desarrollado un nuevo concepto de protección de cultivos mediante productos en cuyo diseño se considera (Molina, 2001): a) Acción específica sobre el objetivo, b) impacto bajo o nulo en organismos circundantes y el ambiente, c) impacto bajo o nulo en el cultivo.



Los repelentes químicos pueden ser tanto del tipo de vapor como de contacto, y ambos deben inducir al insecto a alejarse de ellos, y han de ser aceptados por el hospedero (Cremllyn, 1995).

El uso de los extractos y polvos vegetales, elaborados a partir de diferentes partes de las plantas, como insecticidas botánicos en el control de plagas de insectos, ácaros y nematodos que afectan a las plantas cultivadas y también a los granos almacenados, es el paso que actualmente se está explorando. Con estos fines, muchas son las especies de la flora nativa y exótica que generan sustancias activas, con las cuales se pueden elaborar diferentes bioinsecticidas, tales son los casos del neem (*Azadirachta indica* A. juss), tabaco (*Nicotiana tabacum* L.), crisantemo (*Chrysanthemum cinense* Sabine), flor de muerto (*Tagetes erecta* L.) y el anón (*Annona squamosa* L.), entre otras (Estrada, 2003).

#### Control Legal

Consiste en las disposiciones obligatorias que da el gobierno con el objeto de impedir el ingreso al país de plagas o enfermedades, impedir o retardar su propagación o dispersión dentro del país, dificultar su proliferación, determinar su erradicación y limitar su desarrollo mediante la reglamentación de cultivos.

También se incluyen disposiciones que regulan la comercialización y el uso de los plaguicidas. En general son medidas que deben ser observadas por todas las personas de un país, región o valle; esto incluye las medidas de cuarentena, inspección, erradicación, reglamentación de cultivos y reglamentación del uso y comercio de los pesticidas, como la Norma Oficial Mexicana NOM-081-FITO-2001. Manejo y eliminación de focos de

infestación de plagas, mediante el establecimiento o reordenamiento de fechas de siembra, cosecha y destrucción de residuos (SAGARPA, 2001).

### Control Biológico

Una de las mejores alternativas desde varios puntos de vista es el control biológico, que mantiene las poblaciones de las principales plagas reguladas por los parasitoides, depredadores, etc. (Avilés *et al.*, 2002).

Los principales entomopatógenos a considerar para el control de *B. cockerelli* son el uso de *Bauberia bassiana*, *Metarhizum anisopliae* y *Paecilomyces fumosoroseus*. (Bujanos *et al.*, 2005).

Desde tiempo atrás existen reportes sobre la presencia de enemigos naturales de este insecto. Romney (1939) observó parasitismo en *B. cockerelli* Sulc por un Himenóptero (Eulophidae), *Tetrastichus sp.* que después fue descrito como *Tamarixia sp.*

Knowlton (1933), reporta a *aphis lion* (Neuroptera: Chrysopidae) como depredador del psílido de la papa al observar cómo se alimentaba de las ninfas de *B. cockerelli* Sulc.

### Importancia de la Familia Eulophidae

Los eulófidos son un grupo morfológicamente diverso, más que otros himenópteros de la superfamilia Chalcidoidea, tales como las familias Perilampidae, Eurytomidae y Torymidae. Otras familias de esta superfamilia son Chalcididae, Encyrtidae, Mymaridae, Eucharitidae, Pteromalidae y Trichogrammatidae.

Los Eulophidae están representados en el mundo por 170 géneros y 1000 especies aproximadamente (Gordh, 1985), aunque Noyes, (citado por Woolley, 1983) reporta un total de 2 966 especies en el mundo repartidas en 323 géneros.

Los adultos tienen cuerpo pequeño débilmente esclerotizado; antenas insertadas en o debajo del margen inferior del ojo, con más de 9 segmentos (de 2-4 segmentos funcionales), algunas veces ramificados en los machos; cuerpo usualmente de coloración metálica, excepto en las subfamilias Eulophinae y Entedoninae con notaulo bien desarrollado; tibia frontal con una espina corta y recta no distintiva y curvada como en Pteromalidae (Yoshimoto, 1984).

Los tarsos son siempre de 4 segmentos; antenas de con 2 a 4 segmentos funiculares; muchos tienen cavidad distintiva y dos cavidades longitudinales sobre el escutelum; las axilas se extienden anteriormente (Yoshimoto, 1984); metasoma constreñido en la base; vena marginal larga, varias veces más larga que ancha y extendida hasta la mitad de la longitud del ala anterior; venas estigmal y posmarginal frecuentemente cortas (M.E. Schauff, 1998; M. Gates, 2001; La Salle, 1994).

Muchos géneros de Eulophidae son muy similares morfológicamente y separables solo por caracteres cualitativos, por ejemplo, algunos géneros que presentan estrecha similitud son *Necremnus* y *Microlytus*, *Pnigalio* y *Sympiesis*, *Hemiptarsenus* y *Notanisomorpha* (Aebi y Benrey, 2004).

#### Principales Hospederos

Los eúlófidos atacan comúnmente larvas de insectos holometábolos de los órdenes Lepidoptera, Diptera, Coleoptera, e Hymenoptera, cada uno con muchos registros de

hospederos. Sin embargo, también hay parasitismo de huevos (Fursov y Kostjukov 1987; Grissell 1981; Graham 1991; Hansson 1988) y algunos grupos pueden atacar prepupas o pupas (Brown 1968).

La Salle (1994), incluye un vasto número de taxones desde arañas y huevos de insectos, nematodos, ácaros, trips, u otros Hymenoptera, y abarcan más de 100 familias en 10 órdenes de artrópodos.

Según Johnson (1971), el principal parasitoide de ninfas de *B. cockerelli* Sulc es la avispa de la familia Eulophidae; subfamilia Tetrastichinae; *Tamarixia sp* Mercet.

Subfamilia Tetrastichinae; vena postmarginal usualmente ausente o muy reducida (menos de la mitad de la longitud de la vena estigmal). Scutellum con surcos submedio y sublateral; hembra con 3 segmentos funiculares y macho con 4 segmentos funiculares; cuerpo de tamaño pequeño y morfología uniforme (Yoshimoto, 1984).

### ***Tamarixia sp* Mercet**

#### Origen

Es considerado nativo del Norte América, encontrándose por primera vez en el estado de Colorado, Estados Unidos de América (Jensen, 1957).

#### Ubicación Taxonómica

El género *Tamarixia* durante muchos años se consideró sinónimo de *Tetrastichus* y de acuerdo a Boucek, Bull (1988), lo reclasifica y reconoce ubicándolo en el género *Tamarixia*.

Reino..... Animal

Phyllum..... Artrópoda

Clase..... Hexápoda

Orden..... Hymenoptera

Superfamilia.....Chalcidoidea

Familia..... Eulophidae

Subfamilia..... Tetrastichinae

Género..... *Tamarixia sp* Mercet, 1924

#### Distribución Geográfica

Este parasitoide tiene una amplia distribución en todo el mundo, encontrándose en Italia, México, Arizona, California, Colorado, Idaho, Kansas, Montana, Nebraska, Nuevo México, Texas y Washington (Romero y Estrada, 2002).

#### Hospederos

*Tamarixia sp* ha sido reportado en los siguientes Psílidos: *Arytaina minuta* Crawl., *Calophya californica* Schw, *C. nigrella* Jensen, *C. triojomina* Schw, *Euphalerus vermiculosus* Crawl, *Pexopsylla cercocarpi* Jensen, *Trioza albifrons* Crawl, *T. baemeri* Tuthill y *Bactericera cockerelli* Sulc, (Jensen, 1957). Referente a esto, se desarrolló un proyecto de

control biológico clásico con *T. radiata* (Waterston) (Hymenoptera: Eulophidae) para el control del psílido asiático *Diaphorina citri* en el estado de Florida, E.U.A.

#### Descripción Morfológica

Huevo. Es tipo pedicelado y pequeño de un color blanco lechoso o amarillo pálido pero algunos son amarillo intenso (Pampell 1914; Branskill 1959). Vergara, 2005. Señala que va de 1-2 días.

Larva. Vermiforme y en el cuarto estadio, mide 0.43679 mm de longitud y 0.21839 y de ancho; se le notan claramente las segmentaciones del cuerpo así como el aparato bucal y anal; tiene color verde cristalino y el tiempo que necesita para pasar a pupa es de 5 a 6 días. Vergara, 2005. Señala que va de 6-8 días.

Pupa. De tipo exareta, mide 0.910 mm de longitud y 0.566 mm de ancho y es de color amarillo claro al inicio, hasta llegar a un color marrón; el tiempo requerido para la emergencia del adulto promedia de 10 a 12 días. Vergara, 2005. Señala que va de 9-11 días.

Adulto. Mide 1.366 de longitud, es de color negro con marcas amarillas y tiene alas transparentes; en el primer par de alas se distingue claramente la vena submarginal con 1 seta en la superficie dorsal y con vellosidades en toda la parte del ala; la vena posmarginal es más corta que el “uncus”; tiene poco movimiento en presencia de luz, con una longevidad promedio de 14 a 15 días. Vergara, 2005. Señala que va de 9 días. Su ciclo biológico es de 17-21 días (Vergara, 2005).

La proporción sexual observada es de 1:1 de hembra y machos; la diferencia entre estos es el tamaño ya que la hembra es más grande y mide 1.366 de longitud mientras que el macho 1.0 mm de longitud. Es endoparásito.

El mesoscudo (mesoscutum) presenta 2 setas adnotaular, una en la mitad anterior mesoscutum y la otra en la mitad posterior; estas setas son relativamente fuertes, oscuros, igual en longitud y erguidas o semi-erectas; el clípeo tiene el margen truncado, sin los dientes (claramente) con 2 lóbulos muy pequeños; cuerpo nunca de color metálico, el mesosoma negro y gaster negro o negro con las marcas amarillas.

En el macho, los órganos genitales son distintivos; el edeagus es alargado, a menudo vena submarginal con 1 seta en la superficie dorsal y con vellosidades en toda la parte del ala; la vena posmarginal mas corta que el “uncus”; propodeo (propodeum) sin carina, en forma de “Y” invertida del espiraculo, a veces con carina paraspiracular simple (Mercet, 1924).

### Biología y Hábitos

El comportamiento del macho en el cortejo es una persecución constante de la hembra hasta la copula, el tiempo de la copula es de 25-30 segundos. El apareo se realiza inmediatamente después de la emergencia. La proporción sexual es de 1:1 hembra y machos. Algunos adultos mueren en los primeros días de emergidos debido a que quedan pegados en las vellosidades de la superficie de las hojas y tienen una longevidad de 14 a 15 días. Son solitarios ó gregarios, principalmente endoparásito de larvas (Fernández y Sharkey, 2006; Ramírez, 2007).

## MATERIALES Y MÉTODOS

### Ubicación de los Sitios de Estudio

El trabajo se desarrolló durante los meses de febrero y marzo de 2008, antes del inicio del ciclo del cultivo de papa: Hubo necesidad de buscar y localizar áreas con poblaciones de jarilla *Senecio salignus* (Asteraceae) ó cilindrillo *Lycium berlandieri* (Solanaceae) plantas hospederas silvestres de *B. cockerelli*, dentro de la zona agrícola productora de papa en los Estados de Coahuila y Nuevo León. Para el propósito, primeramente se efectuó un recorrido visitando los lugares representativos cercanos a las plantaciones comerciales de papa y visualmente se pudo ubicar los sitios más convenientes para la liberación de *T. triozae*, siendo éstos donde se detectó abundancia de ninfas de *B. cockerelli*. Se descartaron las áreas con cilindrillo por no haber población suficiente de la plaga, debido a que las plantas contaban con poco follaje. Se seleccionaron cinco sitios ó manchones de jarilla de aproximadamente 60 metros de longitud cada uno, donde se encontró la mayor incidencia de ninfas de *B. cockerelli*.

Los cinco sitios antes mencionados se localizan en el municipio de Galeana N.L., sobre la carretera 57, en las localidades que se muestran en el Cuadro 1, y que se pueden apreciar en forma gráfica en la Figura 1.



Cuadro 1. Ubicación de los cinco sitios para la liberación de *Tamarixia sp* en plantas silvestres de jarilla *Senecio salignus* con población de ninfas de *Bactericera cockerelli*.

Localidad	Altitud msnm	Latitud N	Longitud O
Hidalgo	1897	25°00'02"	100° 30'53"
San Joaquín	1884	25° 00'07"	100° 30'58"
El Cuije (Agrodelta)	1897	25° 06'29"	100° 39'12"
Puerto Grande	1935	25° 07'26"	100° 39'20"
La Antena (El Cuije)	1916	25° 06'49"	100° 39'38"

Figura 1. Ubicación de los cinco sitios para la evaluación del parasitismo de *Tamarixia sp* sobre *Bactericera cockerelli* Sulc bajo condiciones de campo en jarilla *Senecio salignus*.



### Muestreo Inicial

Una vez ubicados los sitios de liberación, se realizó un muestreo inicial de ninfas de *B. cockerelli* muy amplio, con la finalidad de determinar el tamaño óptimo de la muestra para los evaluaciones subsecuentes y también para determinar la presencia e impacto del parasitismo

de *Tamarixia sp* en condiciones naturales, antes de la liberación. Este muestreo inicial se hizo mediante una inspección visual directa, que consistió en tomar y observar alrededor de 100 muestras por cada localidad; cada unidad de muestra consistió en un brote floral de jarilla (*S. salignus*) que medía aproximadamente 15 - 20 centímetros de longitud, compuesto por al menos 5 hojas y una inflorescencia; dichas muestras se tomaron al azar en cada sitio, contando el número de ninfas sanas y parasitadas de tercero, cuarto y quinto estadio, que se encontraban posadas en las hojas, tanto en el haz como en el envés, o en los tallos e inflorescencias (brácteas, pétalos, sépalos) de cada unidad de muestra, registrando las ninfas sanas y momificadas o parasitadas respectivamente.

El tamaño óptimo de la muestra se calculó utilizando el método propuesto por Badii (2000), aplicando el modelo de distribución binomial negativa propuesto por Bliss y Fisher (1953), con las formulas que se muestran enseguida.

$$N = \left[ \left( \frac{1}{\bar{x}} \right) + \left( \frac{1}{K} \right) \right] / D^2 \qquad K = \frac{\bar{x}^{-2}}{S^2 - \bar{x}}$$

Donde:

**N** = tamaño óptimo de la muestra.

**K** = índice de agregación.

**D** = error del muestreo, para fines de investigación se selecciona la D igual a 10% y para la aplicación hasta 25% (Southwood, 1978).

$\bar{x}$  = media muestral.

**S**<sup>2</sup> = varianza muestral.

## Liberación del Parasitoide

El experimento se instaló el día 26 de febrero del 2008. Los parasitoides adultos fueron proporcionados por la empresa Agroexpo S.A de C.V. en recipientes de plástico con capacidad de 80 ml y tonalidad blanco opaco, conteniendo 150 individuos cada uno y provisto de una fuente de alimento para evitar la muerte por inanición durante su traslado. Los parasitoides fueron conservados a una temperatura fresca colocándolos en una hielera de poliuretano con hielo, trasladándolos así, a los cinco sitios de liberación previamente definidos. En cada sitio, se registró la dirección y velocidad del viento, para determinar la influencia de éste en el parasitismo, después se buscó un lugar apropiado para la liberación de los parasitoides dentro de cada sitio de evaluación, buscando vegetación baja con sombra dentro de cada manchón de jarilla. El frasco con los parasitoides se colocó en la base de una planta de jarilla, destapándolo y dejándolo en el lugar para la liberación; esto se realizó entre las 16:00 y las 18:00 horas; 24 horas después se verificó el recipiente en cada uno de los sitios de liberación para cerciorarse de que los parasitoides habían salido en busca de su hospedero, observando que en los diferentes recipientes, quedaron adheridos a las paredes algunos individuos y registrando el número de parasitoides efectivamente liberados como se muestran en el Cuadro 2.

Cuadro 2. Número de adultos de *Tamarixia sp* efectivamente liberados por sitio de liberación.

Número de adultos de <i>Tamarixia sp</i> por recipiente	Área de liberación	Parasitoides vivos *	Parasitoides muertos
150	Hidalgo	108	42
	San Joaquín	94	56
	Cuije	103	47
	Puerto Grande	117	33
	Promedio	105.5	44.5
	Porcentaje	70.3 %	29.7 %

\*parasitoides efectivamente liberados

## Evaluación Postliberación

Se realizaron tres evaluaciones después de la liberación en campo, para observar el efecto de *Tamarixia sp* sobre la población ninfas de *B. cockerelli*, contando ninfas de tercero, cuarto y quinto estadio sanas y parasitadas como ya se comentó antes. Se tomaron en total 90 muestras al azar en cada localidad, de las que 45 se tomaron en aproximadamente 30 metros de longitud rumbo al norte y otras 45 muestras hacia el sur, usando como punto de referencia el sitio donde se colocó el frasco para la liberación. Las evaluaciones se realizaron a los 7, 14 y 21 DDL (días después de la liberación) en cada sitio respectivamente, entre las 14:00 hrs y 18:00 hrs, registrando los datos en la hoja correspondiente, considerando además las condiciones ambientales de temperatura y la humedad relativa.

Con los datos de campo se estimó el porcentaje de parasitismo observado en cada fecha de evaluación y sitio, basándose en el conteo de ninfas sanas y parasitadas. Adicionalmente, esta información fue corregida con la fórmula de Henderson & Tilton (CIBA- Geigy, 1981), que se muestra en seguida, para determinar el impacto de las liberaciones de *Tamarixia sp* en porcentaje de parasitismo sobre *B. cockerelli* en los distintos sitios de liberación a los 7 DDL, 14 DDL y 21 DDL.

$$\% \text{ eficiencia} = \left( 1 - \frac{Td * Ca}{Cd * Ta} \right) * 100$$

Donde:

Ta = parasitismo en el sitio tratado antes de la liberación.

Td = parasitismo en el sitio tratado después del tratamiento.

Ca = parasitismo en el testigo antes del tratamiento.

Cd = parasitismo en el testigo después del tratamiento.

Adicionalmente, se identificaron los parasitoides emergidos de ninfas parasitadas en campo en cada uno de los sitios de liberación, por lo que fue necesario coleccionar muestras de ninfas parasitadas de los diferentes sitios, el 13 de marzo y el 04 de abril del 2008; se coleccionaron hojas, inflorescencias y tallos de la planta de jarilla, en donde se encontraban las ninfas momificadas (parasitadas); ese mismo día fueron trasladadas al laboratorio del Departamento de Parasitología Agrícola de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, Buenavista, Saltillo, Coahuila, donde se colocaron los fragmentos de la planta con ninfas parasitadas en cápsulas de hidrogel (Figura 2), para brindarle las condiciones necesarias al parasitoide para su desarrollo pleno y posteriormente a la emergencia de adultos, se colocaron en tubos de ensaye con alcohol al 70 % para su conservación, observación e identificación a nivel familia, subfamilia, género mediante el uso de las claves de Borror *et al.* (1989) y Gibson *et al.* (1997),



Figura 2. Cápsulas con ninfas de *B. cockerelli* parasitadas por *Tamarixia sp* coleccionadas en los sitios de liberación en campo en jarilla *Senecio salignus*.

## RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Los resultados de este estudio, se presentan en función de los objetivos planteados, a saber: determinación del tamaño óptimo de muestra de la población de ninfas de *B. cockerelli*, y efecto de la liberación de parasitoides sobre la población de *B. cockerelli* Sulc. en campo e identificación de parasitoides emergidos de ninfas *Bactericera cockerelli* parasitadas después de la liberación de *Tamarixia sp*, respectivamente.

### Determinación del Tamaño Óptimo de la Muestra

El Cuadro 3, presenta una tabla de frecuencia del parasitismo de *Tamarixia sp* para tamaño óptimo de la muestra, calculada utilizando el método propuesto por Badii (2000) y aplicando el modelo de distribución binomial negativa de Bliss y Fisher (1953); los resultados del Cuadro aludido, se obtienen sustituyendo los valores en las formulas siguiente:

$$N = \left[ \left( \frac{1}{x} \right) + \left( \frac{1}{k} \right) \right] / D^2 \qquad K = \frac{x^{-2}}{s - x}$$

$$N = [(1/1.48) + (1/0.71)] / (0.15)^2 = 92.87$$

$$K = (1.48)^2 / (4.60 - 1.48) = 0.71$$

El Cuadro 3, permite ver que se requerían 92.87 muestras para tener 85 % de eficiencia representativa. Para fines prácticos se tomaron 90 muestras.

Cuadro 3. Tabla de frecuencia de muestreo para estimar el tamaño óptimo de muestra para evaluar el parasitismo de *Tamarixia sp*, bajo condiciones de campo, en jarilla *S. salignus* (Asteraceae).

CLASE	Hidalgo			San Joaquín			Cuije			Puerto G			Antena			GENERAL		
	f1	Fx	fx2	f2	fx	fx2	f3	Fx	fx2	f4	fx	fx2	f5	fx	fx2	ft	fx	fx2
0	48	0	0	16	0	0	27	0	0	60	0	0	28	0	0	179	0	0
1	26	26	26	25	25	25	26	26	26	25	25	25	19	19	19	121	121	121
2	6	12	24	15	30	60	14	28	56	8	16	32	12	24	48	55	110	220
3	8	24	72	5	15	45	10	30	90	4	12	36	7	21	63	34	102	306
4	2	8	32	3	12	48	4	16	64	3	12	48	5	20	80	17	68	272
5	0	0	0	4	20	100	6	30	150	1	5	25	0	0	0	11	55	275
6	0	0	0	0	0	0	3	18	108	0	0	0	5	30	180	8	48	288
7	0	0	0	1	7	49	3	21	147	0	0	0	1	7	49	5	35	245
8	0	0	0	0	0	0	3	24	192	1	8	64	0	0	0	4	32	256
9	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
10	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	10	100	1	10	100
11	0	0	0	0	0	0	3	33	363	1	11	121	0	0	0	4	44	484
12	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
13	0	0	0	0	0	0	1	13	169	0	0	0	0	0	0	1	13	169
14	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
15	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
16	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	1	16	256	1	16	256
Sumas	90	70	154	69	109	327	100	239	1365	103	89	351	79	147	795	441	654	2992
VAR	1.12			2.28			8.02			2.69			6.69			4.60		
Med	0.78			1.58			2.39			0.86			1.86			1.48		
Var/Med	1.44			1.44			3.35			3.11			3.59			3.10		
K	1.77			3.58			1.01			0.41			0.72			0.71		
N	82.18			40.55			62.39			156.3			85.82			92.87		

Efecto de la liberación del parasitoide *Tamarixia sp* sobre ninfas de *Bactericera cockerelli* (Sulc) en jarilla *S. salignus* (Asteraceae)

Cuadro 4. Porcentaje de parasitismo antes de la liberación del parasitoide *Tamarixia. sp* y a los 7, 14, y 21 días después de la liberación.

Sitios	Porcentaje de parasitismo			
	Antes de la liberación	7 DDL	14 DDL	21 DDL
Hidalgo	14.29 %	33.12 %	27.08 %	41.67 %
San Joaquín	16.51 %	13.41 %	32.14 %	37.38 %
Cuije	25.52 %	27.86 %	39.29 %	50.68 %
Puerto Grande	24.72 %	38.94 %	22.40 %	34.38 %
Testigo	24.49 %	23.47 %	19.30 %	29.21 %

Del cuadro anterior se desprende que los rangos de porcentajes mínimos y máximos antes de la liberación fueron de 14.29 y 25.52. Así, mismo los rangos mínimos y máximos de porcentaje a los 7, 14 y 21 días después de la liberación fueron 13.41 y 38.94; 19.30 y 39.29 y 29.21 y 50.68 días respectivamente. Estos valores de porcentaje de parasitismo de mínimos y máximos señalan que en términos generales hubo incrementos de parasitismo que se duplicaron ya que los rangos mínimos pasaron de 14.29 % antes de la liberación a 29.21 % a los 21 días después de la liberación; así mismo, los rangos máximos pasaron se paso de 25.52 % antes de la liberación a 50.68 % a los 21 días después de la liberación, es decir el porcentaje de parasismo se duplico a los 21 días.

Detalles específicos de parasitismo para cada uno de los diferentes sitios, se comenta a continuación.



En Hidalgo, se presentó un 14.29 % de parasitismo natural (antes de la liberación); a los 7 DDL (días después de la liberación) la evaluación mostro un incremento del 33.12 %, a los 14 DDL se observó una disminución del parasitismo con 27.08 %, apreciándose que el testigo también lo presentó; esto se pudo deber a que en esa área hubo menos población de ninfas; posteriormente se vuelve a incrementar el parasitismo de *Tamarixia sp* a los 21 DDL llegando a 41.67 %. En comparación con el testigo siempre hubo incremento en el parasitismo después de la liberación de los insectos.

En San Joaquín, se registró un 16.51 % de parasitismo natural; a los 7 DDL no hubo incremento del parasitismo de 13.41 %, a los 14 DDL se observo un incremento elevado de parasitismo de 32.14 % y a los 21 DDL se llegó a 37.38 %. En comparación con el testigo se observo un incremento en el parasitismo, pero hasta los 14 y 21 días después de la liberación de los insectos.

En el Cuije, fue donde se presentó el mayor porcentaje de parasitismo natural con 25.52 %; a los 7 DDL se tuvo un incremento poco notorio, llegado a 27.86 %; a los 14 DDL el incremento llegó a 39.29 % y a los 21 DDL el incremento llegó 50.68 %. En comparación con el testigo siempre hubo un aumento en el parasitismo después de la liberación de los insectos, pero el más considerable se registra a los 21 DDL teniendo más del 20 % de parasitismo. El incremento del parasitismo se pudo deber a que esta área se encontraba más protegida de los factores de clima y también a que se encontraba más cantidad de jarilla que en las otras áreas, comparado con el testigo.

Puerto Grande, mostró 24.72 % de parasitismo natural; a los 7 DDL se observó un aumento de 38.94 %, a los 14 DDL se manifestó un decremento de parasitismo del 22.4 % pero no en comparación con el testigo, ya que no llegó a estar por debajo de éste.

El promedio general de porcentaje de parasitismo antes de la liberación y después a los 7, 14 y 21 DDL fue de 41.03% lo cual significa un claro incremento del porcentaje del parasitismo comparado con el parasitismo natural del testigo el cual se mantuvo por debajo en las tres evaluaciones después de la liberación.

Con el objeto de corregir estadísticamente la información anterior, como ya se comentó, se recurrió a la fórmula de Henderson & Tilton generándose lo siguiente:

A los 7 DDL, la mayor eficacia se presentó en el área de Hidalgo con 23.01 %, seguida de Puerto Grande con 19.97 %. En el área del Cuije se presentó una eficacia del 4.43 %, mientras que en San Joaquín no se presentó eficacia alguna.

A los 14 DDL, la eficacia se incrementa en algunas áreas y disminuye para otras como se aprecia en Hidalgo donde se presentó una menor eficacia de 20.39 % y respectivamente para Puerto Grande de 3.55 % incrementándose considerablemente para San Joaquín con 23.95 % de igual manera en el Cuije con 23.73 %.

A los 21 DDL, la mayor eficacia se presentó en el área del Cuije con 29.95 %, siguiéndole Hidalgo con 27.41 %. En el área de San Joaquín se presentó una eficacia del 20.00 %, mientras que en Puerto Grande se tuvo una eficacia de 7.02 %.

En promedio se logró una eficacia a los 7 DDL, en las cuatro áreas de 11.27 %, incrementándose ligeramente a los 14 DDL con 17.90 % y a los 21 DDL con 20.95 %.

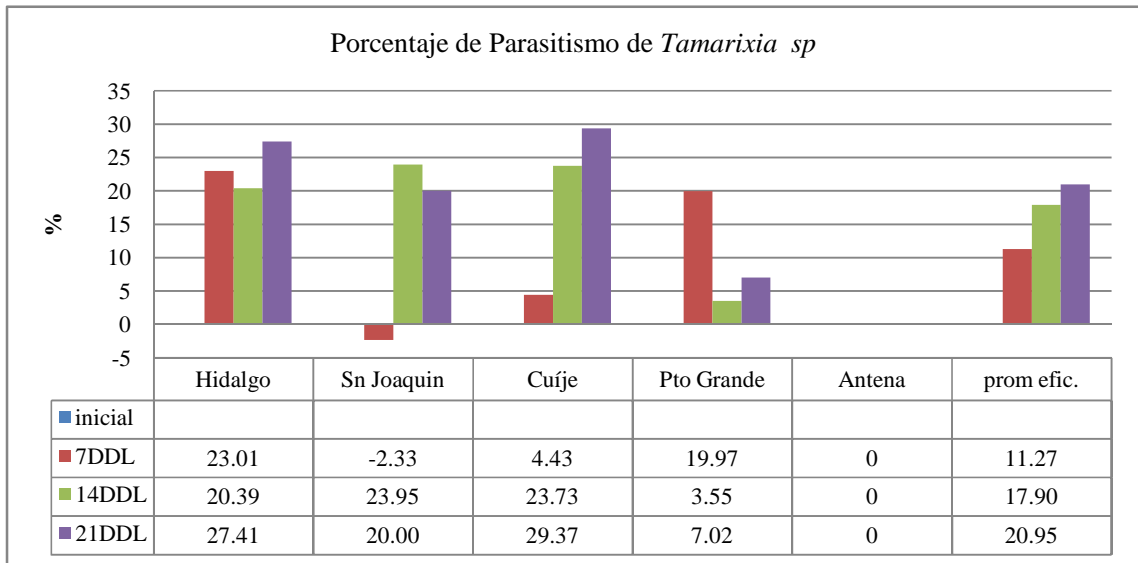


Figura 3. Porcentaje corregido del parasitismo de *Tamarixia sp* (Mercet) sobre la población de ninfas de *Bactericera cockerelli* (Sulc) en las áreas de liberación bajo condiciones de campo en jarilla *Senecio salignus*.

La Figura 4, presenta el parasitismo registro en los conteos en el punto donde se colocó el recipiente que contenía a los parasitoides registrado en campo; se observa una clara tendencia en correlación de la dirección del viento y el parasitismo.

La figura 5, muestra una tendencia similar en el área de Hidalgo.

La Figura 6, muestra una tendencia igual respecto con la dirección del viento en términos de incremento del parasitismo pero en este caso en la dirección del viento de sur a norte, esto porque esta área estaba más protegida y a que se localizaba en una zona baja donde la dirección del viento es muy variable.

Figura 4. Tendencia de parasitismo de *Tamarixia sp* sobre *Bactericera cockerelli* en relación a la dirección del viento en Hidalgo, Galeana, N.L.

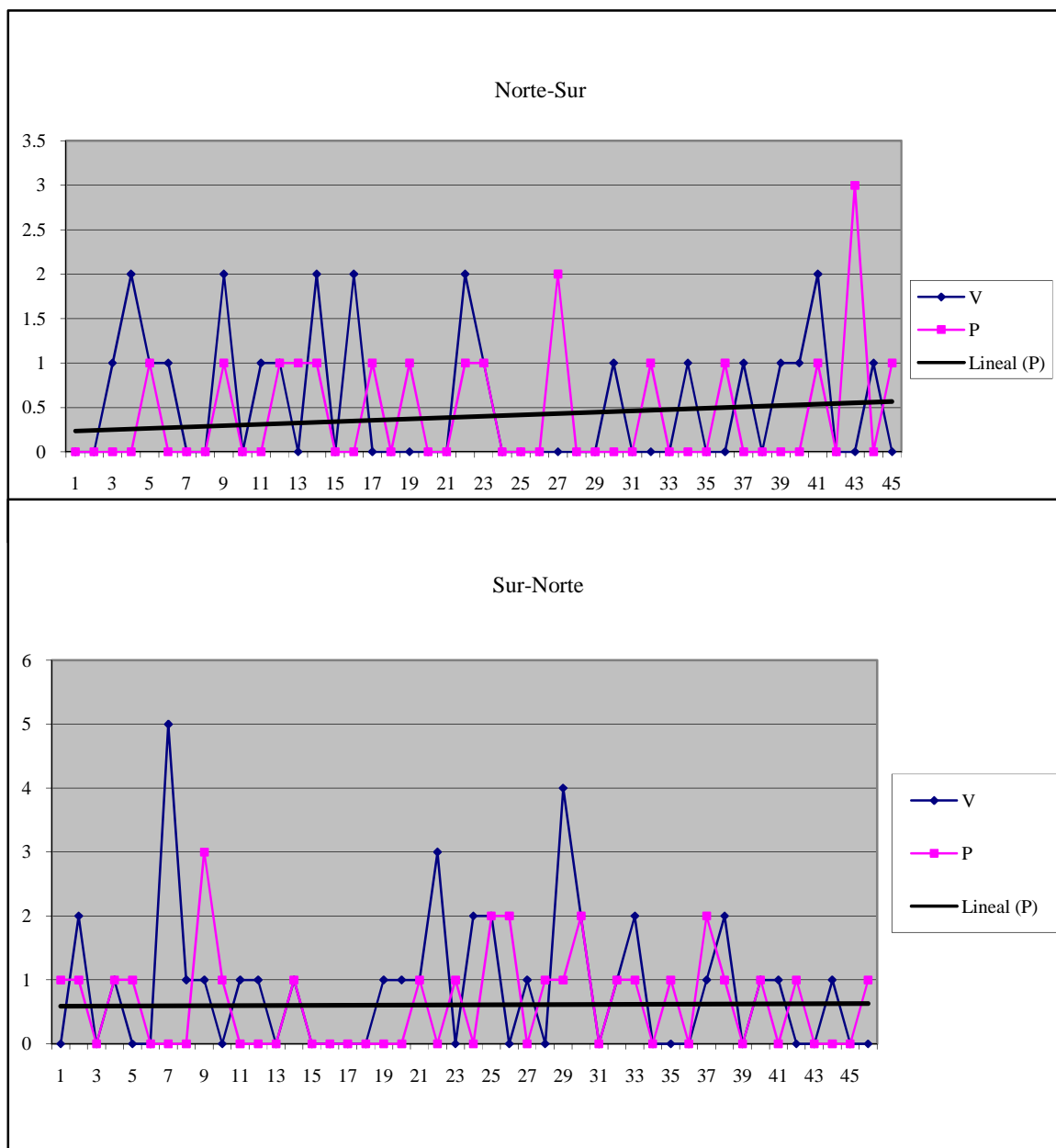


Figura 5. Tendencia de parasitismo de *Tamarixia sp* sobre *Bactericera cockerelli* en relación a la dirección del viento en San Joaquín, Galeana, N.L.

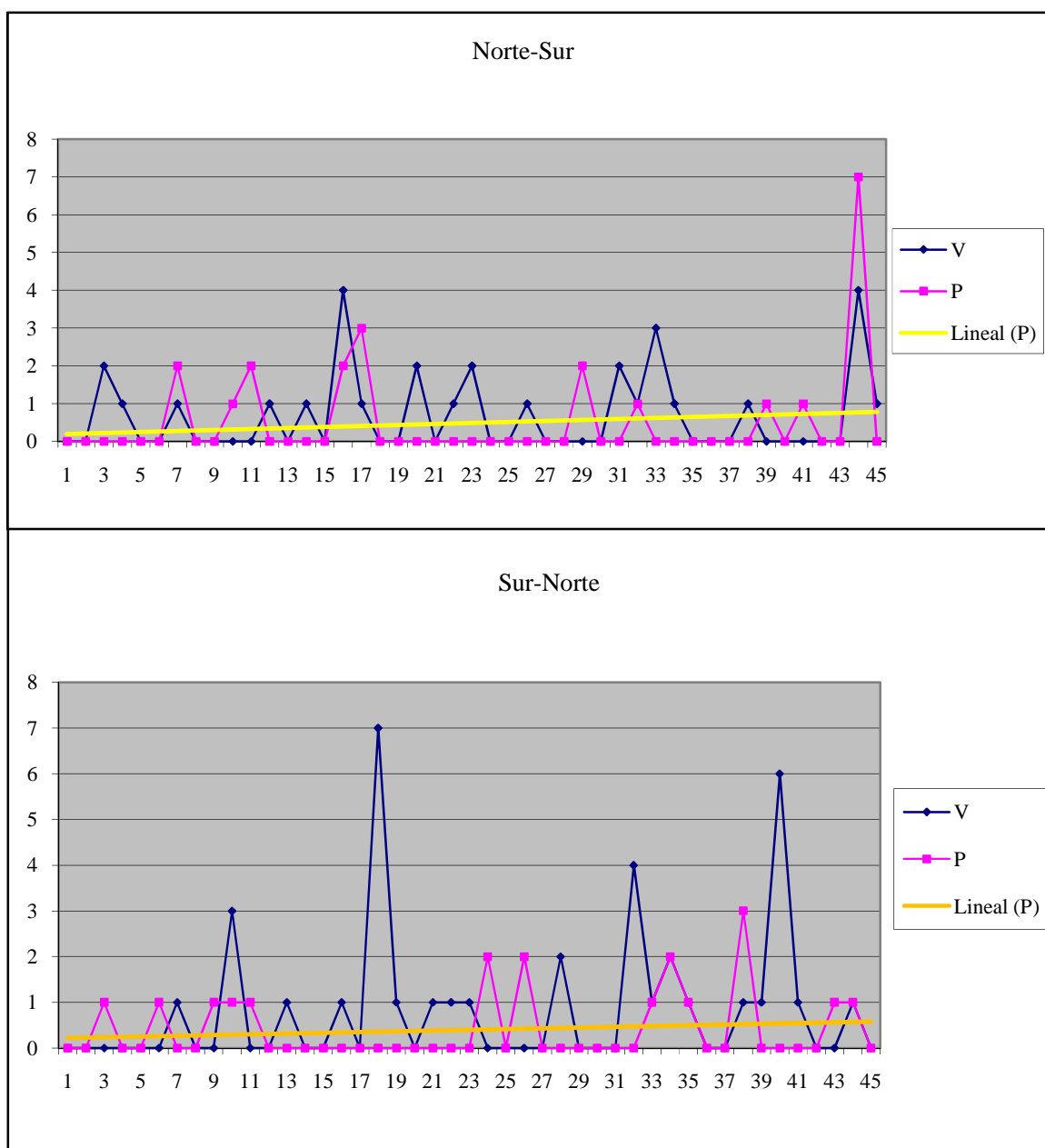
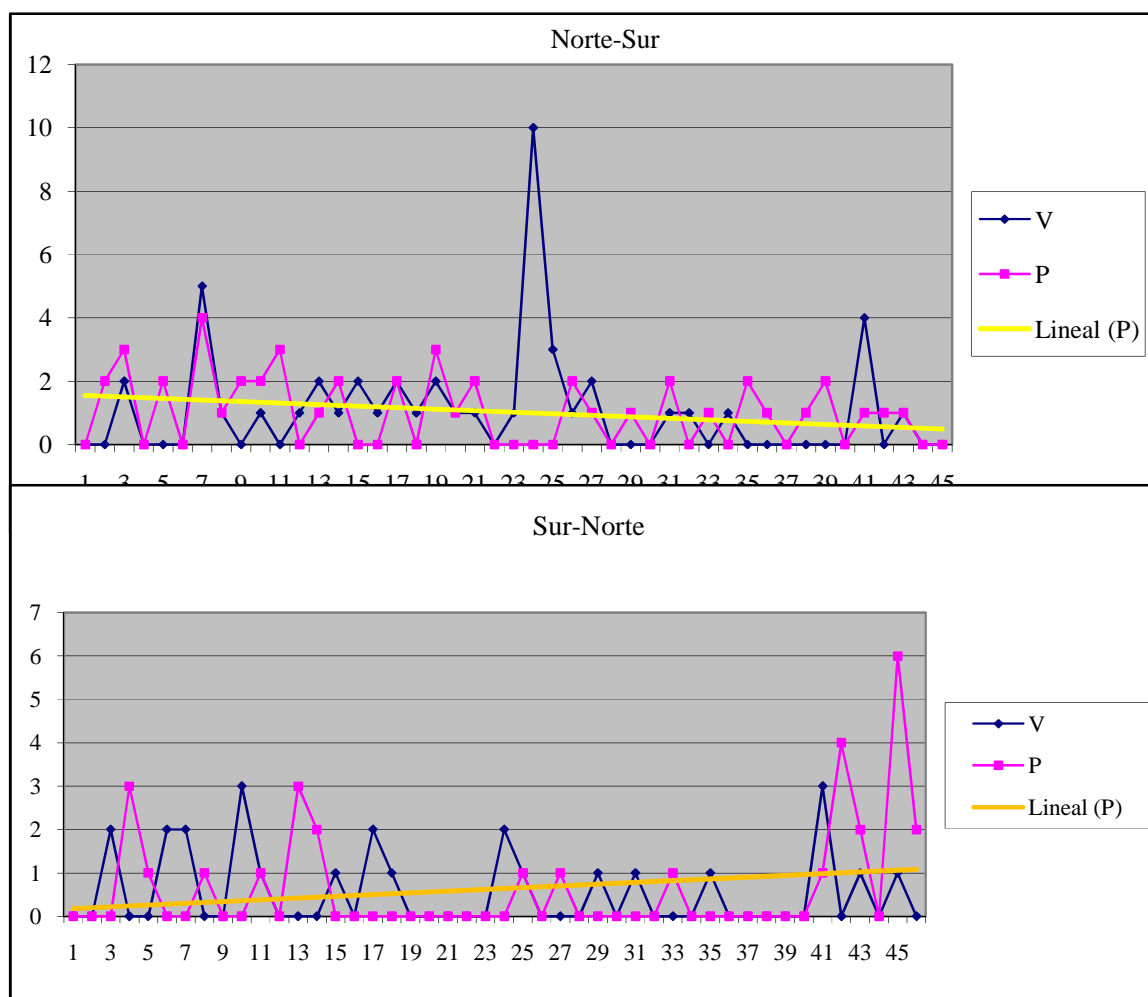


Figura 6. Tendencia de parasitismo de *Tamarixia sp* sobre *Bactericera cockerelli* en relación a la dirección del viento del Cuije, Galeana, N.L.



### Identificación de Parasitoides Emergidos de Ninfas de *Bactericera cockerelli*

En base al Cuadro 5 y las colectas realizadas y a la determinación de los parasitoides de ninfas de *B. cockerelli* se logró obtener un total de 17 ninfas parasitadas del cual 17 ninfas estaban parasitadas por parasitoides de la familia Eulophidae, subfamilia: Tetrastichinae y el género *Tamarixia*.

Cuadro 5. Identificación de parasitoides emergidos de ninfas de *Bactericera cockerelli* Sulc colectadas en los cinco sitios de evaluación.

Sitios de colecta	Ninfas parasitadas	Eulophidae	Tetrastichinae	<i>Tamarixia sp</i>
Hidalgo San Joaquín Cuije Puerto Grande Antena	17	17	17	17
Total	17	17	17	17
Porcentaje	100 %	100 %	100 %	100 %

## CONCLUSIONES

En base a los resultados y bajo las condiciones en que se desarrolló esta investigación se concluye que:

El tamaño óptimo de la muestra para este estudio fue de 92.87 unidades lo que permitió tener un 85 % de precisión.

Liberando un promedio de 105.5 parasitoides de *Tamarixia sp* por manchón de jarilla *Senecio salignus*, se puede tener un incremento en el nivel de parasitismo sobre ninfas de *B. cockerelli* Sulc del 20.95 %, a los 21 días después de la liberación.

El 100 % de los parasitoides emergidos de ninfas de *B. cockerelli*, colectadas en jarilla *Senecio salignus* después de la liberación, pertenecen a la familia Eulophidae y a la Subfamilia Tetrastichinae y al género *Tamarixia sp*.



### LITERATURA CITADA

- Abernathy, R. L. 1991. The investigations into the nature of potato psyllid *Paratrioza cockerelli* (Sulc). M. Cs. Thesis, Colorado. State Univ., Fort Collins. Pp. 54.
- Avilés, G. M., T. J. Garzón, A. C. Marín, P. Macías. 2000. El Psílido del Tomate *Paratrioza cockerelli* sulc Biología, ecología y su control. Pp. 26-31.
- Cepeda, C.M. Gallegos M. G. 2003. La papa: El fruto de la tierra. Ed. Trillas .Pp. 23, 24,27.
- Avelaña S. R. 1993. Control de insectos Chupadores en la papa *Myzus persicae* en el Municipio de Arteaga Coahuila. Tesis de Licenciatura UAAAN. Pp.50.
- Alatorres, R. 1996. Control Biológico en México. Memoria del VI Congreso Internacional de Manejo Integrado de Plagas. 29 Sep.-4Oct., 1996, Acapulco, Gro., México. Pp. 146.
- Aebi, A., N.Alvarez, R.D.J. Butcher, C. Hansson, A. M. Risterucci, and B. Benrey. 2004. Microsatellite markers in a complex of *Horismenus sp.* (Hymenoptera: Eulophidae), parasitoids of bruchid beetles. Molecular Ecology Notes 4(4): 707-709. UNIVERSITE THE NEUCHATEL, ZUIZA
- Avilés G.M.C.; T.J.A Garzón., J.A. Marín y M.P.H Caro .2002. El psílido del tomate *Paratrioza cockerelli* (Sulc): Biología, Ecología y su control. Memorias del taller sobre *Paratrioza cockerelli* (Sulc): como plaga y vector de fitoplasma en hortalizas. Culiacán, Sinaloa, México. Pp.21-35.
- Bayer CropScience. 2005. Boletín técnico de Paratrioza o pulgón saltador del tomate y la papa. Bayer CropScience. 24 Pp.  
[www.bayercropscience.com.mx](http://www.bayercropscience.com.mx)
- Badii, A.E. Mohammad, H. Flores L. J, Galán .W.2000, 1ªEd. Fundamentos y perspectivas del control biológico. Universidad de Nuevo león, San Nicolás de los Garza, Nuevo león México. Pp. 132 -133.
- Bursk, B.D. 1943. The North American parasitic wasps of the genus *Tetrastichus* - a contribution to biological control of insects pests. Proc. U.S. Natl. Museum. 93(3170): 505-608.
- Borror, D. J., C. H. Triplehorn, and N.F. Johnson.1989. An introduction to the study of insects. 6<sup>th</sup> ed. Saunders College Publishing. USA. Pp.341.
- Castellanos, J.M. 2004. Para una agricultura orgánica sustentable e inocua; paratriozafin. Boletín informativo de ORGANIC. S.A. DE C.V. Pp. 6.

- Cazares de Hoyos Jesús Fernando 1988. *Caccidoidea* (Hymenoptera: *halcidoidea*) del Estado de Colima. Tesis de Maestría del Colegio de Posgraduado. Pp. 193.
- Cremlyn, R. 1995. Plaguicidas modernos y su acción bioquímica. Ed. Trillas, México, DF. Pp. 63, 317 y 318.
- CONPAPA, 2004. Confederación Nacional de Productores de la República Mexicana.  
[www.conpapa.org.mx/panoramexico.html](http://www.conpapa.org.mx/panoramexico.html)
- Calderón, R.G. 2001. En la búsqueda del plaguicida ideal. Manejo Integrado de plagas. Pp. 70-75.
- Chávez, T.H. 1995. Erradicación de Agentes virales de Genotipo de papa (*Solanum tuberosum* L.) por Medio del Cultivo In vitro Meristemo. Tesis de Licenciatura, UAAAN. Pp.74.
- Cruz, G. J. J. 2005. Efectividad Biológica de *Spiromesifen* para el Control de *Bactericera cockerelli* (Sulc) en el cultivo de papa (*Solanum tuberosum* L.). Tesis de Licenciatura UAAAN. Pp. 42.
- De Bach, P. 1992. Control Biológico de Plagas de Insectos y Malas Hierbas. 14ª reimpresión. México. Pp. 99-135.
- Estrada, J., López M.T. 2003. Los bioplaguicidas en la agricultura sustentable cubana. Instituto de Investigaciones Fundamentales de Agricultura Tropical. Clides. Pp. 11, 12.
- Fernández, F y M.J. Sharkey.2006. Introducción a los Hymenoptera de la región Neotropical. Sociedad colombiana de Entomología y Universidad Nacional de Colombia, Bogotá D.C. Pp. 755-759.
- Gastelún, L.R., Godoy A.T.P. 2002. Situación actual del manejo de plagas en tomate: caso del valle de Culiacán, Sinaloa. Memorias del XXVIII Simposio nacional de Parasitología Agrícola. Acapulco, Gro., México. Pp. 54-58.
- García, M.O., Vargas C.I, Herrera P.P. 2004. Fluctuación poblacional de adultos de especies de positivas a fitoplasma asociados a la punta morada Cicadllidae y Psyllidae, en Maleza aledañas a cultivos de papa en Huachichil, Coahuila. Memorias de la XXI Semana Internacional del Parasitólogo, Simposio Punta Morada de la Papa, Saltillo, Coah., México. Pp. 31-39.
- Gibson, G. P.A., Huber .J.T., and Woolley, J.B. 1997. *Annotated Keys to the Genera of Nearctic Chalcidoidea (Hymenoptera)*. NRC Research Press, Ottawa, Ontario, Canadá. Pp. 327-328, 331, 351,389.

- Garzón, T.J.A. 2002. El pulgón Saltador o *Paratrioza*, una amenaza para la horticultura de Sinaloa. Memoria del taller sobre *Paratrioza cockerelli* Sulc. Como plaga y vector de fitoplasma en hortalizas. Culiacán, Sinaloa, México.Pp.9-12.
- Garzón, T.J. 2003. El Psílido de la papa y tomate. Hortalizas frutas y flores.Pp.8-14.
- Garzón, T.J.A., Bujanos M.R, Valdés F.S, Marín J.A, Parga V, Avilés G.M.C, Almeida L.H, Sánchez A, Martínez C.J.L, Garzón C.J.A. 2004. *Bactericera* (Paratrioza) *cockerelli* Sulc, vector de fitoplasma en México., Memoria de la XXI Semana Internacional del Parasitólogo. Simposio Punta morada de la Papa. Saltillo, Coahuila, México.Pp.64-83
- Herrera, A.M.G.1998. Subfamilia y género de Scelionidae (Hymenoptera: *proctotrupoidea*) de Coahuila. Tesis de Licenciatura UAAAN.P.78.
- James, S., Stephan L. H, Landholt L.M. 2003. North American Wildland Plants. IV Ed. University of Nebraska Press. Pp. 5-7.
- Johnson, T.E. 1971. The effectiveness of *Tetrastichus triozae* Bursk (Hymenoptera: Eulophidae) asa biological control agent of *Paratrioza cockerelli* (Sulc) (Homoptera: Psyllidae) in north Colorado. M.S. Thesis, Colo. State Univ. Pp.45.
- Lomeli, F.J.R., Bueno Partida R. 2002. Nuevo Registro de *Tamarixia triozae* (Burks) Parasitoide del Psílido del Tomate *Paratrioza cockerelli* (Sulc) (Homoptera: Psyllidae) en Marín, J.A. 2002<sup>a</sup>. ciclo biológico y morfología del salerillo *Paratrioza cockerelli* (Sulc) (Homoptera: Psyllidae) como vector de la enfermedad “permanente del jitomate” en el Bajío. Memorias del taller sobre *Paratrioza cockerelli* (Sulc), Culiacán, Sinaloa, México.Pp. 37-45.
- List, G.M. 1939. The effect of the temperature upon egg the position, egg hatch and nymphal development of *Paratrioza cockerelli* (Sulc). Jour. Econ. ENT.Pp.30-36.
- Leyva, Z.R. 2005. Evaluación de Insecticidas de Origen Orgánico sobre *Bactericera cockerelli* (Sulc) en tomate *Lycopersicum esculentum* (Mill). Tesis de Licenciatura UAAAN. Pp.18, 26, 39.
- Marín, J.A. 2002. Características morfológicas y aspectos biológicos del psílido del tomate *Bactericera cockerelli* (Sulc) (= *Paratrioza cockerelli*). Memorias del taller sobre *Paratrioza cockerelli* Sulc. Culiacán, Sinaloa, México. Pp.47-55.
- Marín, J.A. 2004. Biología, ecología e identificación de insectos vectores en el cultivo de papa. Memoria de la XXI Semana Internacional del Parasitólogo; Simposio Punta Morada de la papa, Saltillo, Coahuila, México. Pp.84-97.

- Méndez, R.D.D. 2007. Evaluación del efecto sinergista y/o de potencial de coadyuvantes y detergentes en mezcla con insecticidas, para el derribo de *Bactericera cockerelli* (Sulc). Tesis de licenciatura UAAAN. Pp. 8.
- Montero, R. L.1994. Ciclo de Vida y Factores de Mortalidad del Psyllido *Bactericera cockerelli* (Sulc) (Homoptera: Psyllidae). Tesis de Licenciatura UAAAN.Pp.50.
- Richardes, B.L. and Blood H.L. 1933. Syntoms of Psyllid Yellows. Journal of Agricultural Research. Pp.195-196.
- Romero, N.J., Estradas V.G, Equihua M.A.2002. Control Biológico del Pulgón Saltador *Paratrioza cockerelli* (Sulc) con *Chrysoperla carnea* Entomología 2002 Vol. Mexicana. Stephens. Entomología 2002 Vol. Mexicana. Pp. 274-278.
- Ramírez, .M.R. 2007. Observación del Ciclo Biológico de *Tamarixia sp.* (HYMENOPTERA; Eulophidae) en el Psylido de la papa (HEMIPTERA: Psyllidae) *Paratrozae cockerelli* Sul. Tesis de licenciatura UAAAN.Pp. 13-15 y 17-24.
- Sánchez, S.J.A., Almeida L.I.H. 2004. Diagnostico de las especies de vectores y su interacción con el fitoplasma agente causal de la enfermedad punta morada en las regiones paperas de Coahuila y Nuevo León. Memoria de la XXI Semana Internacional del Parasitólogo; Simposio Punta Morada de la papa, Saltillo, Coahuila, México. Pp. 14-23.
- SAGARPA.2002. Secretaria de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación. Dirección General de Sanidad Vegetal. Norma Oficial Mexicana NOM-081-FITO-2001. Manejo y eliminación de focos de infestación de plagas, mediante el establecimiento o reordenamiento de fechas de siembra, cosechas y destrucción de residuos. México DF. Pp. 8.
- [www.gro.sagarpa.gob.mx/Normas\\_Oficiales/catalogo\\_de\\_normas/NOM-fito.htm](http://www.gro.sagarpa.gob.mx/Normas_Oficiales/catalogo_de_normas/NOM-fito.htm)
- Villareal Q.J.A. 1999. Malezas de Buenavista 1<sup>a</sup> Ed. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Buenavista, Saltillo, Coahuila.

## **APÉNDICE**

Figura 1. Porcentaje de parasitismo observado como efecto de la liberación de *Tamarixia sp* Mercet sobre la población de ninfas de *Bactericera cockerelli* (Sulc) bajo condiciones de campo en jarilla *Senecio salignus*, antes y a los 7, 14 y 21 días después de la liberación en Hidalgo, Galeana, N.L.

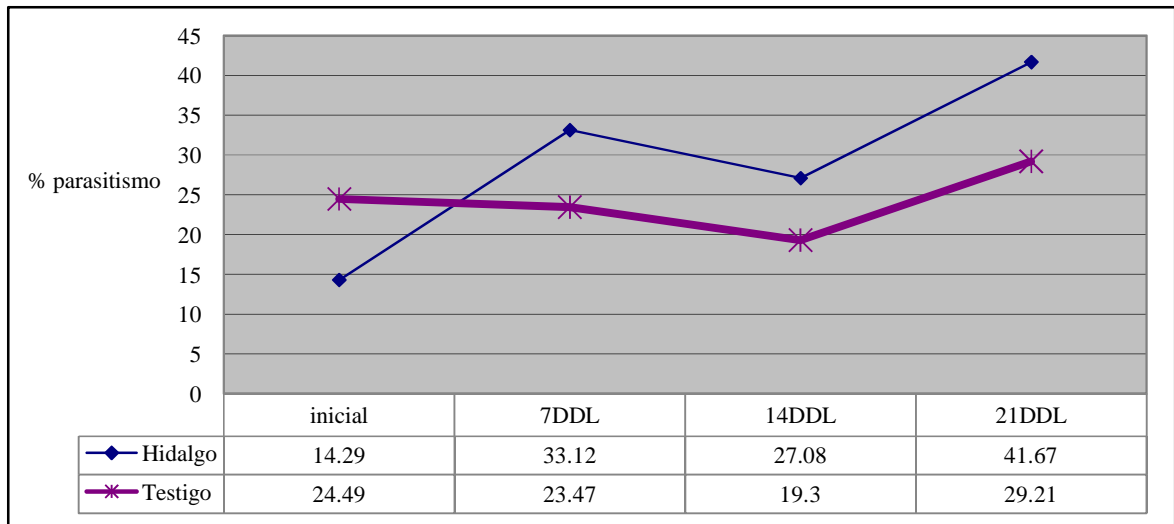


Figura 4. Porcentaje de parasitismo observado como efecto de la liberación de *Tamarixia sp* Mercet sobre la población de ninfas de *Bactericera cockerelli* (Sulc) bajo condiciones de campo en jarilla *Senecio salignus*, antes y a los 7, 14 y 21 días después de la liberación en San Joaquín, Galeana, N.L.

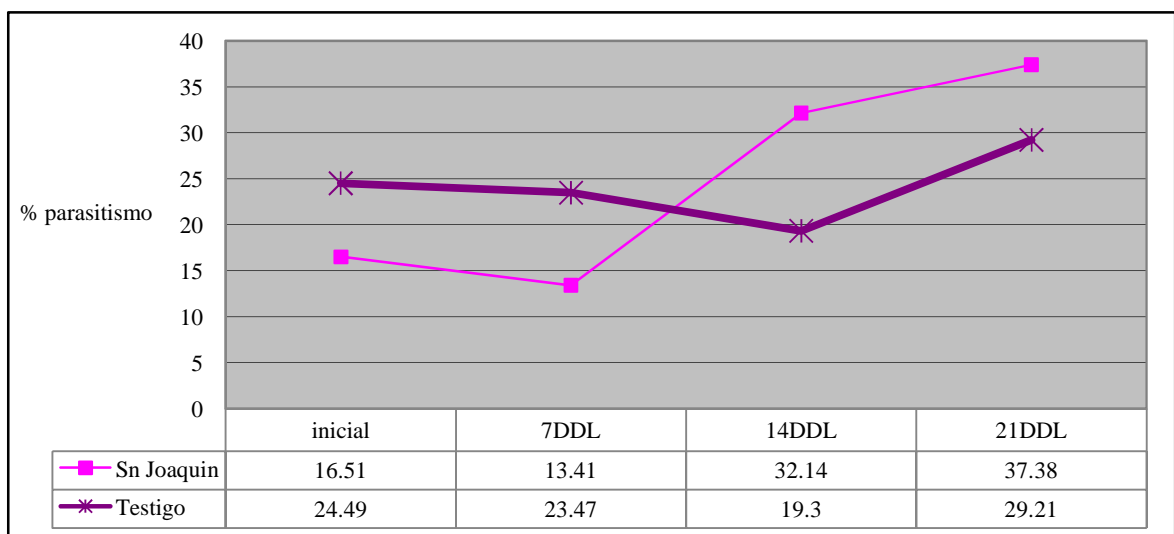


Figura 5. Porcentaje de parasitismo observado como efecto de la liberación de *Tamarixia sp* Mercet sobre la población de ninfas de *Bactericera cockerelli* (Sulc) bajo condiciones de campo en jarilla *Senecio salignus*, antes y a los 7, 14 y 21 días después de la liberación en Cuije, Galeana, N.L.

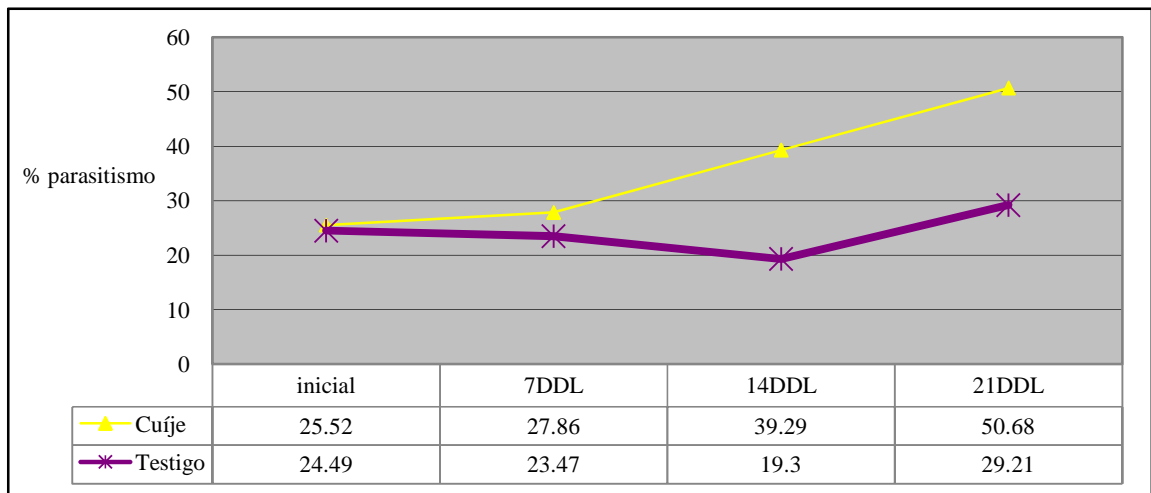


Figura 6. Porcentaje de parasitismo observado como efecto de la liberación de *Tamarixia sp* Mercet la población de ninfas de *Bactericera cockerelli* (Sulc) bajo condiciones de campo en jarilla *Senecio salignus*, antes y a los 7, 14 y 21 días después de la liberación en Puerto Grande, Galeana, N.L.

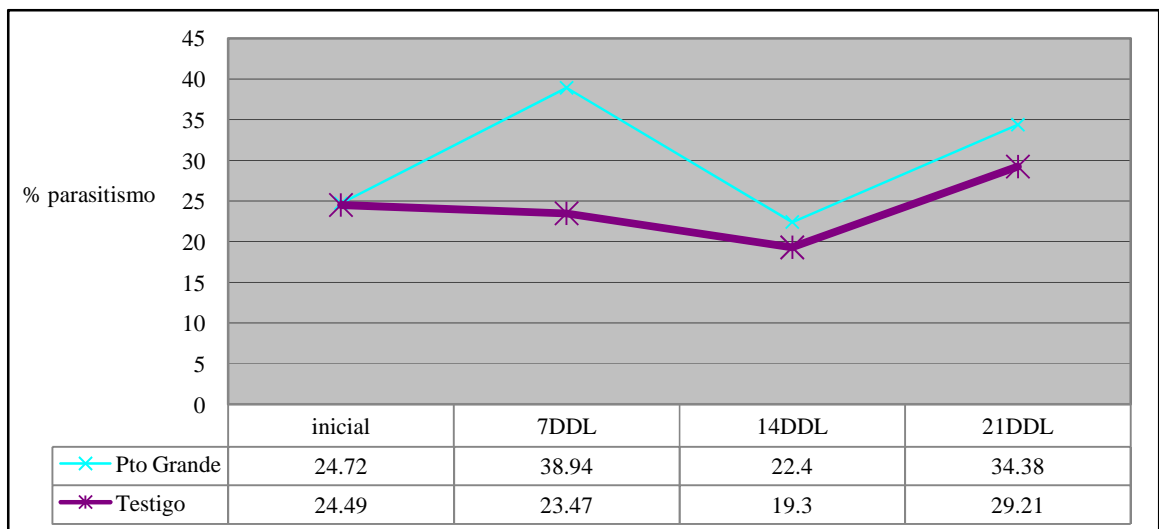


Figura 7. Promedio general del porcentaje de parasitismo observado como efecto de la liberación de *Tamarixia sp* Mercet sobre la población de ninfas de *Bactericera cockerelli* (Sulc) bajo condiciones de campo en jarilla *Senecio salignus*, antes y a los 7, 14 y 21 días después de la liberación en cada sitio.

