



COLEGIO DE POSTGRADUADOS

INSTITUCIÓN DE ENSEÑANZA E INVESTIGACIÓN EN CIENCIAS AGRÍCOLAS

CAMPUS MONTECILLO

POSGRADO DE FITOSANIDAD

ENTOMOLOGÍA Y ACAROLOGÍA

BIOLOGÍA DE *Sympherobius barberi* Banks
(NEUROPTERA: HEMEROBIIDAE) CRIADO CON
Dactylopius opuntiae Cockerell (HEMIPTERA:
DACTYLOPIIDAE)

MA. ILIANA PACHECO RUEDA

T E S I S

PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL

PARA OBTENER EL GRADO DE:

MAESTRA EN CIENCIAS

MONTECILLO, TEXCOCO, EDO. DE MÉXICO

2010

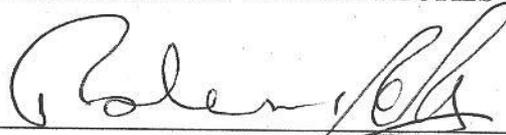
La presente tesis titulada: **Biología de *Sympherobius barberi* Banks (Neuroptera: Hemerobiidae) criado con *Dactylopius opuntiae* Cockerell (Hemiptera: Dactylopiidae)** realizada por la alumna Ma. Iliana Pacheco Rueda, bajo la dirección del Consejo Particular indicado, ha sido aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para la obtención del grado de:

**MAESTRO EN CIENCIAS
FITOSANIDAD
ENTOMOLOGÍA Y ACAROLOGÍA**

CONSEJO PARTICULAR



CONSEJERO: DR. J. REFUGIO LOMELI FLORES



ASESOR: DR. ESTEBAN RODRÍGUEZ LEYVA



ASESOR: DR. MANUEL RAMÍREZ DELGADO

Montecillo, Texcoco, Estado de México, mayo 2010

BIOLOGÍA DE *Symphorobius barberi* Banks (NEUROPTERA: HEMEROBIIDAE)
CRIADO CON *Dactylopius opuntiae* Cockerell (HEMIPTERA:
DACTYLOPIIDAE)

Ma. Iliana Pacheco Rueda
Colegio de Postgraduados, 2010.

RESUMEN

El nopal verdura, *Opuntia ficus-indica*, es una hortaliza de importancia económica en México, y una de sus plagas más importantes es la cochinilla silvestre del nopal, *Dactylopius opuntiae*. Dentro del complejo de sus enemigos naturales nativos es el depredador *Symphorobius barberi* se considera uno de sus potenciales alternativas de control, pero no existe información sobre esta especie. El objetivo de esta investigación fue estudiar la biología y morfología de *S. barberi* alimentado con *D. opuntiae*. Todo el material de la plaga y el depredador, para establecer las crías de laboratorio, se obtuvo de la zona productora de nopal verdura de Tlalnepantla, Morelos. *S. barberi* tiene tres instares larvales y completó su ciclo biológico en 28 días, presentó una tasa neta de reproducción (R_0) de 36.6, una tasa intrínseca de crecimiento (r_m) de 0.081, un tiempo de generación de 44.27 días y una tasa finita de reproducción (λ) de 1.084. Morfológicamente la larva uno se diferencia por la presencia del empodium alargado en forma de trompeta, y la larva dos y tres presentan un empodio trapezoidal no más largo que las uñas. No se observaron características evidentes para separar larvas dos de tres aunque el tamaño puede ser el mejor indicador. Este estudio es uno de los primeros reportes formales de la biología de *S. barberi* criado sobre cochinilla silvestre del nopal, y se discute la relevancia de continuar estudios con esta y otras especies de depredadores de *D. opuntiae*.

Palabras claves: nopal verdura, *Opuntia ficus-indica*, plagas nativas, control biológico

BIOLOGY OF *Symphorobius barberi* Banks (NEUROPTERA:
HEMEROBIIDAE) REARED ON *Dactylopius opuntiae* Cockerell
(HEMIPTERA: DACTYLOPIIDAE)

Ma. Iliana Pacheco Rueda
Colegio de Postgraduados, 2010

ABSTRACT

Prickly pear (*Opuntia ficus-indica*) in Mexico, where people consume young pads as vegetables and call them nopalitos, is a horticultural crop of great economic, social and environmental importance, and one of its most important pests is the wild cochineal insect, *Dactylopius opuntiae*. Natural enemies complex includes *Symphorobius barberi* a hemerobid predator that is considered one of the possible control alternatives. The objective of this research was to assess some biological aspect of this predator reared on *D. opuntiae*. All the specimens used to establish laboratory colonies of both, the pests and the predator species, were collected during 2008 and 2009 from the nopalitos producing zone in Tlalnepantla, Morelos. *S. barberi* has three larval stages and completed its life cycle after 28 days. Females had a four day preovipositional period, daily average eggs per female were 1.98. Also, *S. barberi* showed a net reproductive rate (R_0) of 36.6; a daily intrinsic rate of increase (r_m) of 0.081; a generation time of 44.27 days and a finite reproductive rate (λ) of 1.084. First larval stage has a long trumped-like empodium but second and third larval stages have a pad-like empodium, smaller than its nails. We did not find morfological evidence to distinguish second or third larval stages, but size could be an important indicator. The present paper gives the first biological data for *S. barberi* reared on *D. opuntiae*. The relevance of studies on *S. barberi* and other wild cochineal insect predators are discussed.

Key words: Prickly pear, *Opuntia ficus-indica*, native pests, biological control.

DEDICATORIA

A mi padre Daniel Pacheco Becerril, por el apoyo que me ha dado en mi formación profesional y por su comprensión en momentos difíciles de mi vida, pero además por su gran paciencia que ha tenido conmigo y a quien le debo todo lo que soy.

A mi madre Ma. Luisa Rueda Barrera, por su presencia en mi formación profesional y personal.

A mi sobrino Uriel, pequeño bodoque, por el cariño que le tengo y por su ternura que me da siempre.

A mi hermana Adriana y mi cuñado José Luis, por el apoyo que me han dado en los momentos difíciles de mi vida, gracias por estar conmigo.

A mis hermanos Juan y Georgina, por los buenos momentos que hemos pasado juntos.

*“¿Por qué no me clasificas entre los insectos que amas?,
sólo es cuestión de atravesarme con un alfiler de mi tamaño
y montarme junto a las crisálidas con un hermoso papelito en blanco.”*

Roque Dalton

AGRADECIMIENTOS

Al arte de la vida, por las inmensas ganas de seguir conociendo de ti, de mí, y de nuestro país desde este octavo piso de mi ciudad, con el alma plena de la esperanza y la luna llena de luz, sigo este sendero para poner los sentidos en muchos motivos y en cada canción, agradezco por el amor que se va y por el que viene, que nunca está ausente en la construcción de mi presente.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) por la beca proporcionada en la realización de mis estudios de Maestría.

Al Colegio de Postgraduados y al Instituto de Fitosanidad por sus excelentes profesores que día a día forman a sus estudiantes con buenos resultados. Adicionalmente, por haber encontrado buenos compañeros y amigos.

A Dr. Refugio Lomeli Flores a quien respeto y admiro por ser una persona con mucha calidad humana y como investigador, también por su enseñanza y apoyo en mi formación profesional, gracias por confiar en mí.

Al Dr. Esteban Rodríguez Leyva por sus excelentes y precisos comentario en la construcción de esta tesis, por su enseñanza como profesor y asesor.

Al Dr. Manuel Ramírez Delgado por su apoyo y disponibilidad como asesor en la elaboración de la tesis, y sus comentarios que fueron de gran ayuda.

Al M.C. Jorge Manuel Valdez Carrasco, por la disponibilidad de colaborar en este trabajo, por su apoyo y por su excelente calidad como profesor.

A los compañeros del Colegio de Postgraduados, por haberme brindado su amistad, su apoyo, y sobretodo aprender de ustedes tanto en lo profesional como en lo personal: Leticia, Alfonso, Fernando, Santo, Jorge, Erica, Lupita, Fabián, Trinidad, Alfredo, Juan, Imelda, Nuvia, Martín, Carlos, Oscar, Berenice, Víctor, Flor, Ana, Hilda, Haidel, Karla, Ernesto, Susana, José Luis, Berta, Patricia y Petra.

A mis grandes amigos, que he conocido en este sendero de la vida y que me han dado más que una amistad, por estar conmigo en la construcción de mi presente, sinceramente les agradezco de todo corazón: Angélica, Chuy, Jessica, Daniel, Ricardo, Marilyn, Edgar, Mariza, Paulina, Ana Laura, Rafael, Eduardo, Cristina, Roberto, Jacobo.

CONTENIDO

	PÁG.
RESUMEN.....	iii
ABSTRACT.....	iv
DEDICATORIA.....	v
AGRADECIMIENTOS.....	vi
ÍNDICE DE CUADROS.....	X
ÍNDICE DE FIGURAS.....	XI
INTRODUCCIÓN GENERAL.....	1
OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	3
CAPÍTULO I. REVISIÓN DE LITERATURA.....	4
1.1. Importancia del nopal.....	4
1.1.1. <i>Opuntia ficus-indica</i>	4
1.1.2. Plagas del nopal.....	5
1.1.3. Plagas agrícolas en Tlalnepantla, Morelos.....	5
1.2. <i>Dactylopius opuntiae</i>	6
1.2.1. Especies de <i>Dactylopius</i>	6
1.2.2. Importancia y daños ocasionados por <i>D. opuntiae</i>	7
1.2.3. Manejo de <i>D. opuntiae</i>	8
1.2.4. Enemigos naturales de <i>D. opuntiae</i>	9
1.3. Neurópteros como agentes de control biológico.....	9
1.3.1. Hemerobiidae en programas de control biológico.....	10
1.3.2. Aspectos biológicos de Hemerobiidae.....	11
1.3.3. Tablas de vida y fecundidad.....	12
CAPÍTULO II. CICLO DE VIDA Y PARÁMETROS POBLACIONALES DE <i>Symphorobius barberi</i> Banks (NEUROPTERA: HEMEROBIIDAE) CRIADO CON <i>Dactylopius opuntiae</i> Cockerell (HEMIPTERA: DACTYLOPIIDAE).....	15
2.1. Introducción.....	15
2.1.1. Materiales y métodos.....	17
2.1.2. Área de estudio.....	17
2.1.3. Colecta y manipulación de material biológico.....	17
2.1.4. <i>Dactylopius opuntiae</i>	17

2.1.5. <i>Sympherobius barberi</i>	18
2.1.6. Identificación de las especies.....	19
2.1.7. Observaciones cualitativas de comportamiento en campo y laboratorio....	20
2.1.8. Ciclo y tablas de vida de <i>S. barberi</i> en condiciones de laboratorio.....	20
2.1.9. Tabla de fecundidad de <i>S. barberi</i> en condiciones de laboratorio.....	21
2.2.1. Resultados.....	23
2.2.2. Ciclo de vida de <i>S. barberi</i> en condiciones de laboratorio.....	23
2.2.3. Longevidad de adultos.....	25
2.2.4. Supervivencia de <i>S. barberi</i>	25
2.2.5. Tabla de vida y parámetros poblacionales de <i>S. barberi</i>	27
2.2.6. Curva de supervivencia de hembras de <i>S. barberi</i>	29
2.2.7. Aspectos biológico de <i>S. barberi</i>	29
2.2.8. Discusión.....	31
2.2.9. Ciclo de vida de <i>S. barberi</i>	31
2.3.1. Supervivencia de larvas y adultos.....	32
2.3.2. Tabla de vida y de fecundidad.....	33
CAPÍTULO III. ALGUNOS ASPECTOS MORFOLÓGICOS DE LOS ESTADOS INMADUROS DE <i>Sympherobius barberi</i> (NEUROPTERA: HEMEROBIIDAE)	37
3.1. Introducción.....	37
3.1.1. Materiales y métodos.....	38
3.1.2. Material biológico.....	38
3.1.3. Obtención de larvas.....	39
3.1.4. Preparación de las larvas.....	40
3.1.5. Morfometría.....	40

3.1.6. Resultados y discusión.....	41
3.1.7. Descripción del huevo.....	41
3.1.8. Descripción de los instares larvales de <i>S. barberi</i>	42
3.1.9. Cabeza.....	45
3.2.1. Tórax.....	48
3.2.2. Abdomen.....	48
Conclusiones.....	52
Literatura citada.....	53

ÍNDICE DE CUADROS

1.1. Cuadro 1. Plagas más frecuentes en el cultivo del nopal (INE 2005 y Mena 2007).....	5
2.1. Cuadro 1. Ciclo de vida de <i>Symphorobius barberi</i> alimentado con <i>Dactylopius opuntiae</i> en condiciones de laboratorio ($26 \pm 2^{\circ}\text{C}$, $55 \pm 10\%$ HR, fotoperiodo 12:12).....	23
2.2. Cuadro 2. Tiempo de desarrollo (días) entre hembras y machos de <i>Symphorobius barberi</i> alimentados con <i>Dactylopius opuntiae</i> en condiciones de laboratorio.....	25
2.3. Cuadro 3. Tabla de vida de <i>S. barberi</i> en condiciones de laboratorio ($26 \pm 2^{\circ}\text{C}$, $55 \pm 10\%$ HR fotoperiodo 12:12). Intervalo de edad (x); número de individuos (n_x); tasa de supervivencia (l_x); número de individuos muertos (d_x); tasa de mortalidad (q_x); esperanza de vida (e_x).	27
3.1. Cuadro 1. Mediciones de los instares larvales de <i>Symphorobius barberi</i> al ser alimentados con <i>Dactylopius opuntia</i>	51

ÍNDICE FIGURAS

2.1. Figura 1. Jaula de plástico donde se mantuvo la colonia de <i>Symphorobius barberi</i>	19
2.2. Figura 2. Jaula de plástico donde se mantuvieron cada una de las parejas de <i>Symphorobius barberi</i>	22
2.3. Figura 3. Ciclo de vida de <i>Symphorobius barberi</i> . A) huevo, B) larva neonata, C) larva uno, D) larva dos, E) larva tres, F) pupa, G) adulto.....	24
2.4. Figura 4. Curva de sobrevivencia (%) de <i>Symphorobius barberi</i> en condiciones de laboratorio ($26\pm 2^{\circ}\text{C}$, $55\pm 10\%$ HR, fotoperiodo 12:12) Fase (I) Incubación del huevo; Fase (II) Desarrollo de larva uno e inicio de larva dos; Fase (III) Desarrollo biológico desde larva dos hasta adulto.	26
2.5. Figura 5. Curva de fecundidad de hembras de <i>Symphorobius barberi</i> ($26\pm 2^{\circ}\text{C}$, $55\pm 10\%$ HR; fotoperiodo 12: 12).....	28
2.6. Figura 6. Curva de sobrevivencia (%) hembras de <i>Symphorobius barberi</i> en condiciones controladas ($26 \pm 2^{\circ}\text{C}$, $55 \pm 10\%$ HR, fotoperiodo 12:12).....	29
3.1. Figura 1. Huevo y larva uno de <i>Symphorobius barberi</i> A) huevo recién puesto, maduro y huevo vacío (blanco), B) larva neonata, C) vista ventral de larva uno madura, D) vista dorsal de larva uno neonata, E) cabeza: larva neonata, F) palpos labiales, G) empodio.....	44
3.2. Figura 2. . Larva dos de <i>Symphorobius barberi</i> A) vista ventral, B) y C) vista dorsal, D) cabeza, E) palpos labiales, F) uñas bífidas, G) empodio trapezoidal	47
3.3. Figura 3. Larva tres de <i>Symphorobius barberi</i> A) y C) vista dorsal, B) vista lateral, D) vista ventral, E) cabeza, F) palpos labiales, G) puente tentorio.....	49

INTRODUCCIÓN GENERAL

México es considerado centro de origen de las cactáceas, cuenta con el mayor número de géneros y especies en el continente Americano y la mayoría son endémicas (Palacios *et al.* 2004). Algunas especies de esta familia son conocidas comúnmente como nopales y se utilizan como fuente alimenticia en diferentes regiones del país, tales como los géneros *Opuntia* y *Nopalea*. El nopal (*Opuntia* spp.) es un producto que tiene una gran importancia económica, por su uso como fruta o verdura en la alimentación del ser humano, pero también como forraje para ganado, otros usos de esta planta están en la conservación de suelos, y en la industria farmacéutica y cosmética, además para la producción de la “grana cochinilla” como fuente de colorante natural (FAO 1997, Portillo & Viguera 2001, Portillo 2005). Adicionalmente, el nopal verdura (*Opuntia ficus-indica*) constituye una fuente de ingreso en las comunidades rurales en zonas áridas y semiáridas de México (Flores & Olvera 1995, Quintano & Ríos 2004).

La producción de nopal para consumo humano se concentra en dos localidades en la parte central del país: al sur de la ciudad de México en Milpa Alta, Distrito Federal, con 4,337 ha, y Tlalnepantla en Morelos, con 2,737 ha. Ambas localidades aportan el 80% de la producción nacional (SIAP 2009). De la producción del nopal verdura alrededor del 97% se consume en fresco, y el 3% restante se utiliza como materia prima por la industria alimentaria, farmacéutica y cosmética (Flores & Olvera 1995).

Al igual que muchas hortalizas, el cultivo de nopal verdura presenta una serie de problemas fitosanitarios que disminuyen su producción y pueden ocasionar pérdidas en el cultivo (Badii & Flores 2001). En México se han registrado al menos 11 especies de insectos plaga del nopal verdura, dentro de las cuales la cochinilla silvestre del nopal *D. opuntiae* (Cockerell), junto con el picudo del nopal *Metamasius spinolae* (Gyllenhal)

son las más importantes (Mann 1969, Colegio de Postgraduados 2005, Vanegas- Rico *et al.* 2010). *D. opuntiae* se localiza en la mayoría de los estados de la República Mexicana (MacGregor & Sampedro 1984), y es la plaga más común e importante en la producción del nopal verdura en el estado de Morelos (Colegio de Postgraduados 2005, Vanegas-Rico 2009, Vanegas-Rico *et al.* 2010).

A pesar de que no existen insecticidas autorizados para su uso en nopal verdura en México (CICOPLAFEST 2009), el control químico es la herramienta que más se emplea en las principales zonas de producción para el manejo de cochinilla silvestre del nopal (Badii & Flores 2001). Sin embargo, el mal manejo de los insecticidas incrementa el riesgo de intoxicación tanto para productores y consumidores y también incrementa los daños al ambiente (Badii & Flores 2001, Colegio de Postgraduados 2005, Juárez 2007). Debido a esta problemática, surge la necesidad de proponer otros métodos para el combate de esta plaga y poder ofrecer alternativas de manejo que disminuya el uso de plaguicidas. Así, el uso de control biológico, pudiera representar una alternativa al manejo de la cochinilla silvestre del nopal (Rodríguez-Leyva *et al.* 2007, Vanegas-Rico *et al.* 2010).

La cochinilla silvestre del nopal sustenta una diversidad de depredadores, tales como algunas especies de los géneros *Laetilia*, *Symphorobius*, *Salpingogaster*, *Leucopis*, *Chilochorus* e *Hyperaspis* (Goeden *et al.* 1967, Portillo & Viguera 1998, Venegas *et al.* 2010). En Tlalnepantla, Morelos, Vanegas-Rico *et al.* (2010) encontraron que el hemeróbido *Symphorobius barberi* Banks fue uno de los depredadores más frecuente en colonias de cochinilla silvestre del nopal. Por otro lado, Portillo y Viguera (1998) observaron que en Perú larvas de *Symphorobius* spp. eliminaban hasta un 40% de estados inmaduros de cochinilla fina en cultivos industriales. Esta información

proporciona una idea del potencial de esta especie para su uso en programas de control biológico.

Considerando que hasta el momento no hay ningún trabajo relacionado con la biología de *S. barberi*, y que se ha señalado como un potencial agente de control biológico, en el presente estudio se planteó el objetivo general de conocer aspectos básicos de la biología de *S. barberi* cuando se alimenta de *D. opuntiae*.

OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- 1) Conocer aspectos biológicos de *Symphorobius barberi* en campo y laboratorio.
- 2) Determinar mediante tablas de vida los parámetros poblacionales de *S. barberi* cuando utiliza como presa a *Dactylopius opuntiae*.
- 3) Realizar una descripción morfológica de los estados inmaduros de *S. barberi*.

CAPÍTULO I

REVISIÓN DE LITERATURA

1.1 Importancia del nopal

1.1.1 *Opuntia ficus-indica*

Dentro de las especies *Opuntia* de importancia económica sólo cuatro son usadas para la producción de nopal verdura; *Opuntia ficus-indica*, *O. leucotricha* DC, *O. robusta* Wendl, *O. streptacantha* Lemaire, y *Nopalea cochellinifera* L (Mill) (Zimmermann *et al.* 1979). *Opuntia ficus-indica* L (Mill) es la especie de nopal verdura que más se consume en el mundo, ya que presenta pocas espinas lo que permite el fácil manejo, además de tener gran cantidad de agua y poca fibra (Pimienta *et al.* 1993, Fierro *et al.* 2006).

En México *O. ficus-indica* se consume como verdura (Kiesling 1999, Quintano & Ríos 2004), también se utiliza como forraje, fruto e incluso como huésped de insectos tales como la grana cochinilla, de la cual se extrae el ácido carmínico que es utilizado como colorante natural (Granados & Castañeda 1991, Pérez *et al.* 2001). Adicionalmente esta planta es utilizada para la conservación del suelo, y en algunas zonas para protección de jardines, huertos o como barreras biológicas (FAO 1997, SAGARPA 2005).

En México se tienen alrededor de 150 mil ha cultivadas de nopales para forraje, 60 mil ha para la producción de tuna, 11 mil ha para nopal verdura y 100 ha para producción de grana cochinilla (SAGARPA 2005). En relación a nopal verdura, Milpa Alta en el Distrito Federal y Tlalnepantla en Morelos aportan alrededor del 80% de la producción nacional (Fierro *et al.* 2006, SAGARPA 2005).

1.1.2. Plagas del nopal

1.1.3. Plagas agrícolas en Tlalnepantla, Morelos

Al igual que muchas hortalizas, el cultivo de nopal verdura presenta una serie de problemas fitosanitarios que disminuyen su producción y pueden ocasionar pérdidas en el cultivo (Badii & Flores 2001). Se considera que las plagas de insectos y enfermedades causan las mayores pérdidas (Delgadillo *et al.* 2008, Orduño 2009, Vanegas-Rico 2009,).

A nivel mundial se han registrado alrededor de 23 géneros de insectos fitófagos asociados al cultivo de nopal. En México, se han descrito varias plagas y enfermedades para este cultivo y de acuerdo con el INE (2005) y Mena-Covarrubias & Rosas-Gallegos (2007), las plagas de insectos frecuentes en el cultivo del nopal pertenecen a 21 especies (Cuadro 1).

Cuadro 1. Plagas de insectos más frecuentes en el cultivo del nopal (INE 2005 y Mena-Covarrubias & Rosas-Gallegos 2007)

Nombre común	Nombre científico
Picudo barrenador	<i>Metamasius (Cactophagus) spinolae</i> Gyllenhal
Picudo de las espinas	<i>Cylindrocopturus biradiatus</i> Champ
Gusano blanco del nopal	<i>Lanifera (Megastes) cyclades</i> Druce
Gusano cebra	<i>Melitara (Olycella) nephelepsa</i> Dyar
Chinche gris	<i>Chelinidea tabulata</i> Burm
Chinche roja	<i>Hesperolabops gelastops</i> Kirk
Cochinilla o grana	<i>Dactilopius indicus</i> Green
Trips del nopal	<i>Neohydatothrips (Serivotrips) opuntiae</i> Hood
Mosca del nopal	<i>Dasiops bennetti</i> Mc. Alpine
Gusano de alambre	<i>Melanotus</i> spp.
Gallina ciega	<i>Phyllophaga</i> spp.
Barrenador del nopal	<i>Moneilema</i> spp.
Cerambícido	<i>Meneileema variolris</i> Thom
Escama del nopal	<i>Diaspis echinocacti</i>
Escama ostión del nopal	<i>Lepidosaphes</i> sp.
Minador del nopal	<i>Marmara opuntiella</i>
Barrenador de la union de las pencas	<i>Metapleura Potosí</i>
Barrenador de la penca del nopal	<i>Aerotypia pleurotella</i>
Chinche del fruto	<i>Narnia</i> spp.
Gusanos barrenadores del fruto	<i>Ozamia</i> spp.

En Tlalnepantla, Morelos se han realizado trabajos de investigación sobre plagas y enfermedades del nopal para esta zona productora (Colegio de Postgraduados 2005). Con el propósito de sondear toda el área de producción, en ese trabajo se dividió la región en tres altitudes: alta (2200-2450 m), media (1950-2200 m) y baja (1740-1950 m). De los problemas fitosanitarios detectados cinco son enfermedades y dos insectos fueron los que se consideraron de mayor incidencia y severidad. El diagnóstico fitosanitario señaló que las plagas principales fueron: el picudo del nopal, *Metamasius spinolae* (Gyllenhal) y la cochinilla del nopal *Dactylopius opuntiae* (Cockerell). Esta última especie se presentó con mayor incidencia (53% de los lotes muestreados) en la parte baja, aunque se encuentra distribuida en toda la zona nopalera de Tlalnepantla (Colegio de Postgraduados 2005, GIIN 2008).

1.2. *Dactylopius opuntiae*

1.2.1. Especies de *Dactylopius*

El género *Dactylopius* pertenece a la familia Dactylopidae, las especies de este grupo se caracterizan por ser escamas de cuerpo blando con una cubierta cerosa blanquecina, misma que los protege contra factores adversos del ambiente y probablemente contra depredadores, parasitoides e incluso insecticidas (Diodato *et al.* 2004). Estos insectos viven sobre las cactáceas principalmente de los géneros *Opuntia* y *Nopalea* (Portillo & Viguera 2002, Diodato *et al.* 2004), y se reportan 77 especies de ellas, algunas de mayor importancia son *Opuntia atropes* Rose, *O. amyclaea* Tenore, *O. cochenillifera* (L.) Salm-Dyck, *O. crassa* Haworth, *O. ficus-indica* (L.) Miller, *O. fuliginosa* Griffiths, *O. incarnadilla* Griffiths, *O. jaliscana* Bravo, *O. megacantha* Salm-Dyck, *O. pilifera* Weber, *O. sarca* Griff. Ex Scheinv, *O. streptacantha* Lem., *O. tomentosa* Salm-Dyck y *O. undulata* Griffiths. Algunos autores como Portillo y

Vigueras (2001) mencionan que si se realizan colectas más intensivas el número de plantas hospederas seguramente pudiera ser mayor.

Los dactilópodos son de origen norteamericano y comprenden diez especies (Ben-Dov & Marotta 2001, Portillo & Vigueras 2006, Vanegas-Rico 2009), de las cuales MacGregor y Sanpedro (1984) listan cinco especies de *Dactylopius* para México: *D. ceylonicus* Green, *D. coccus* Costa, *D. confusus* (Cockerell), *D. opuntiae* (Cockerell) y *D. tomentosus* (Lamarck). Aparentemente *D. opuntiae* es la especie más recurrente en las zonas productoras de nopal verdura en el país (MacGregor y Sanpedro 1984, Vanegas-Rico 2009, Vanegas-Rico *et al.* 2010).

1.2.2. Importancia y daños ocasionados por *D. opuntiae*

La cochinilla silvestre del nopal se encuentra ampliamente distribuida en el país y es la segunda plaga de mayor importancia en la zonas productoras del nopal verdura en Tlalnepantla, Morelos (Palacios *et al.* 2002, GIIN 2008). Tanto los adultos como los estados inmaduros de *D. opuntiae* se alimentan y causan daño al nopal verdura. Los daños que ocasionan son principalmente amarillamiento local en las pencas (clorosis) induciendo el debilitamiento general de la planta e incluso su muerte cuando el ataque es severo (Moran & Hoffman 1987). Específicamente en los frutos se pierde calidad y caen en forma prematura cuando el ataque se presenta en etapas tempranas de su desarrollo (García 2000).

Esta plaga cuando las temperaturas son bajas, tiene poca actividad durante el invierno, pero en cuanto asciende la temperatura empieza la reproducción y la colonización de nuevos cladodios (Villanueva 2007). En verano se afectan por las lluvias con lo que las poblaciones bajan pero nunca llegan a eliminarse totalmente, por

lo que los productores se ven en la necesidad de realizar métodos de control (Flores *et al.* 2005).

1.2.3. Manejo de *D. opuntiae*

A pesar de que no existen insecticidas autorizados para su uso en nopal verdura (CICOPLAFEST 2009), el control químico es la herramienta que más se emplea para el manejo de esta plaga en las principales zonas de producción de nopal verdura en México (Badii & Flores 2001). Los productos más empleados son paratión metílico, malatión, clorpirifos, carbaril, y cipermetrina. La mayoría de los productores hacen un uso de los insecticidas sin considerar la eficiencia ni toxicidad del producto. La aplicación de estos productos, además de contaminar el agroecosistema, afecta a las poblaciones de insectos benéficos y puede causar intoxicación a las personas que se exponen a estos productos (Palacios *et al.* 2004).

Además del control químico existen otras opciones de manejo, por ejemplo el cepillado de los cladodios cuando la población es baja, y remoción de pencas infestadas para evitar la propagación de esta plaga cuando la infestación es severa, (Palacios *et al.* 2002, Sussuna *et al.* 2007, Delgadillo *et al.* 2008); la quema de cladodios con altas infestaciones de cochinilla silvestre del nopal; el uso de jabones que causan la obstrucción en los espiráculos y permite remover la capa de cera cuticular, lo que provoca una deshidratación severa que produce la muerte del insecto (Palacios *et al.* 2002, Portillo & Viguera 2002, Delgadillo *et al.* 2008); sin embargo, el uso de estas alternativas es poco frecuente. Otra alternativa viable al control químico es el control biológico mediante el uso de enemigos naturales. En algunos estudios como el de Goeden *et al.* (1967), Portillo y Viguera (1998), y Vanegas-Rico *et al.* (2010) se ha

señalado la presencia de enemigos naturales asociados a la cochinilla silvestre del nopal y algunos de ellos muestran potencial para su uso como agentes de control biológico.

1.2.4. Enemigos naturales de *D. opuntiae*

La gama de enemigos naturales de la cochinilla silvestre del nopal es amplia, los depredadores de este insecto fueron reconocidos desde 1912 por Hunter, Pratt y Mitchell (Goeden *et al.* 1967) y hasta el momento se desconoce la presencia de parasitoides (Vanegas- Rico *et al.* 2010). Los depredadores de *D. opuntiae* que se han registrado son: *Leucopis bellula* Williston, *Salpingogaster cochenillivorus* (Guérin-Méneville), *Laetilia coccidivora* (Comstock), *Hyperaspis trifurcata* Schaeffer, *Chilocorus cacti* (L), *Sympherobius barberi* (Banks) y *Sympherobius angustus* (Banks) (Gilreath & Smith 1988, Vanegas- Rico *et al.* 2010).

En Tlalnepantla, Morelos, Vanegas-Rico *et al.* (2010) encontraron que el hemeróbido *Sympherobius barberi* fue uno de los depredadores más frecuente en colonias de cochinilla silvestre del nopal. Por otro lado, Portillo y Viguera (1998) observaron que en Perú larvas de una especie no identificada de *Sympherobius* eliminaban hasta un 40% de estados inmaduros de cochinilla fina en cultivos industriales. Lo anterior da elementos para suponer que esta especie tiene potencial en el manejo de *D. opuntiae*.

1.3. Neurópteros como agentes de control biológico

Desde el punto de vista económico, los enemigos naturales efectivos son capaces de regular la densidad de población de una plaga y mantenerla a niveles abajo del umbral económico establecido en un cultivo (DeBach 1964, Rodríguez del Bosque & Arredondo 2007). En general, los enemigos naturales más efectivos pertenecen al orden

himenóptera, díptera, coleóptera, hemíptera y neuróptera; y se han empleado en programas de control biológico con éxito.

Los neurópteros están representados a nivel mundial por 17 familias y dentro de Chrysopidae, Hemerobiidae y Coniopterygidae se encuentran algunas especies de importancia en control biológico de plagas agrícola. Dentro de Neuroptera las familias Chrysopidae y Hemerobiidae han sido las más estudiadas como depredadores de plagas agrícolas. Miller *et al.* (1987) mencionan que varias especies de Chrysopidae y Hemerobiidae son los depredadores más abundantes en colonias de cóccidos, pero pocas especies están asociadas a colonias de Dactylopidiae y la mayoría de estas pertenecen a la familia Hemerobiidae. Por ejemplo, Vanegas-Rico *et al.* (2010) registraron dos especies de *Sympherobius* en México (*S. barberi* Banks y *S. angustus* Banks) depredando a *Dactylopius opuntiae* (Dactylopidiae), mientras que Pacheco-Rueda *et al.* (2009) proporcionan los primeros datos sobre aspectos biológicos de *S. barberi* cuando se alimenta sobre *D. opuntiae*.

1.3.1 Hemerobiidae en programas de control biológico

La familia Hemerobiidae incluye aproximadamente 600 especies distribuidas en 25 géneros, presenta una amplia distribución geográfica, con la mayor diversidad de especies en la zona Paleártica. En México, esta familia está representada por 44 especies en ocho géneros, de los cuales *Hemerobius* Linnaeus (17 especies) y *Sympherobius* Banks (13 especies) son los más diversos (Oswald *et al.* 2002). Los representantes de esta familia se consideran como potenciales agentes de control biológico sobre pequeños fitófagos en agroecosistemas y bosques (Lara & Perioto 2003, Monserrat 2004, Reguilón & Nuñez 2005).

Dentro de esta familia se han estudiado como agentes de control biológico los siguientes géneros; *Micromus* como depredador de áfidos (Aphididae), y lepidópteros (Noctuidae); *Hemerobius* depredando en lepidópteros (Pterophoridae) y hemípteros (Aphididae, Adelgidae, Aleyrodidae); y *Symphorobius* depredando a hemípteros (pseudocócidos) y lepidópteros (Miller & Cave 1987, McEwen *et al.* 2001, Lara & Periotto 2003).

1.3.2. Aspectos biológicos de Hemerobiidae

A través de los establecimientos de crías de insectos benéficos, se pueden mejorar los estudios de su biología para reproducirlos mejor en el laboratorio (Arredondo 2004). Así mismo, es importante conocer la biología del insecto desde el punto de vista poblacional, ya que por medio de tablas de vida y de fecundidad se pueden deducir comportamientos poblacionales de plagas y enemigos naturales. Cuando se desean comparar poblaciones se utilizan parámetros que combinan no sólo fecundidad, sino también sobrevivencia, tiempo que tarda cada generación, etc. De esta manera es posible hablar de potencial biológico de un depredador para combatir a una plaga de importancia.

Los hemeróbidos son depredadores voraces con ciclo de vida corto, y a pesar de su alta capacidad para depredar insectos de cuerpo blando, es poca la atención que se da a esta familia en comparación con otros neurópteros (New 1975). Así mismo, la información sobre su biología y morfología es insuficiente, y en la mayoría de las especies no existen descripciones detalladas de los estados inmaduros. Existen descripciones muy generales de las larvas de algunas especies de *Symphorobius*, *Micromus* y *Hemerobius* (Monserrat 2003, Reguilon & Nuñez 2005), pero ninguno de los trabajos publicados abordan a *Symphorobius barberi* Banks. Por ejemplo, Lara y

Perioto (2003) menciona de manera resumida las características del huevo, larvas y pupas de *Micromus tasmaniae* (Walker) y *Symphorobius fuscescens* Wallengren, mientras que Miller y Lambdin (1984) dan una re-descripción de los estados larvales de *Hemerobius stigma* Stephens.

De los escasos estudios disponibles se puede señalar que los huevos de hemeróbidos presentan coloraciones claras, son ovalados o elípticos y carecen de pedúnculo (Monserrat 2003, Monserrat 2008). Existen tres estados larvales fusiformes, con cabeza pequeña y con 6 ocelos localizados atrás de las antenas. Las antenas y los palpos labiales tienen 3 segmentos. Las mandíbulas y maxilas son alargadas y surcadas, y embonan juntas para formar un canal de absorción que llega a la faringe. El abdomen con 10 segmentos y el último segmento está modificado en una pequeña estructura cilíndrica y retráctil que termina en un par de pigópodos utilizados durante el desplazamiento. El tercer estado larval busca un lugar protegido para poder pupar (Reguilón & Nuñez 2005, Meléndez 2009). Los adultos son pequeños a medianos (3 a 9 mm), presentan una coloración café en venas de las alas al igual que el cuerpo y pueden estar manchadas con franjas y puntos café oscuros o negros. Los machos y hembras tienen la misma apariencia general (MacEwen *et al.* 2001), tanto las larvas y adultos se alimentan principalmente de pulgones, cochinilla silvestre del nopal, y huevos de lepidópteros.

1.3.3. Tablas de vida y fecundidad

Bellows *et al.* (1999) señalan que la forma más simple de conocer algunos aspectos biológicos y poblacionales de un insecto es realizar una tabla de vida. Estos autores indican que hay dos tipos básicos de tablas de vida, las verticales que son muy útiles para estudiar poblaciones de organismos de ciclo de vida muy largo y por lo tanto

prácticamente imposible de desarrollar a nivel de laboratorio, y las horizontales o de cohorte que se adapta para el estudio de insectos de ciclo de vida corto y fácil manipulación en laboratorio. Esta última se inicia con un número de individuos recién nacidos (cohorte) y se tiene que realizar observaciones para determinar la sobrevivencia durante cada unidad de tiempo (horas, días, semanas, meses, etc.) hasta la muerte del último individuo; una vez realizado esto se define el resto de los parámetros de la tabla de vida (Vera *et al.* 2002).

Bravo *et al.* (2000) menciona que los parámetros para construir una tabla de vida son los siguientes, primero se obtiene un número de individuos y se registra la sobrevivencia en cada unidad de tiempo hasta la muerte del último individuo; una vez realizado esto, con los datos se define los siguientes valores:

x : Intervalo de edad en unidades de tiempo

n_x : Número de individuos vivos al inicio del intervalo x a $x + 1$; $n_{x+1} = n_x - d_x$

d_x : Número de individuos muertos durante el intervalo x a $x + 1$; $d_x = n_x - n_{x+1}$

l_x : Tasa de sobrevivencia al inicio del intervalo x ; $l_x = n_x / n_0$

q_x : Tasa de mortalidad durante el intervalo x a $x + 1$; $q_x = d_x / n_x$

L_x : Número de individuos vivos en promedio durante el intervalo x a $x + 1$;

$$L_x = (d_x + n_{x+1}) / 2$$

T_x : Suma acumulativa de L_x ; $T_x = \sum_{x:0}^{\infty} L_x$,

e_x : Esperanza media de vida de los individuos al inicio del intervalo x , o bien, unidades de tiempo que le quedan por vivir, en promedio, a cualquier individuo que haya cumplido cierta edad x ; $e_x = T_x / n_x$

Con la obtención de las tablas de vida se construyen curvas de sobrevivencia, para poder llevar a cabo un estudio completo de la población plaga o enemigo natural. Se reconocen cuatro tipos generales de curvas de sobrevivencia (Rabinovich 1982, Vera *et a.* 2002). Las del tipo I, que ocurren en poblaciones con pérdidas pequeñas a edad temprana y pérdidas mayores para organismos de edad avanzada. La del tipo II, o curva diagonal, implica una tasa constante de mortalidad, independientemente de la edad. El tipo III, indica pérdidas mayores a edad temprana seguidas de un periodo de pérdidas mucho menor y relativamente constante.

CAPÍTULO II

CICLO DE VIDA Y PARÁMETROS POBLACIONALES DE *Symphorobius barberi* Banks (NEUROPTERA: HEMEROBIIDAE) CRIADO CON *Dactylopius opuntiae* Cockerell (HEMIPTERA: DACTYLOPIIDAE)

2.1. INTRODUCCIÓN

El nopal verdura *Opuntia ficus-indica* (L.) Miller, es una hortaliza de gran importancia económica, ambiental e industrial en México, incluso se usa como hospedero para la cría de la grana cochinilla *Dactylopius coccus* Costa, de la cual se obtiene un colorante apreciado en la industria farmacéutica, alimentaria y cosmética (Portillo & Viguera 2001). México es el principal productor y consumidor de nopal verdura en el mundo y a nivel nacional se destina una superficie de 11,950 ha. Las principales zonas de producción de esta hortaliza son Milpa Alta, en el sur de la ciudad de México, y Tlalnepantla, en Morelos, donde se genera más del 80% de la producción del país (SIAP 2009).

Al igual que muchas hortalizas, el cultivo de nopal verdura presenta una serie de problemas fitosanitarios que disminuyen su producción y pueden ocasionar pérdidas en el cultivo (Badii & Flores 2001). En México se han registrado al menos 11 especies de insectos plaga del nopal verdura, dentro de las cuales la cochinilla silvestre del nopal *Dactylopius* spp., junto con el picudo del nopal *Metamasius spinolae* (Gyllenhal) son las más importantes en Milpa Alta, D.F. y Tlalnepantla, Morelos (Mann 1969, Colegio de Postgraduados 2005, Vanegas-Rico *et al.* 2010). Dentro del género *Dactylopius* se agrupan 10 especies que se han registrado en América y se les conoce como cochinilla silvestre del nopal (Portillo & Viguera 2001), de ellas cinco se encuentran en México. Algunas especies como *D. ceylonicus* (Green) y *D. opuntiae* (Cockerell) se localizan en

la mayoría de los estados de la República Mexicana (MacGregor & Sampedro 1984); siendo esta última la plaga más común e importante en la producción del nopal verdura en el estado de Morelos (Colegio de Postgraduados 2005, Vanegas-Rico 2009, Vanegas-Rico *et al.* 2010).

La cochinilla silvestre del nopal causa un daño directo a las plantas de nopal al succionar la savia para alimentarse, esto ocasiona clorosis en cladodios y frutos, debilita la planta, y puede provocar su caída prematura y favorecer la infección por agentes patógenos (Vanegas-Rico *et al.* 2010, GIIN 2008). Así mismo, se ha reportado que altas densidades poblacionales de esta plaga pueden causar la muerte de la planta (MacGregor & Sampedro 1984).

A pesar de que no existen insecticidas autorizados para su uso en nopal verdura (CICOPLAFEST 2009), el control químico es la herramienta que más se emplea para el manejo de esta plaga en las principales zonas de producción de nopal verdura en México (Badii & Flores 2001). Existen otras opciones de manejo como control físico mediante el cepillado de cladodios, uso de jabones (Palacios *et al.* 2004) o bioinsecticidas (Vigueras *et al.* 2009); sin embargo, su uso no es frecuente. Una alternativa viable al control químico de esta plaga es el control biológico mediante el uso de depredadores nativos. En algunos estudios como el de Goeden *et al.* (1967), Portillo y Vigueras (1998), y Vanegas-Rico *et al.* (2010) se ha señalado la presencia de enemigos naturales asociados a la cochinilla silvestre del nopal.

En Tlalnepantla, Morelos, Vanegas-Rico *et al.* (2010) encontraron que el hemeróbido *Sympherobius barberi* fue uno de los depredadores más frecuente en colonias de cochinilla silvestre del nopal. Por otro lado, Portillo y Vigueras (1998) observaron que en Perú larvas de *Sympherobius* spp. eliminaban hasta un 40% de estados inmaduros de cochinilla fina en cultivos industriales.

Las larvas de hemeróbidos son depredadoras voraces de varios artrópodos pequeños, principalmente áfidos, cóccidos, psílidos y ácaros (New 1975, Oswald *et al.* 2002). Aunque los géneros *Hemerobius*, *Micromus* y *Symphorobius* son cosmopolitas (Meléndez 2009), se tiene muy poca información de su biología. Considerando que hasta el momento no hay ningún trabajo relacionado con la biología de *S. barberi*, y que se ha señalado como un potencial agente de control biológico, en el presente estudio se planteó el objetivo de conocer el ciclo de vida y los parámetros poblacionales de *S. barberi* cuando se alimenta de *D. opuntiae*.

2.1.1. MATERIALES Y MÉTODOS

2.1.2. Área de estudio

Las colectas del material biológico y algunas observaciones cualitativas de comportamiento en campo se realizaron de mayo de 2008 a mayo de 2009, en huertas comerciales de nopal verdura ubicadas en el municipio de Tlalnepantla, Morelos (18° 57' N y 98° 14' O, de 1,740 a 2,400 msnm). El estudio se llevó a cabo en el laboratorio de Control Biológico del Colegio de Postgraduados, Campus Montecillo. Las crías de *Dactylopius opuntiae* y *Symphorobius barberi* se establecieron por separados en cámaras de cría a $26 \pm 2^{\circ}\text{C}$, $55 \pm 10\%$ HR, y un fotoperiodo de 12:12 (luz: oscuridad). El fotoperiodo incluyó luz crepuscular (luz incandescente) de una hora de duración cada 12 horas.

2.1.3. Colecta y manipulación de material biológico

2.1.4. *Dactylopius opuntiae*

La colonia de cochinilla silvestre del nopal se inició con hembras colectadas en Tlalnepantla, Morelos, de mayo a agosto de 2008. La cría se mantuvo siguiendo la

propuesta metodológica de Tekelenburg (1995) con algunas modificaciones; básicamente, se utilizaron nopales (cladodios) individuales de aproximadamente un año y 35 cm de largo, estos se perforaron en la parte basal, y se dejaron a la intemperie por una semana para permitir la cicatrización. Posteriormente se introdujo un alambre para colgarlos en repisas dentro de la cámara de cría. La infestación se realizó con bolsas de papel glasé de 3 X 5 cm donde se introdujeron hembras ovígenas. Los cladodios se infestaron cada 35 a 45 días, tiempo que se requiere para obtener una nueva generación de la cochinilla silvestre del nopal en las condiciones de laboratorio ya descritas. De esta forma se aseguró obtener una infestación uniforme en el cladodio y se tenía control en la edad de las ninfas de *D. opuntiae*.

2.1.5. *Symphorobius barberi*

Se estableció una colonia de *S. barberi* con larvas y adultos colectados directamente de cladodios infestados en campo de mayo a agosto de 2009. Los adultos se atraparon con un aspirador entomológico, y se llevaron al laboratorio en tubos de plástico de 50 ml acondicionados con organza para ventilación. Las larvas se tomaron con un pincel de cerdas de camello del “00”, éstas se colocaron individualmente en cajas Petri y se transportaron a la cámara de cría en el laboratorio, durante su desarrollo se alimentaron con ninfas de primer y segundo instar de *D. opuntiae* hasta la emergencia de los adultos.

Los adultos capturados en campo y los que emergieron en laboratorio se colocaron en jaulas de plástico de 30 X 40 X 40 cm. Las jaulas tenían 2 orificios; una de 15 cm de diámetro, por el cual se introducían y manipulaban los ejemplares, y el otro de 30 X 40 cm, para manipular trozos de cladodios (20 X 15 cm aproximadamente) infestados con hembras y machos de la cochinilla silvestre, los cuales sirvieron como

sustrato de oviposición; ambos orificios fueron cubiertos con organza para facilitar su manejo y evitar el escape del insecto. En el interior de la jaula se colocaron 2 vasos de plástico de 50 ml, ambos tenían una perforación en la tapa para insertar una mecha de algodón de 7 cm de largo (Fig. 1) Los vasos contenían una solución de miel al 10% que se cambió cada tercer día, la miel sirvió como fuente de carbohidratos en caso de que fueran necesarios para la oviposición como se señaló para *Micromus posticus* (Miller & Cave 1987). Como no hay dieta comercial para adulto de esta especie, se les ofrecía dieta artificial utilizada para la cría masiva de crisopas a base de levadura de cerveza, azúcar y agua (Vargas 2007).

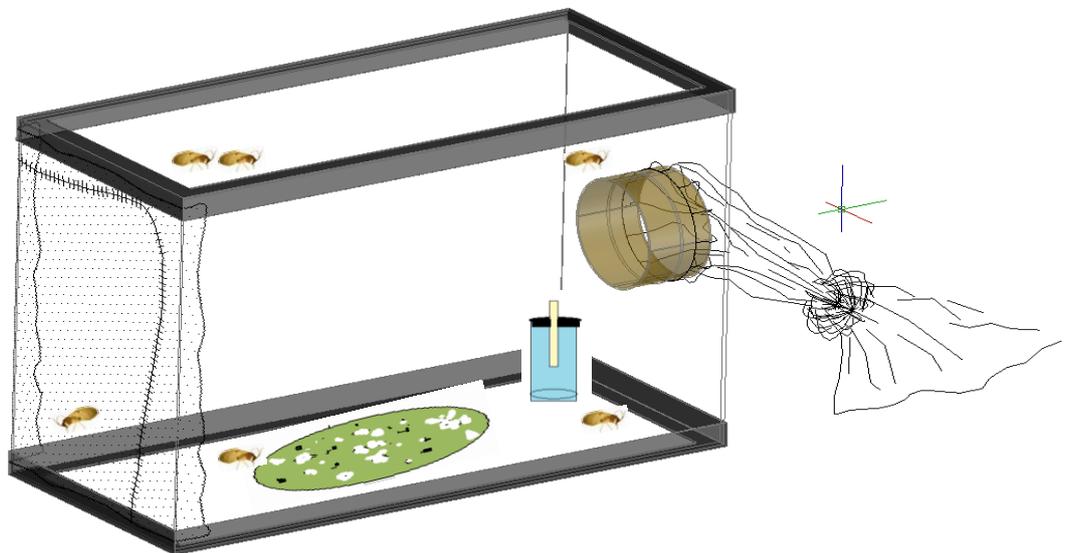


Fig. 1. Jaula de plástico donde se mantuvo a la colonia de *Sympherobius barberi*

2.1.6. Identificación de las especies

Se realizaron preparaciones de *Dactylopius opuntiae* de acuerdo a la metodología de Hamon y Kosztarab (1979) con algunas modificaciones del Dr. Héctor González Hernández, del Colegio de Postgraduados, adicionalmente varios ejemplares de la cría del hemeróbido se montaron en alfiles entomológicos, ambas especies fueron identificadas por el Biol. Juan M. Vanegas Rico con las claves de De Lotto (1974) y

Smith (1939), respectivamente. Algunos hemeróbidos se enviaron al Dr. John Oswald, de la Universidad de Texas, para la corroboración de la especie.

2.1.7. Observaciones cualitativas de comportamiento en campo y laboratorio

Se realizaron algunas observaciones de tipo cualitativo en campo para registrar el comportamiento de depredación de *S. barberi*, éstas se desarrollaron de mayo a agosto de 2009. Cada semana se revisó un lote de producción de nopal verdura libre de aplicaciones de insecticidas. Durante una hora en cada visita de colecta, se examinaron los cladodios con mayor incidencia de cochinilla silvestre del nopal. Se localizaban larvas y adultos del hemeróbido y se registraba el comportamiento de las larvas al momento de depredar. Así mismo, se hicieron algunas anotaciones de la preferencia que tienen los instares larvales sobre ninfas y/o hembras de *D. opuntiae*, y los sitios de pupación. Parte del material se colectó y transportó al laboratorio para realizar observaciones de comportamiento de apareamiento y oviposición.

Las larvas de *S. barberi* se mantuvieron en jaulas, como las descritas previamente en la sección de cría. A la emergencia de los adultos se permitió el libre apareamiento y oviposición, y se registraron los principales componentes de estos eventos. Con un microscopio estereoscópico se buscaban los sitios de oviposición de las hembras de *S. barberi* cada 24 horas.

2.1.8. Ciclo y tablas de vida de *Symphorobius barberi* en condiciones de laboratorio

El experimento se inició con 258 huevos de *S. barberi* de menos de 16 horas de edad. Cada individuo se consideró una unidad experimental. Los huevos se colocaron individualmente en cajas Petri de 5 cm de diámetro por 2 cm de altura, con una perforación en la tapa y cubierta con organza para permitir ventilación. Las cajas se

rotularon (número de ejemplar y fecha) y se colocaron en una jaula de plástico de 30 X 40X 40 cm. Con la finalidad de incrementar la humedad relativa, en el interior de la jaula se colocó un trozo de papel filtro humedecido con agua. Para determinar el tiempo de incubación se realizaron observaciones cada 24 horas.

Al emerger las larvas se alimentaban con ninfas de primer y segundo instar de cochinilla silvestre del nopal, la cantidad de alimento que se ofrecía era la que se alcanzaba a coleccionar con un pincel de "00". Cada 24 horas se realizaban observaciones y se cambiaba el alimento hasta la obtención de las pupas. Se tomó en cuenta la presencia de la exuvia de las larvas para estimar la duración de cada etapa biológica en días, también se registraba la sobrevivencia. Los datos que se consideraron fueron: total de huevos eclosionados, larvas que pasaron al segundo y tercer instar, larvas que llegaron a pupar y adultos que emergieron. Los datos se analizaron utilizando el programa Excel (Microsoft Excel 2000), a través de técnicas demográficas, de acuerdo con la metodología descrita por Vera *et al.* (2002) y Bravo *et al.* (2000).

2.1.9. Tabla de fecundidad de *Sympherobius barberi* en condiciones de laboratorio

Para realizar esta parte del estudio, se eligieron alrededor de 60 pupas de *S. barberi* que se colocaron individualmente en cajas Petri hasta que emergieron los adultos. Estos se sexaron y se formaron 20 parejas, cada pareja se consideró una unidad experimental y se mantuvo en recipientes de plástico de 15 X 15 X 15 cm (Fig. 2), en el momento que se detectaba la muerte del macho éste era sustituido por otro. Los adultos se alimentaron con la dieta artificial utilizada en la cría de crisopas (Vargas 2007), y con ninfas de primer y segundo instar de la cochinilla silvestre del nopal. A cada pareja se colocó un trozo de nopal de 10 X 7 cm con hembras y pupas de cochinilla del nopal que servían como sustrato de oviposición. Cada 24 horas se sustituía el trozo de nopal y se

reemplazaba por uno nuevo. El nopal que se retiró diariamente se revisaba al microscopio estereoscópico para cuantificar los huevos. Este procedimiento se repetía en todas las unidades experimentales hasta la muerte de las hembras.

Para determinar la fecundidad de cada hembra, se registró diariamente el número de huevos depositados en el sustrato de cada unidad experimental. Los datos se analizaron utilizando el programa Lifetable (Maia *et al.* 2000, SAS 2000). Los parámetros poblacionales estimados fueron: fecundidad (m_x), que se define como el número total de huevos que deposita una hembra; la tasa neta de reproducción (R_o), que se refiere al número de hembras que una hembra produce en una generación; la tasa intrínseca de crecimiento (r_m) definida como la capacidad de multiplicación de una población en el lapso de una generación, el tiempo de generación (T), que es el tiempo promedio entre dos generaciones sucesivas y la tasa finita de reproducción (λ) (Rabinovich 1982).

Para determinar la longevidad de adultos, se tomaron en cuenta las 20 parejas formadas en el experimento anterior y se registró la longevidad de machos y hembras cada 24 horas, ésta se comparó utilizando una prueba t-Student (Castillo 2003). Adicionalmente se realizó una curva de sobrevivencia sólo para el grupo de hembras.

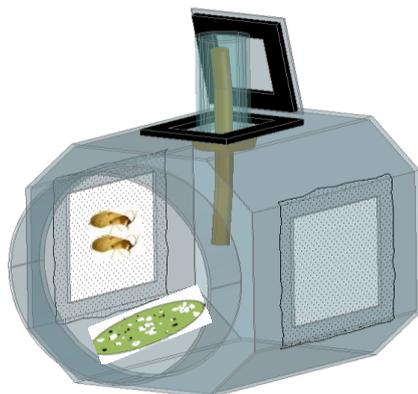


Fig. 2 Jaula de plástico donde se mantuvieron cada una de las parejas de *Sympherobius barberi*

2.2.1. RESULTADOS

2.2.2. Ciclo de vida de *Symphorobius barberi* en condiciones de laboratorio

Las observaciones para determinar el ciclo de vida se iniciaron con 258 huevos, de los cuales 41 llegaron a adultos. De los organismos que completaron su desarrollo 20 fueron hembras y 21 machos, lo que representa una proporción sexual de 1:1. El ciclo de vida de *S. barberi* consta de huevo, tres instares larvales, pupa y adulto (Fig. 1). El desarrollo de huevo a adulto se completó en 28 ± 0.53 días, con un máximo de 34 y un mínimo de 20. El huevo eclosionó en 3.84 ± 0.05 días, con un máximo de 6 y un mínimo de 2 días. El estado de desarrollo que llevó más tiempo fue el larval con 14 ± 0.54 días y el estado pupal, el cual tuvo una duración de 9.82 ± 0.12 días (Cuadro 1).

Cuadro 1. Ciclo de vida de *Symphorobius barberi* alimentado con *Dactylopius opuntiae* en condiciones de laboratorio ($26 \pm 2^\circ\text{C}$, $55 \pm 10\%$ HR, fotoperiodo 12:12)

Fase biológica	Total	Hembras (n=20)		Machos (n=21)				
		n ¹	Media \pm EE ²	Rango	Media \pm EE	Rango	Media \pm EE	Rango
Huevo	258	258	3.8 \pm 0.1	2-6	4.1 \pm 0.24	3-6	3.95 \pm 0.26	2-6
L1	182	182	4.4 \pm 0.04	3-6	4.5 \pm 0.17	3-6	4.62 \pm 0.14	4-6
L2	70	70	4.3 \pm 0.07	2-7	4.3 \pm 0.30	2-6	4.4 \pm 0.20	3-6
L3	56	56	4.9 \pm 0.09	3-9	4.55 \pm 0.27	3-7	5.48 \pm 0.34	4-9
Pupa	45	45	9.8 \pm 0.12	5-15	9.9 \pm 0.53	5-15	9.76 \pm 0.38	6-12
Total	41	41	28.0 \pm 0.53	20-34	27.5 \pm 0.77	22-34	28.29 \pm 0.75	20-33

¹ Número de individuos, ² Error estándar

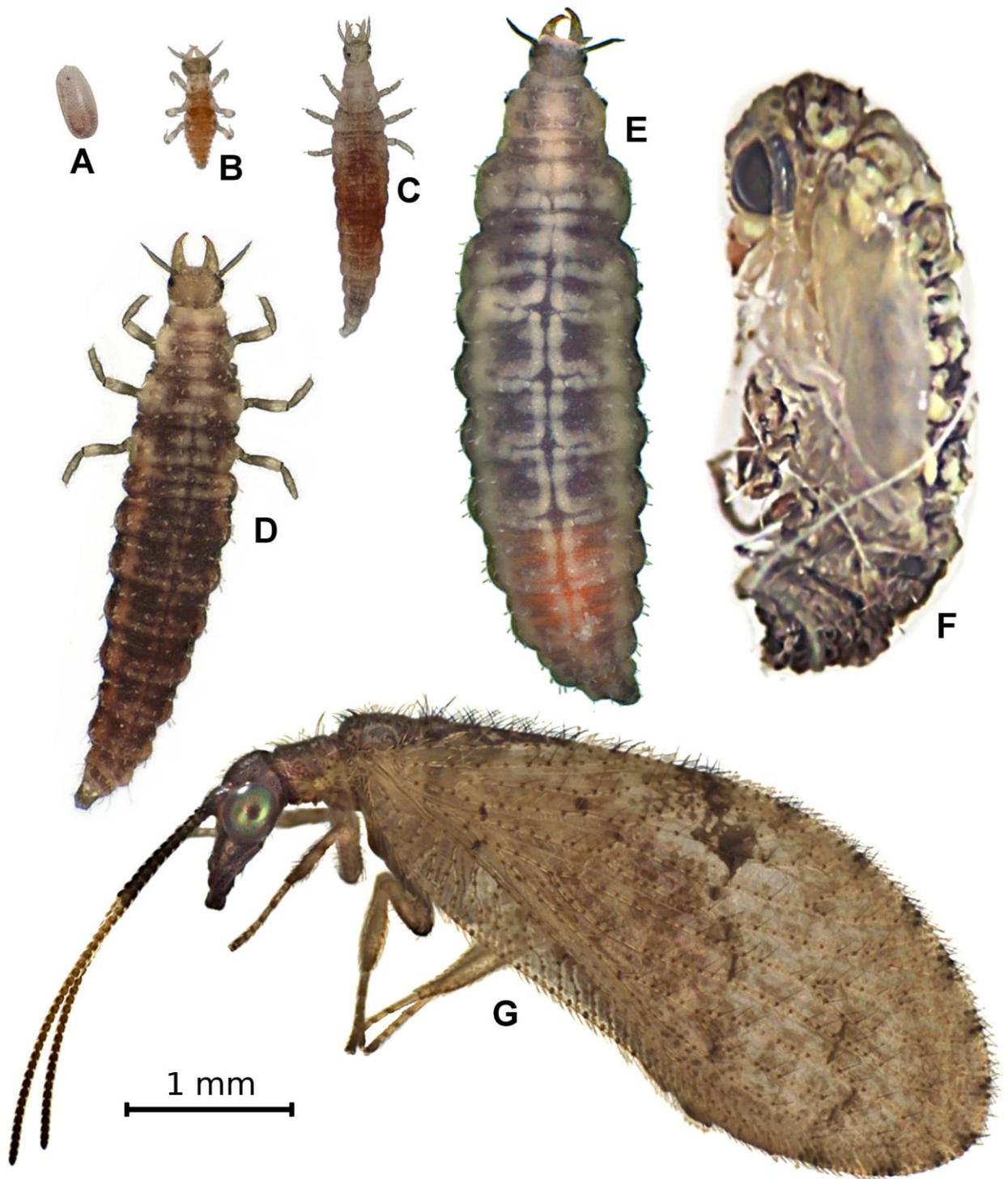


Figura 3. Ciclo completo de *Sympherobius barberi*. A) huevo, B) larva neonata, C) larva uno, D) larva dos, E) larva tres, F) pupa, G) adulto.

El tiempo de desarrollo de adultos fue ligeramente mayor para los machos, aunque esta diferencia no fue estadísticamente significativa ($t = 1.38$; $P = 0.18$); sólo la duración del estado larval presentó diferencias significativas entre sexos ($t=2.20$; $P=0.04$), las larvas que se convirtieron en machos, tardaron un día más que el desarrollo larval para las hembras (Cuadro 2).

Cuadro 2. Tiempo de desarrollo (días) entre hembras y machos de *Symphorobius barberi* alimentados con *Dactylopius opuntiae* en condiciones de laboratorio ($26 \pm 2^\circ\text{C}$, $55 \pm 10\%$ HR fotoperiodo 12:12)

Fase biológica	Tiempo de desarrollo (media \pm EE ¹)		t ²	P ³
	Hembras	Machos		
Huevo	4.15 \pm 0.24	4.00 \pm 0.27	0.38	0.71
Larva	13.4 \pm 0.58	14.75 \pm 0.49	2.20	0.04
Pupa	9.96 \pm 0.53	9.80 \pm 0.40	0.19	0.85
Total	27.5 \pm 0.77	28.55 \pm 0.73	1.38	0.18

¹ Error estandar, ² Valor de t, ³ probabilidad.

2.2.3. Longevidad de adultos

La longevidad promedio de adultos de *S. barberi* fue de 38.7 ± 3.1 días con un máximo de 72 y un mínimo de 10 días. Las hembras ($n=21$) presentaron una longevidad de 39 ± 3.42 días, con un mínimo de 10 y un máximo de 72 días; por su parte, los machos ($n= 11$) vivieron 38.3 ± 2.74 días, con un mínimo de 26 y un máximo de 62 días.

2.2.4. Supervivencia de *S. barberi*

En todos los estados de desarrollo biológico de *S. barberi* se presentó mortalidad, sólo el 15.9% de los organismos observados desde huevo llegaron a adulto. En el estado de pupa se presentó la mayor supervivencia, ya que el 91.1% alcanzó al

estado adulto. El menor porcentaje de sobrevivencia se presentó en larva uno donde sólo 38.5% logró pasar a larva dos.

La curva de sobrevivencia de *S. barberi* (Fig. 4), de acuerdo a la clasificación de Rabinovich (1982), fue de tipo III. Sólo el 15.9% de los organismos observados completaron su desarrollo hasta adulto. No todos los organismos se desarrollaron a la misma velocidad, por lo que hubo traslape en los diferentes estado de desarrollo. En la curva de sobrevivencia se observaron tres fases particulares. La primera fue del día uno al cuatro, ésta correspondió a la incubación de la mayoría de los huevos, en esta fase se presentó una sobrevivencia cercana al 80%. La fase dos comprendió básicamente el desarrollo de larva uno y el inicio de larva dos, se observó que la curva presentó una pendiente pronunciada del día cinco al nueve, en este intervalo se registró una sobrevivencia de 30 a 60%. La fase tres se caracterizó por una sobrevivencia reducida y similar desde el día 10 hasta el 36, correspondiendo al desarrollo biológico de larva dos hasta adulto.

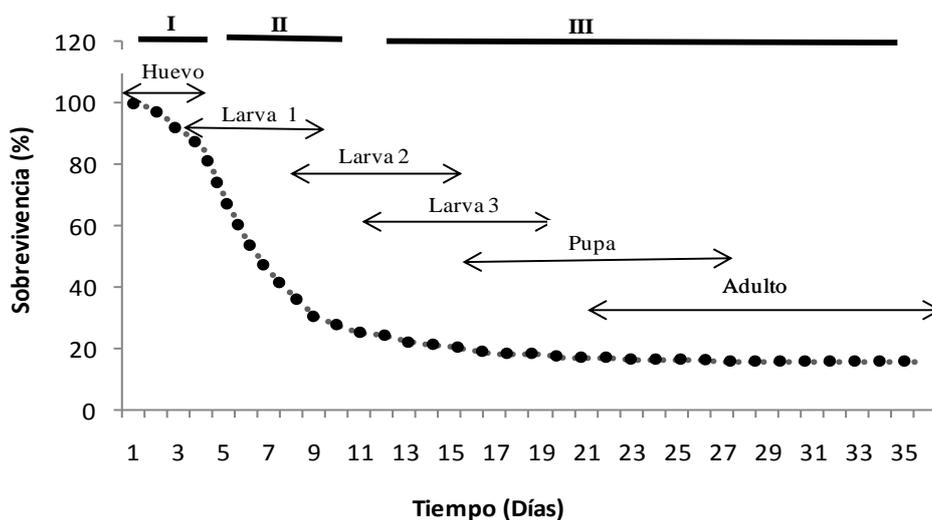


Figura 4. Curva de sobrevivencia (%) de *Sympherobius barberi* en condiciones de laboratorio ($26\pm 2^{\circ}\text{C}$, $55\pm 10\%$ HR, fotoperiodo 12:12) Fase (I) Incubación del huevo; Fase (II) Desarrollo de larval uno e inicio de larva dos; Fase (III) Desarrollo biológico desde larva dos hasta adulto.

2.2.5. Tabla de vida y parámetros poblacionales de *Symphorobius barberi*

La tabla de vida de *S. barberi* se inició con un cohorte de 258 individuos, el huevo y la larva uno fueron los que presentaron la mayor mortalidad, 29 y 62% respectivamente (Cuadro 3). La menor tasa de mortalidad sucedió en el instar dos y tres con 0.20% y en la fase de pupa con 0.09%. La esperanza de vida (e_x) fue alta para el instar larval dos con 2.53, en cambio para larvas uno y tres fue de 1.66 y 2.04, respectivamente.

Cuadro 3. Tabla de vida de *S. barberi* en condiciones de laboratorio ($26 \pm 2^\circ\text{C}$, $55 \pm 10\%$ HR fotoperiodo 12:12). Intervalo de edad (x); número de individuos (n_x); tasa de supervivencia (l_x); número de individuos muertos (d_x); tasa de mortalidad (q_x); esperanza de vida (e_x).

X (días)	n_x	d_x	q_x	L_x	T_x	e_x	l_x	$l_x(*100)$
0-H	258	76	0.29	220	523	2.03	1	100
H - L1	182	112	0.62	126	303	1.66	0.70	70
L1 - L2	70	14	0.20	63	177	2.53	0.27	27
L2 - L3	56	11	0.20	50.5	114	2.04	0.21	21
L3 - P	45	4	0.09	43	63.5	1.41	0.17	17
P - A	41	0	0	20.5	20.5	0.50	0.15	15

La curva de fecundidad para *S. barberi* (Fig. 5) se construyó con datos de 20 hembras, las cuales produjeron un total de 1,684 huevos. El número de huevos promedio por hembra por día fue de 1.98 ± 2.0 , con un máximo de 32 y un mínimo de 3. El comportamiento reproductivo, bajo la dieta y condiciones en las que se desarrolló este estudio, se caracterizó por diferentes fases: la primera correspondió al periodo de preoviposición, que duró 4 ± 3.4 días, en éste más del 90% de las hembras comenzaron a poner huevos a los cinco días, aunque se registró un 10% de hembras que inició la oviposición hasta el día seis. La segunda fase del día 6 al día 60, aquí se presentó la

mayor oviposición pero con una gran variación. En el día siete se registró un máximo de 4.3 huevos por hembra, posteriormente la curva tiene altibajos y con promedio de 2 a 4 huevos diarios; se presentó otro pico el día hasta el día 38 con un promedio de 4.4 huevos por hembra por día. La fecundidad disminuyó del día 67 hasta la última oviposición el día 70.

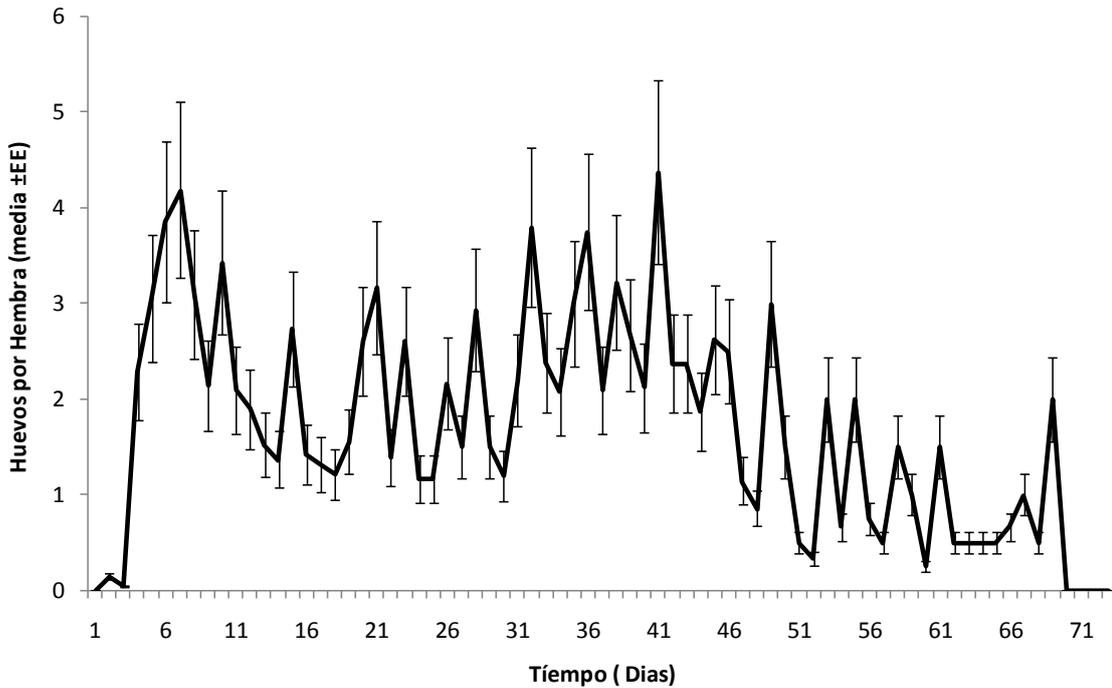


Figura 5. Curva de fecundidad de hembras de *Sympherobius barberi* ($26\pm 2^{\circ}\text{C}$, $55\pm 10\%$ HR; fotoperiodo 12: 12).

Con los ciclos de vida, proporción sexual y fecundidad se estimaron los parámetros poblacionales de *S. barberi* alimentados con *D. opuntiae*. La tasa neta de reproducción (R_0) fue de 36.6 ± 0.10 ; tasa intrínseca de crecimiento (r_m) de 0.081; tiempo de generación (T) 44.27 ± 2.1 días; y tasa finita de reproducción (λ) de 1.084.

2.2.6. Curva de sobrevivencia de hembras de *Symphorobius barberi*

La sobrevivencia fue del 100% en los primeros 10 días después de la emergencia. Posteriormente, del día 10 al 32, la sobrevivencia se mantuvo entre 80 y 90%. A partir del día 32 había 16 hembras vivas, representando una sobrevivencia del 60%. Desde el día 42 hasta el día 50 sobrevivieron el 30% (6 hembras). A los 60 días, menos del 10% de las hembras estuvieron vivas (Fig. 6).

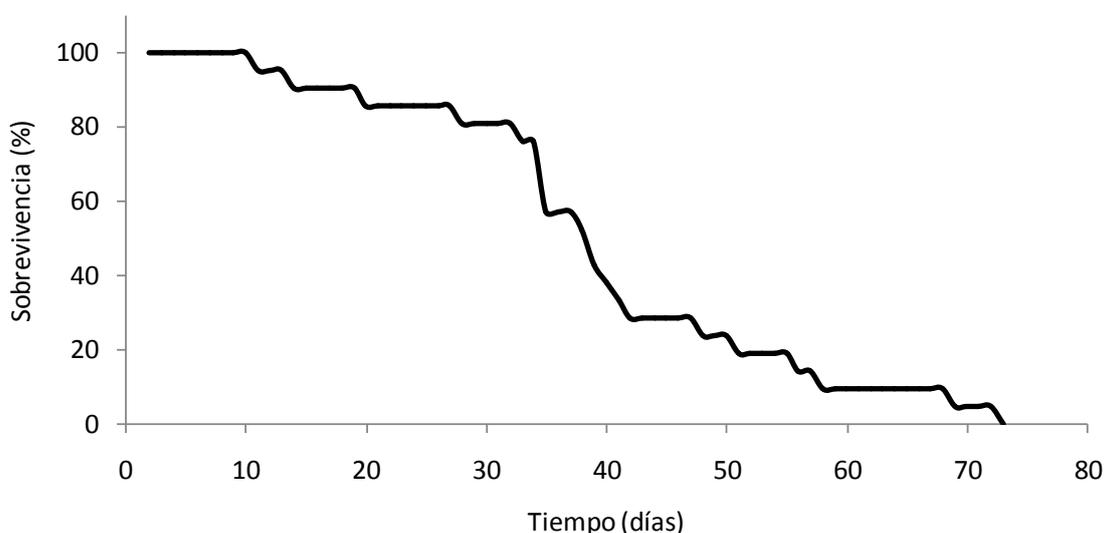


Figura 6. Curva de sobrevivencia (%) hembras de *Symphorobius barberi* en condiciones controladas ($26 \pm 2^\circ\text{C}$, $55 \pm 10\%$ HR, fotoperiodo 12:12).

2.2.7. Aspectos biológicos de *S. barberi*

En campo se observó que tanto adultos como larvas tienen capacidad para depredar todos los estados biológicos de *D. opuntiae*. Los adultos depredan preferentemente a ninfas y hembras jóvenes, y las larvas prefieren alimentarse de huevos y ninfas. Las larvas son voraces y se desplazaban de una a otra colonia para encontrar su presa, antes de pupar dejan de alimentarse y su actividad física se reducía. Por lo general las pupas se observaron a un lado de la colonia de *D. opuntiae* o debajo

de ésta y, ocasionalmente, utilizaban capullos abandonados de coccinélidos y pirálidos para pupar al lado de ellos.

En laboratorio las larvas y adultos se alimentaron de huevos, ninfas y hembras jóvenes de *D. opuntiae*. Durante las horas de observación el apareamiento sólo se detectó durante las horas crepusculares, el macho iniciaba con el cortejo de la hembra extendiendo sus alas y caminando alrededor de ella. Las hembras tuvieron una marcada actividad de búsqueda de alimento en las horas del crepúsculo. Durante este mismo tiempo ocurría comúnmente la oviposición, las hembras ovipositaban en sitios protegidos, como en las pupas de los machos de la cochinilla silvestre del nopal, en areolas de las espinas del nopal y en los bordes de los nopales. Durante el proceso de oviposición, las hembras extendían sus alas y las separaban para doblar el abdomen ventralmente y depositar los huevos en el sustrato. Las hembras depositaban los huevos en forma aislada o en grupo adheridos perpendicularmente al sustrato. Los huevos eran de color blanco y se tornaban de pardo claro a pardo más oscuro conforme el desarrollo embrionario progresaba. Las larvas neonatas inmediatamente activas mueven la cabeza en la búsqueda de presas, alimentándose vorazmente. Con frecuencia las larvas de segundo instar se desplazan arqueando el abdomen, haciendo palanca sobre el sustrato con el extremo de éste, para localizar su presa; este comportamiento fue más notorio en larvas del tercer instar. Después de un periodo de alimentación de 11 a 12 días el último instar larval reduce su actividad para dar paso a la formación de pupa. Antes de esta fase se presentaba una fase de prepupa donde las larvas arqueaban el cuerpo y quedaban en esta posición con las piezas bucales y antenas dirigidas hacia la parte ventral, posteriormente la prepupa empezaba a secretar seda del extremo apical del cuerpo abdominal para formar su pupa.

2.2.8. DISCUSIÓN

En la presente investigación se describió una metodología para la cría de *Symphorobius barberi* en condición de laboratorio, y se aportaron los primeros registros de la biología de esta especie alimentada con *D. opuntiae*. La información generada es relevante considerando que *S. barberi*, de acuerdo con Vanegas-Rico *et al.* 2010, la señalaron como la segunda especie más abundante como enemigo natural de *D. opuntiae* para la zona productora de nopal verdura en Tlalnepantla, Morelos. Esto contrasta con lo reportado por Gilreath y Smith (1988) quienes la consideraron como una especie poco frecuente de la cochinilla silvestre del nopal en Texas, EUA., y con lo señalado por otros autores quienes afirman que los hemeróbidos se presentan como visitantes ocasionales (Goeden *et al.* 1967, Zimmermann *et al.* 2007).

2.2.9. Ciclo de vida de *S. barberi*

El ciclo biológico de *S. barberi*, en las condiciones en que se desarrolló el presente estudio, se completó en 28 días, similar al estudio por McEwen *et al.* (2001) para *Nusalala uruguayana* (Navás), que requirió 24 días a 25°C, utilizando *Dactynopus* sp. como alimento; mientras que *Hemerobius humulinus* Linnaeus lo completó en 35 días a 18°C. Por otro lado, Lara y Perioto (2003) reportaron que a 23-28°C varias especies de hemeróbidos completan su ciclo biológico en un rango de 23 a 40 días. Para *Symphorobius amicus* Navas la duración del ciclo biológico está también dentro del mismo rango, el cual fue de 32 días a 23°C (Attia & El-Arnaouty 2008).

El tiempo de desarrollo de los estados biológicos de *S. barberi* estimados en el presente estudio, están dentro de los rangos mencionados por Lara y Perioto (2003) quienes señalan que en varias especies de esta familia, los dos primeros instares duran de 2 a 4 días; el tercer estado larval requiere de 4 a 12 días, y la pupa de 8 a 13 días. Al

comparar el desarrollo larval y el ciclo biológico de *S. barberi* con algunas especies de crisopas, se observan comportamientos similares. Silva *et al.* (2007) observaron que el desarrollo biológico de *Chrysopodes (Chrysopodes) lineafrons* Adams la cual requirió 26 días a 28°C, mientras que *Chrysoperla carnea* Stephens, de acuerdo con Vargas (2007), lo completó en 23 días a 26 °C. De acuerdo a este mismo autor, la duración del primer instar de dicha especie fue de 3 días y 2.5 para el instar dos, el tercer estado larval fue de 2.7 días, en cuanto al periodo de desarrollo de pupa requirió 8 días. Estos datos indican que la duración del ciclo biológico de *S. barberi* se encuentra en promedio al compararlo con otros hemeróbidos y ligeramente mayor cuando se comparan con las crisopas. Cabe destacar que el desarrollo biológico de los insectos en general, se ve afectado por las condiciones de laboratorio que se le proporciona a una cría de insectos y principalmente son temperatura, humedad relativa y fotoperiodo (MacEwen *et al.* 2001).

2.3.1. Supervivencia de larvas y adultos

La curva de supervivencia de *S. barberi* fue de tipo III, de acuerdo con Rabinovich (1982) este tipo de curva indica un sistema en el cual hay una fracción constante de los organismos vivos que muere en cada uno de los intervalos de edad, a medida que la población envejece, la mortalidad es cada vez menor. Como sucede con otros estudios de ciclo de vida, en la presente investigación no todos los organismos se desarrollaron a la misma velocidad, por lo cual hubo traslape entre algunos estados de desarrollo. Aunque se obtuvieron altos porcentajes de supervivencia en el periodo de incubación (90%), el total de organismos de huevo hasta adulto representó sólo 16%, donde la supervivencia disminuyó conforme iban mudando los organismos. La fase de pupa tuvo 91% de supervivencia, en cambio el primer instar larval sólo tuvo un 38.5%

de sobrevivencia. Estos datos de sobrevivencia en el periodo de incubación son similares con otros hemeróbidos, por ejemplo *Micromus tasmaniaea* (Walker) que tuvo una sobrevivencia en este periodo de 88 a 100% (Miller & Cave 1987). Pero son contrastantes con el porcentaje de sobrevivencia de *Chrysoperla comanche* Banks en condiciones de laboratorio, el cual fue de 1.9% por cada día que transcurriría, y el factor clave fue la humedad relativa (Vargas 2007).

En cuanto a la longevidad de los adultos de *S. barberi*, se observó que no hay diferencias significativas entre hembras y machos, con un promedio de 39 días. En las hembras hubo una sobrevivencia del 80% en los primeros días. La longevidad de las hembras fue de 10-72 días a temperatura de $26\pm 2^{\circ}\text{C}$. Este aspecto biológico fue semejante con otras especies de hemeróbidos reportados en trabajos previos, por ejemplo Miller y Cave (1987) señalan que la hembra de *Micromus posticus* (Walker) tiene una longevidad de 25-86 días a 28°C . Attia y Arnaouty (2008) mencionan que *Symphorobius amicus*, presenta una longevidad de 32 a 41 días, dependiendo de la dieta. Adicionalmente, Souza y Ciociola (1997) indican que la dieta afecta la longevidad de *Nusalala uruguayana* (Navás).

2.3.2. Tabla de vida y de fecundidad

Para esta parte del estudio la tabla de vida de cohorte, llamada también por edades u horizontal, se inició con un grupo de 258 huevos de la misma edad y se dio seguimiento hasta la muerte del último organismo, tal como lo señala Rabinovich (1982). Los parámetros poblacionales de *S. barberi* mostraron que la mayor mortalidad (d_x) en larvas se presentó durante el primer instar (62%), mientras que la menor mortalidad se presentó en larva dos y tres; por otro lado, el estado de pupa fue el que tuvo el menor nivel de mortandad (9%). Este comportamiento es característico de la

curva de sobrevivencia tipo III que se presenta en la mayoría de los insectos (Rabinovich 1982). Algunos individuos mueren durante el proceso de muda; esto puede ser consecuencia de varios factores que influyen en la cría de insectos, como temperatura, fotoperiodo, humedad y dieta (Arredondo 2004, Rodríguez-del-Bosque *et al.* 2007). Se sugiere realizar estudios más detallados para determinar los factores que afectan más la sobrevivencia en todos los estados de desarrollo para mejorar la cría de *S. barberi*. Cada hembra de *S. barberi* ovipositó en un promedio de 80 huevos, lo cual equivale a una fecundidad de 1.98 ± 2 huevos por hembra por día siendo el máximo de 4.37 huevos. Este valor es bajo comparando con otras especies de hemeróbidos, como *Micromus* las cuales tienen un promedio de 8.5 a 18 huevos por hembra por día (MacEwen *et al.* 2001, Sato & Takada 2004, Vidya *et al.* 2008); también es inferior a la registrada por *Micromus posticus* (Walker) que en promedio llega ser de 144 huevos por hembra y 14 a 30 huevos por hembra por día (Miller & Cave 1987). *S. barberi* presentó un periodo de preoviposición de 3 a 4 días, similar al de otras especies de hemeróbidos, como *Micromus posticus*, con un promedio de 3 a 5 días. Como se indica en la metodología, al no haber dietas artificiales para adultos de *S. barberi*, en este estudio se utilizó la dieta artificial para cría masiva de crisopas más ninfas de *D. opuntiae*. Debido a que no se presentó una diferencia en el periodo de preoviposición de *S. barberi*, comparado con otras especies de hemeróbidos, se considera que la dieta no influyó de manera importante en la duración de este periodo.

La baja fecundidad de *S. barberi* en relación con otras especies de hemeróbidos, como *Micromus tasmaniae* (Walker) y *Hemerobius pacificus* Banks, podría atribuirse a que su presa en este caso *D. opuntiae* produce ácido carmínico, característico de los dactilópodos. La producción de ácido carmínico es variable entre las diferentes especies. Muralibaskaran *et al.* (2002) señala que depredadores como *Cryptolaemus montrouzieri*

Mulsant (Coleoptera: Coccinellidae) al ser alimentado con *Dactylopius tomentosus* Lam. presentó una tasa neta de reproducción baja ($R_0=58$) comparada cuando se alimentó con *Moconellicoccus hirsutus* (Green) ($R_0=100$). Este mismo autor también se refiere al periodo de desarrollo de *C. montrouzieri*, el cual se prolongó cuando se alimentaba con *D. tomentosus* al compararlo con *M. hirsutus*. Muralibaskaran *et al.* (1999) realizaron una comparación entre *Planococcus citri* Risso y *D. tomentosus* como dieta para *C. montrouzieri*, ellos determinaron que el tiempo de desarrollo de *C. montrouziere* tardó más cuando se alimentaba con el dactilópido (*D. tomentosus*).

Se ha señalado que el ácido carmínico actúa como mecanismo de defensa de los dactilópodos contra sus depredadores (Portillo & Viguera 2001, Viguera *et al.* 2009). Al parecer, esta sería parte de la explicación de por qué *D. opuntiae* tiene menos de 10 depredadores y no se han registrado parasitoides (Rodríguez-Leyva *et al.* 2010). Hasta ahora se ha presentado poca evidencia experimental de esta hipótesis, pero los resultados de biología de *C. montrouziere* sobre dactilópodos parecen soportarla. Para entender el mecanismo del ácido carmínico como defensa contra sus depredadores, se sugiere continuar con estudios similares en *S. barberi*, utilizando diferentes presas como fuente de alimento.

Los parámetros poblacionales que con más frecuencia se citan en un estudio de ecología poblacional son la tasa neta de reproducción (R_0), el tiempo de generación (T), la tasa intrínseca de crecimiento (r_m) y la tasa finita de incremento (λ), ya que estos permiten inferir el potencial reproductivo de una especie, y al comparar estos parámetros con los de otras especies permite predecir las posibles interacciones que se presentarán entre ellas. Los parámetros poblacionales estimados para *S. barberi* fueron: tasa neta de reproducción 36.6 hembras/hembra/generación, tiempo de generación 44.27 días, tasa intrínseca de crecimiento 0.081 hembra/hembra/día y tasa finita de

incremento 1.08 por individuo por día. Estos datos poblacionales son similares a los reportados para otras especies de hemeróbidos, como *M. posticus* con una R_0 de 46.1; T de 56.3 días, r_m de 0.153 y λ de 1.17. Estas comparaciones deben tomarse con reserva, debido a que las especies depredadoras con las que se compara a *S. barberi* se desarrollaron sobre diferentes presas, aún así, estos valores estimados serán la referencia para comparar la cría de esta especie sobre otras presas.

Algunos autores como Miller y Cave (1987), MacEwen *et al.* (2001) y Attia y El-Arnaouty (2008), mencionan que la fecundidad se ve influenciada por las diferentes dietas que se ofrecen a los insectos benéficos. Debido a que *S. barberi* es una especie polífaga (Oswald *et al.* 2002), se sugiere realizar estudios ofreciéndole diferentes dietas (presas) y poder comparar sus parámetros demográficos con otros organismos. Esta información es relevante, considerando que ya existen metodologías de reproducción masiva de algunos neurópteros, las cuales pudieran adaptarse rápidamente para continuar con los estudios de *S. barberi*.

Algunos de los atributos deseables de un agente de control biológico son capacidad de búsqueda, buena reproducción, alta fecundidad y fertilidad (De Bach 1964, Arredondo 2004), que tengan además la capacidad de alimentarse sobre las presas objetivo. Considerando que: a) *S. barbaeri* obtiene todos los requerimientos nutricionales para completar adecuadamente su ciclo sobre *D. opuntiae*, b) es el segundo enemigo natural más abundante de cochinilla silvestre del nopal en una de las principales zonas de producción de nopal verdura del país, c) muestra adaptación a una variedad de ambientes, e incluso en presencia de insecticidas, esta especie debería recibir más atención para determinar su potencial como agente de control biológico de la cochinilla silvestre del nopal.

CAPÍTULO III

ALGUNOS ASPECTOS MORFOLÓGICOS DE LOS ESTADOS INMADUROS DE *Symphorobius barberi* Banks (NEUROPTERA: HEMEROBIIDAE)

3.1. INTRODUCCIÓN

La familia Hemerobiidae incluye aproximadamente 600 especies distribuidas en 25 géneros, y presenta una amplia distribución geográfica, con la mayor diversidad de especies en la zona Paleártica. En México esta familia está representada por 44 especies en ocho géneros, de los cuales *Hemerobius* Linnaeus con 17 especies y *Symphorobius* Banks con 13 especies son los más diversos (Oswald *et al.* 2002). Los representantes de esta familia se consideran como potenciales agentes de control biológico sobre pequeños fitófagos en bosques y agroecosistemas (Lara & Perioto 2003, Monserrat 2004, Reguilón & Nuñez 2005), sin embargo, Monserrat (2004) señala que los estudios en hemeróbidos están básicamente relacionados con su taxonomía y sistemática, y son pocos los reportes sobre aspectos biológicos.

Los hemeróbidos son depredadores voraces con ciclo de vida corto, tienen alta capacidad para depredar insectos de cuerpo blando, pero han recibido poca atención en comparación con otros neurópteros (New 1975). Así mismo, es escasa la información sobre su biología y morfología, por lo que se desconocen los estados inmaduros en la mayoría de las especies. Existen descripciones generales de larvas de algunas especies de *Symphorobius*, *Micromus* y *Hemerobius* (Monserrat 2003, Reguilón & Nuñez 2005), pero en ninguno de los estudios publicados se describe a *S. barberi* Banks. Por ejemplo, Lara y Perioto (2003) mencionan de manera resumida las características del huevo, larvas y pupa de *Micromus tasmaniae* (Walker) y *Symphorobius fuscescens* Wallengren,

mientras que Miller y Lambdin (1984) hacen una redescrición de los estados larvales de *Hemerobius stigma*.

De *S. barberi* se ha reportado que es un depredador con gran potencial para el control de la cochinilla silvestre del nopal, *Dactylopius opuntiae* Cockerell (Portillo & Viguera 1998 y 2001, Palacios *et al.* 2004, Vanegas-Rico *et al.* 2010), y esta especie fue la segunda más abundante dentro de los depredadores de *D. opuntiae* en la zona productora de nopal verdura en Tlalnepantla, Morelos (Vanegas-Rico *et al.* 2010). Adicionalmente, Pacheco *et al.* (2009) dan los primeros reportes de la biología de *S. barberi* criados con cochinilla silvestre del nopal. Ambos trabajos señalan que este insecto tiene potencial para incluirse en un programa de manejo integrado de *D. opuntiae*; sin embargo, hasta el momento no existen trabajos sobre la descripción morfológica de los estados inmaduros de este depredador. Considerando que el reconocimiento de los estados inmaduros es indispensable para estudios más detallados de tablas de vida, y reconocimiento en campo de ínstares de esta especie, en el presente estudio se planteó el objetivo de realizar la descripción morfológica de los estados inmaduros de *S. barberi*.

3.1.1. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1.2. Material Biológico

La colecta del material biológico para el establecimiento de las colonias de *S. barberi* se realizó en huertas comerciales de nopal verdura ubicadas en el municipio de Tlalnepantla, Morelos, México (18° 57' N y 98° 14' O, de 1,740 a 2,400 msnm) de mayo a agosto de 2009. El estudio de laboratorio se llevó a cabo en el Colegio de Postgraduados, Campus Montecillo en cámaras de cría a 26±2°C, 55±10% HR, y un fotoperiodo de 12:12 (luz:oscuridad).

Los adultos capturados en campo y los que emergieron en laboratorio se colocaron en jaulas de plástico de 30 X 40 X 40 cm. Las jaulas tenían 2 orificios, uno de 15 cm de diámetro, por el cual se introducían y manipulaban los ejemplares, y el otro de 30 X 40 cm, para manipular el substrato de oviposición y alimentación. Este último consistió de trozos de cladodios de (20 X 15 cm aproximadamente) infestados con hembras y machos de la cochinilla silvestre del nopal. En el interior de la jaula se colocaron dos vasos de plástico de 50 ml, ambos con una perforación en la tapa para insertar una mecha de algodón de 7 cm de largo, que sirvió para suministro de agua y miel. Los vasos contenían una solución de miel al 10% que se cambió cada tercer día para prevenir crecimiento de hongos.

3.1.3. Obtención de larvas

Las larvas que se utilizaron en la descripción morfológica se obtuvieron de aproximadamente 200 huevos de la colonia de *S. barberi* previamente establecida. Se colocaron en grupos de 10 individuos en cajas de Petri de 5 cm de diámetro por 2 cm de altura, con una perforación en la tapa y cubierta con organza para permitir ventilación. Con la finalidad de incrementar la humedad relativa, en el interior de cada caja de Petri se colocó un trozo de papel filtro humedecido con agua. Al eclosionar los huevos se sacrificaron al menos 50 larvas neonatas en alcohol al 70%, el resto de los ejemplares se alimentaron con ninfas de primero y segundo ínstar de cochinilla silvestre del nopal. Cada 24 horas se realizaban observaciones y se cambiaba el alimento hasta la obtención de larvas maduras de primer ínstar, larvas de segundo y tercer ínstar. Se tomó en cuenta la presencia de la muda para determinar cada estado larval; de cada ínstar se sacrificaron al menos 50 ejemplares.

3.1.4. Preparación de las larvas

Para la descripción e ilustración de los estados larvales de *S. barberi* se usaron un total de 159 larvas. Los ejemplares seleccionados para el estudio de morfología y morfometría se preservaron en alcohol etílico al 70%.

Los montajes para microscopía óptica se hicieron con insectos macerados en hidróxido de potasio al 10% a 80°C durante 20 minutos; se lavaron con agua acidulada (ácido acético al 1%), se deshidrataron en alcoholes graduales, y después de aclararlos con xilol se montaron en bálsamo de Canadá. Las imágenes se obtuvieron con una cámara digital para microscopía Paxcam 3, adaptada a un fotomicroscopio III y un microscopio Tessoar, ambos de Carl Zeiss®. Las fotografías se editaron con el programa Gimp versión 2.6.8. para Linux. Las medidas se tomaron en micrómetros (μm), con el analizador de imágenes Image Tool para Windows® versión 3.0 (Wilcox *et al.* 2002).

Para la toma de imágenes en el microscopio electrónico se utilizaron los ejemplares conservados en alcohol 70%; para lo cual se deshidrataron en una serie ascendente de alcoholes desde el 70 hasta el 100%, se secaron al punto crítico en una secadora Tousimis Samdri- 780A, se cubrieron de oro en una ionizadora de metales JEOL Fine Coat JFC/1100 y se utilizó el microscopio electrónico de barrido JEOL JSM-6390/LGS.

3.1.5. Morfometría

Las larvas de *S. barberi* se examinaron con la ayuda de un microscopio estereoscópico Carl Zeiss® para realizar las mediciones de las siguientes estructuras morfológicas: longitud del cuerpo desde la cabeza hasta la punta del abdomen, anchura del cuerpo a la altura del último par de patas, anchura de la cápsula cefálica a la altura

de la parte posterior de los ojos simples, longitud de antena desde la base del escapo hasta la punta del flagelo, y longitud de la mandíbula desde área incisiva hasta la articulación de la mandíbula.

3.1.6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En el presente estudio se aporta los primeros datos morfológicos de los estados inmaduros de *S. barberi* criado con *Dactylopius opuntiae*, lo cual es relevante considerando que *S. barberi* es una especie con alta capacidad de depredación contra la cochinilla silvestre del nopal, y es uno de los enemigos naturales más importantes de esta plaga, y que en la actualidad es poca la información sobre su biología y características morfológicas de los estados inmaduros de esta especie.

3.1.7. Descripción del huevo

En el presente escrito se enriquecen los datos sobre la biología de *S. barberi* (Capítulo 2). La hembra de *S. barberi* depositó los huevos de manera individual o gregaria. El aspecto del huevo recién puesto es blanco translucido. El coriun es casi transparente y se puede observar que el contenido del huevo, al ir madurando adquiere tonos de color que van de un amarillo cremoso a un rosa oscuro. En el huevo, los cambios de coloración se presentaron entre el segundo y tercer día. En el quinto día, se tornó a rosa oscuro, y conforme el desarrollo embrionario progresó se fue oscureciendo (Fig. 1A). En el huevo maduro se pudieron observar estructuras de la larva en formación, como los ojos y la segmentación. La eclosión del huevo se presentó del día cuatro al día seis. El huevo al eclosionar, se abrió por el polo anterior en forma circular para que emergiera la larva neonata (Fig. 1B).

El huevo es alargado y redondeado en los polos. Aunque en algunos ejemplares uno de los polos podría parecer más estrecho, en general son iguales y la parte más ancha del huevo está en el centro. Tiene una longitud de promedio 449.5 μm y una ancho de 222.3 μm . La superficie del corion está cubierta uniformemente por ornamentaciones equidistantes, formadas por pequeñas proyecciones del exocorion de forma irregular y cuyas bases no forman una red. En el polo anterior se encuentra una placa micropilar redonda y aplanada; alrededor de la placa las ornamentaciones del corion son muy pequeñas pero éste no es liso (Fig. 1A).

Monserrat (2003, 2008) señala que se mantienen la presencia de la placa micropilar y las impresiones foliculares sobre la superficie del corion. Estos elementos son los que caracterizan a esta familia. La placa micropilar es poco evidente y es más desarrollada en representantes de la subfamilia Drepanopteryginae y menos desarrollado en Sympherobiinae y Hemerobiinae. Además, menciona que el área periférica del micrópilo tiene una forma folicular esponjosa. Se cree que la presencia de pequeñas cavidades sobre el corion sirve para retener la humedad, por lo tanto ayuda a que el huevo no se deshidrate.

3.1.8. Descripción de los ínstares larvales de *S. barberi*

Las larvas de *S. barberi*, aunque tienen la forma general muy similar a la de otras especies de hemeróbidos, presentan un cuerpo notoriamente robusto en términos de sus proporciones de longitud y anchura (Cuadro 1). De acuerdo con MacEwen *et al.* (2001), las larvas de hemeróbidos son parecidas a las larvas de crisopas, pero difieren de éstas al tener una cabeza más pequeña, cuerpo y mandíbulas más corto y ausencia de *pulvilli* en los estados larvales dos y tres.

Los ínstares larvarios de *S. barberi* presentan un cuerpo fusiforme, la anchura máxima se encuentra a la altura del metatórax. La segmentación del cuerpo es fácilmente discernible, a pesar de que los límites intersegmentales pueden tener constricciones transversales que dividen a cada segmento. El color predominante del cuerpo de las larvas en vivo y sus apéndices está dado por la coloración y grado de esclerosamiento de la cutícula, principalmente de los órganos internos y del alimento que ha ingerido; en este caso por el ácido carmínico del insecto presa, por lo que predomina una tonalidad rojiza. A través de la cutícula son notorias también áreas claras bien definidas en los lugares donde hay cúmulos de tejido adiposo, y en la línea dorsal longitudinal media de la larva es muy notorio el vaso dorsal.

Es llamativo el cambio de tamaño que sufren las larvas de primer ínstar cuando después de la emergencia del huevo se alimentan y en poco tiempo crecen hasta alcanzar por lo menos el doble del tamaño que tienen al nacer. Esta diferencia de tamaño podría dar la idea de la existencia de otro ínstar, pero las medidas de las partes esclerosadas de la larva, como la cápsula cefálica, confirman que entre la pequeña larva neonata y la larva madura no ha habido realmente un cambio de estado. Este fenómeno se explica por la extensión de la cutícula membranosa y elástica del tórax y abdomen de la larva, situación que le permite extenderse cuando aumenta el volumen del contenido del intestino, tejido adiposo y crecimiento general de los órganos internos.

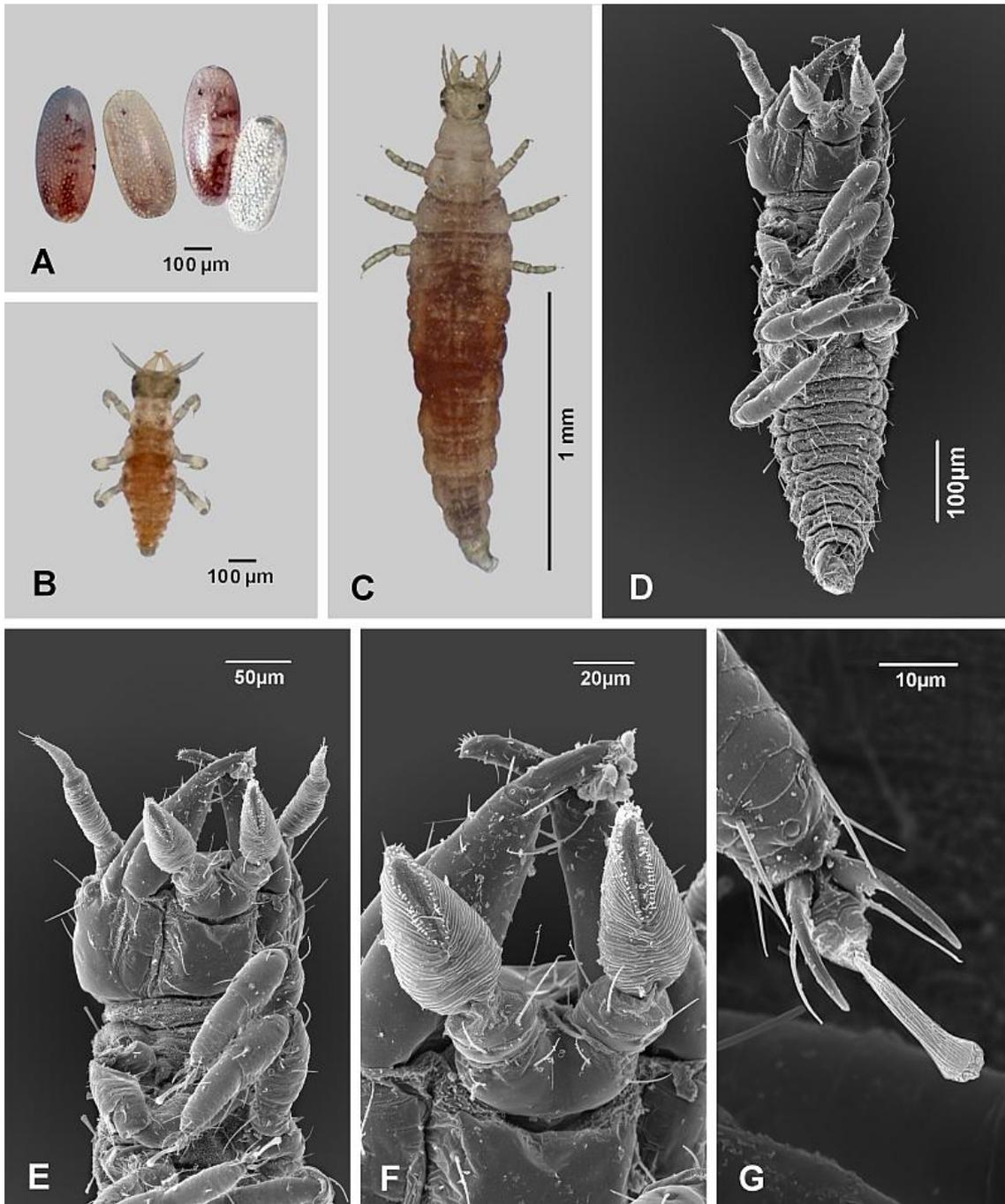


Figura 1. Huevo y larva uno de *Sympherobius barberi*. A) huevo recién puesto, maduro y huevo vacío (blanco), B) larva neonata, C) vista ventral de larva uno madura, D) vista dorsal de larva uno neonata, E) cabeza: larva neonata, F) palpos labiales, G) empodio.

3.1.9. Cabeza. La cápsula cefálica de las larvas es aparentemente más ancha que larga, lo cual se debe a que el área posterior de la cabeza se encuentra dentro del protórax, de modo que la anchura y longitud son prácticamente iguales (Fig.1). Los bordes laterales están redondeados y en él destacan los cuatro ojos simples oscuros a cada lado; estos bordes no son paralelos sino que se estrechan ligeramente hacia atrás. Las fosas tentoriales posteriores se encuentra a la altura del borde del protórax; en estos puntos la cutícula de la cabeza forma hacia adentro un puente tentorial; éste es curvo de anchura uniforme y de él parten hacia adelante los brazos tentoriales anteriores casi rectos y terminan cerca de las articulaciones anteriores de las mandíbulas (Fig.3G).

El borde anterior de la cápsula cefálica es casi recto y horizontal, aunque forma un ángulo de 45 grados en sus extremos laterales en dirección a los ojos simples en el tramo donde se encuentran las fosas antenales. La cutícula dorsal de la cabeza es lisa y está surcada longitudinalmente por dos líneas ecdisiales casi rectas que inician en los bordes internos de las fosas antenales y convergen hacia atrás. Los bordes laterales de la cápsula cefálica se encuentran a la altura de las articulaciones posteriores de las mandíbulas (Fig.1E, 3G). El resto de la zona ventral de la cabeza está ocupado por los dos estípites casi rectangulares que se extiende longitudinalmente desde el borde posterior visible de la cabeza hasta la base de las maxilas. Entre los dos estípites se encuentra una extensa zona submental prácticamente cuadrada en la larva uno y más alargada en la dos y tres. Las franjas que limitan a estas tres piezas están formadas por cutícula flexible y ornamentada con microespinas a diferencia de los escleritos labial y maxilares que son lisos (Figs.1 E, 2D, 3F). Los tercios laterales del borde anterior de la cabeza están ocupados por las bases de las mandíbulas cuyo grosor disminuye y se curvan hacia adelante, y en sus extremos forman un ángulo más pronunciado.

Las maxilas (Fig. 3G) están representadas por lóbulos que arrancan de los estípites hacia adelante y cubren a las mandíbulas en toda su forma y extensión por el área ventral. Los márgenes laterales de este lóbulo maxilar cubren también parte del área dorsal de las mandíbulas para asegurar el hermetismo del conducto alimentario que se forma entre estas dos piezas, desde la punta hasta su base. En la cuarta parte distal de la maxila se encuentra un órgano placoideo alargado y alineado longitudinalmente, y en el extremo distal del órgano hay de seis a ocho sénsulos quimiorreceptores. Al borde anterior del submentum ya descrito, se une un prementum que tiene una parte proximal de cutícula lisa, y en su margen anterior se separa en dos cuerpos cortos que sirven de base a los palpos labiales. Estos palpos tienen dos segmentos cilíndricos cortos tan próximos entre sí que aparentan formar un sólo segmento, y un tercer segmento notoriamente más estrecho en su extremo distal. La cutícula del tercer segmento del palpo labial está cubierta por ornamentaciones que forman escamas transversales cuyo número aumenta al crecer las larvas, de modo que son más abundantes en las larvas maduras que en las jóvenes; así, en la larva uno las ornamentaciones parecen ser estrías transversales, mientras que en la larva dos son notoriamente más anchas y más aún en la larva tres. La unión del segmento tres del palpo con los otros segmentos es notoriamente más estrecha en la larva uno. En este segmento hay también una zona quimiorreceptora ovalada situada en el extremo distal del segmento. En la larva uno este óvalo ocupa la mitad de la longitud del segmento mientras que en las larvas dos y tres cubre apenas la cuarta parte (Fig.1F,2E, 3F). Estas zonas sensoriales están cercadas por una hilera de sénsulos basicónicos que delimitan un área de cutícula suave cubierta por ornamentaciones microscópicas.

Las antenas están formadas por tres segmentos. El escapo es muy corto, cilíndrico y de cutícula lisa. El pedicelo es el segmento más largo, de anchura casi

uniforme en toda su extensión y cubierto por ornamentaciones superficiales en forma de escamas. El flagelo, de base notoriamente más estrecha que el pedicelo, disminuye su diámetro hacia el extremo distal donde se encuentra un órgano sensorial alargado que destaca entre media docena de otros sénsulos más cortos; el cuerpo del flagelo esta también cubierto por ornamentaciones transversales (Fig.1E, 2D, 3E).

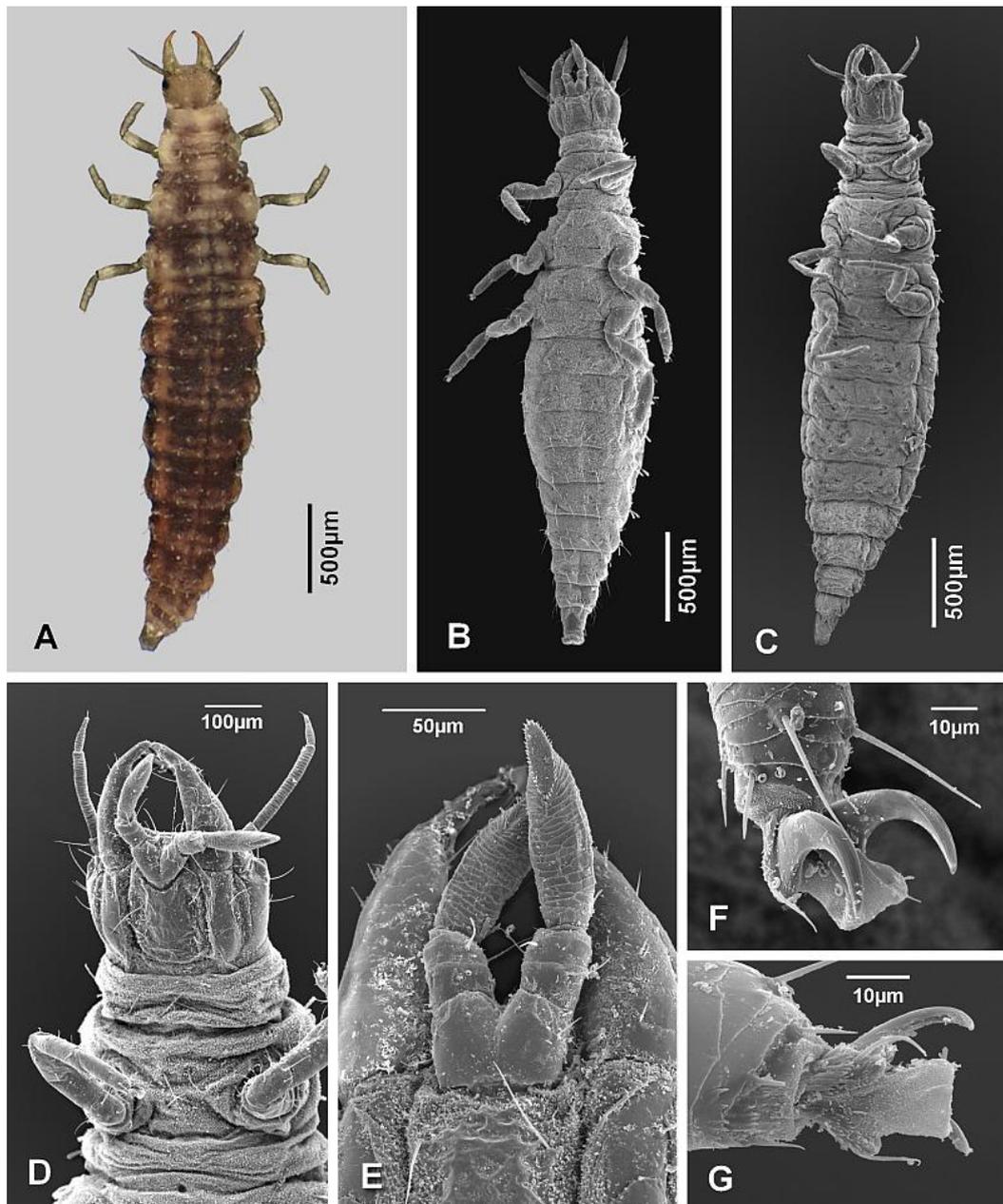


Figura 2. Larva dos de *Sympherobius barberi*, A) vista ventral, B) y C) vista dorsal, D) cabeza, E) palpos labiales, F) uñas bífidas, G) empodio trapezoidal.

3.2.1. Tórax. En la vista dorsal de los tres segmentos torácicos, destaca un surco transversal que separa a cada tergo en dos partes, de manera que cada segmento tiene una parte anterior un poco más estrecha que la posterior (Fig. 1C, 2A, 3A). Esto es especialmente notorio en el protórax, donde esta división anterior parece formar un cuello dentro del cual se aloja la parte posterior de la cabeza. En la división delantera del mesotórax se encuentran a los lados los espiráculos. En la zona ventral del protórax la mencionada constricción es también completa, mientras que el meso y metatórax está poco marcada y no llega a dividir a los segmentos. En los pretarsos de los tres pares de patas hay un empodio trapezoidal que se une al área ventral de base de las uñas; la longitud del empodio no sobrepasa a la de las uñas en la larva dos y tres, pero en la larva uno es una estructura alargada cuya longitud es por lo menos el doble de las uñas. El empodio de la larva uno tiene una base estrecha y un extremo ancho de cutícula rugosa y está surcado por estrías longitudinales (Fig. 1G, 2G).

3.2.2. Abdomen. En las larvas de todos los instares larvales hay 10 segmentos abdominales claramente visibles más una papila anal en el extremo posterior. La anchura de los segmentos se reduce paulatinamente hacia atrás lo que hace que el abdomen tenga una forma general cónica y alargada. En los segmentos abdominales I a VII hay una división anterior, donde tienen además un surco transversal medio que recorre casi toda la anchura de cada tergo. Los segmentos VIII a X son prácticamente tubulares.

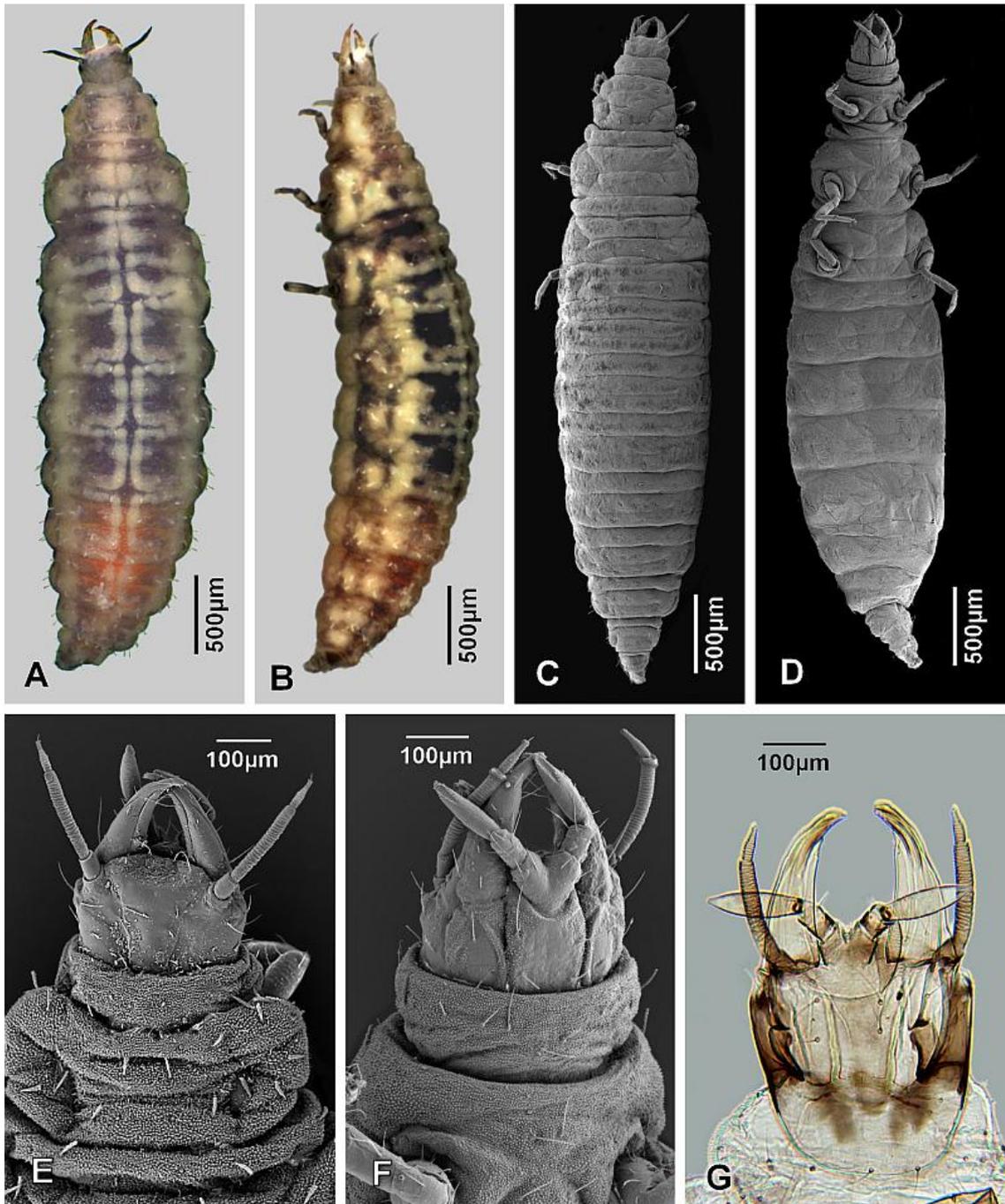


Figura 3. Larva tres de *Sympherobius barberi*, A) y C) vista dorsal, B) vista lateral, D) vista ventral, E) cabeza, F) palpos labiales, G) puente tentorio.

Cabe destacar que en este estudio uno de los principales objetivos de las observaciones sobre la morfología de las larvas y el análisis de sus medidas es la diferenciación de los ínstares. La larva neonata presenta una notoria variación de

tamaño, que al emerger es apenas más grande que el huevo (de 445 a 716 μm), hasta prácticamente duplicar su tamaño (1346 μm de largo y 249 μm de ancho) (Cuadro 1). Las patas extendidas de este primer estado son muy largas en proporción a las dimensiones del cuerpo; también la cabeza es grande en relación al volumen del cuerpo. En esta fase de desarrollo la cabeza y las patas no han crecido, de modo que parecen ser más pequeñas en relación al cuerpo. Para propósitos prácticos de diferenciación, la larva uno se puede identificar, independientemente de su tamaño, por la presencia del empodio alargado en los pretarsos de los tres pares de patas.

El aspecto general de la larva del segundo ínstar es similar a la larva uno madura, exepcto por su tamaño que varía de 2660 a 3703 μm de longitud y de 584-852 μm de ancho (Cuadro 1). En la superficie dorsal de la larva dos se delimitan áreas de color que no eran tan notorias en la larva uno, y el cambio más importante para su diferenciación es que el empodio alargado del pretarso se modifica a un empodio trapezoidal no más largo que las uñas.

La larva del ínstar tres es más grande que la larva dos, mide de 3672 a 5413 μm de longitud y de 1003 a 1443 μm de ancho (Cuadro 1). La cabeza de la larva tres parece pequeña en relación al volumen del cuerpo; esto se debe a que las dimensiones de la cápsula cefálica no son mayores que las de la larva dos, y también la cabeza esta parcialmente oculta en el borde anterior del protórax. El cuerpo de la larva tres presenta áreas de color rojo oscuro, alternadas con áreas claras más definidas que en la larva dos. A través de de la cutícula se observan cúmulos de tejido adiposo que flanquean al bazo dorsal a lo largo de tórax y abdomen y que enmarcan al contenido más oscuro del cuerpo delimitando bloques segmentales.

Cuadro 1. Mediciones (en micrómetros) de los instares larvales de *Symphorobius barberi*, al ser alimentados con *Dactylopius opuntiae*.

	¹ LN (n=12)		LARVA 1 (n=12)		LARVA 2 (n=15)		LARVA 3 (n=15)	
	Media ± DE	Rango	Media ± DE	Rango	Media ± DE	Rango	Media ± DE	Rango
Longitud del cuerpo	542±100	445-716	1346±314.1	650-1740	3176±249.7	2660-3703	4553±485	3672-5413
Anchura del cuerpo	156±18.3	134-185	249±65	167-347	718±80.9	584-852	1193±91.9	1003-1443
Anchura de cabeza	155±18.5	123-179	149±21.1	106-177	316±30.2	250-343	351±10.9	325-365
Longitud de antenas	118±65	114-121	116±2.2	111-119	264±32.4	200-316	284±10.5	263-314
Longitud de mandíbulas	120±3.7	113-123	122±3.1	115-127	246±31.2	182-284	285±21.1	226-320

n = Número de ejemplares considerados en el análisis

DE = Desviación estándar

¹=Larvas neonatas

Aunque las diferencias de tamaño pueden resultar útiles para la separación de los estados de desarrollo de estas larvas, se debe tomar en cuenta que se trata de insectos inmaduros con la mayor parte de su cuerpo cubierto por cutícula blanda, flexible y elástica, de manera que no es posible establecer medidas precisas de longitud y anchura para cada caso. Del mismo modo, esta cutícula es también translúcida y los patrones de coloración que se observan no corresponden a marcas externas bien definidas que se puedan usar en la identificación; se trata más bien de formas y coloración de los órganos internos móviles y cambiantes que se observan a través de la cutícula.

Los estudios de biología y morfología de los estados inmaduros de especies pertenecientes a *Symphorobius* han sido escasos y en muchos de ellos son descripciones muy generales, por lo que éste estudio, aporta algunos de los primeros datos para el conocimiento biológico y morfológico de *S. barberi*.

CONCLUSIONES

En este estudio se obtuvo información relevante de la biología de *Sympherobius barberi* como enemigo natural de la cochinilla silvestre del nopal *Dactylopius opuntia*.

El ciclo biológico para mantener a *S. barberi* en condiciones de laboratorio fue a $26\pm 2^{\circ}\text{C}$, $55\pm 10\%$ HR, con un fotoperiodo de 12:12 (luz: oscuridad). El fotoperiodo incluyó luz crepuscular (luz incandescente) de una hora de duración cada 12 horas.

Tanto larvas como adultos de *S. barberi* depredan todos los estados ninfales de la cochinilla silvestre del nopal.

Se observó que el tiempo de desarrollo *S. barberi* cuando es alimentada con *D. opuntiae*, no hay una duración diferente entre sexo, pero en estado larval presentó una diferencia significativa entre sexo.

Se observó que las hembras de *S. barberi* ovipositaban en sitios protegidos, como en las pupas de los machos de la cochinilla silvestre del nopal, en areolas de las espinas del nopal y en bordes de los nopales.

La fecundidad de *S. barberi* resultó baja al compararlo con otras especies de hemeróbidos.

LITERATURA CITADA

- Arredondo, H.C. 2004. Manejo y producción de *Chysoperla carnea* (Stephens) (Neuroptera: Chrysopidae). Pp. 177-195. In: N. Bautista, H. Bravo y C. Chavarin (eds.). *Cría de Insectos Plaga y Organismos Benéficos*. CONABIO, Instituto de Fitosanidad y Colegio de Postgraduados. Texcoco, Edo. de México.
- Attia, A.R. & S.A. EL-Arnaouty. 2008. Effect of different type of preys on the bioactivity of the predator *Symphorobius amicus* Navas (Neuroptera: Hemerobiidae). *Egyptian Journal of Biological Pest Control*, 18:61-64.
- Badii, M.H. & A.E. Flores. 2001. Prickly pear cacti pest and their control in Mexico. *Florida Entomologist*, 84:503-505.
- Bellows, T.S., R.G. Van Driesche & J. S. Elkinton. 1992. Life-Table construction and analysis in the evaluation of natural enemies. *Annual Review of Entomology*, 37:587-612.
- Ben-Dov, Y. & S. Marotta. 2001. Taxonomy and family placement of *Coccus bassi* Targioni Tozzetti (Hemiptera: Coccoidea). *Phytoparasitica*, 29:169-170.
- Bravo, M.H., M.H. Badii & A.E. Flores. 2000. Artrópodos depredadores. Pp. 120-125. In: M.H. Badii, A.E Flores y L. J. Galán (eds.). *Fundamentos y Perspectivas de Control Biológico*. Universidad Autónoma de Nuevo León, México.
- Castillo, M.L.E. 2003. *Introducción a la estadística experimental*. Universidad Autónoma Chapingo. 277 p.
- CICOPLAFEST (Comisión Intersecretarial para el Control del Proceso y Uso de Plaguicidas y Sustancias Tóxicas) 2009. Consultado en línea el 30 de junio de 2009. <http://www.sagarpa.gob.mx/v1/cicoplafest/>.
- Colegio de Postgraduados. 2005. Diagnóstico fitosanitario del nopal verdura (*Opuntia ficus-indica*) en Tlalnepantla, Morelos. Memoria de la primera reunión del

- Grupo Interdisciplinario de Investigación en Nopal. Colegio de Postgraduados. Campus Montecillo, Texcoco, Estado de México. 78 p.
- De Bach, P. 1964. *Control biológico de las plagas de insectos y malas hierbas*. CECSA, S.A de C.V. México. 949 p.
- Delgadillo V, I., M.A.González & R. Rivera. 2008. Manejo fitosanitario del nopal verdura en Milpa Alta, D.F. Comité Estatal de Sanidad Vegetal del D.F. (CESAVEDF). 63p.
- De Lotto, G. 1974. On the status of the cochineal insects (Homoptera: Coccoidea: Dactylopiidae). *Journal of the Entomological Society of South Africa*, 37:167-193.
- Diodato L., M. Iturre & M.E. Paz. 2004. Especies de *Dactylopius* en Argentina y factores que indican en su producción. *Revista de ciencias forestales*, 11: 67-72.
- FAO. 1997. Food and Agriculture Organization of the United Nations. Especies arbóreas y arbustivas para las zonas áridas y semiáridas de América Latina. Zonas Áridas y Semiáridas. Consultado en línea el 20 de octubre de 2009. desde:[http://www.fao.org/Regional/LAmerica/redes/sisag/arboles/default.htm#](http://www.fao.org/Regional/LAmerica/redes/sisag/arboles/default.htm#Mexico) Mexico. *Consulta: 20 de Octubre de 2009*.
- Ferris, G.F. 1955. *Atlas of the scale insects of North America*. Vol. VII. Stanford University Press. Stanford, California. USA. 233 p.
- Fierro, A.A., F. Rodríguez & A.M.M. González. 2006. *Cultivo del nopal verdura (Opuntia ficus-indica (L). Mill.) en el sur del Distrito Federal*. Universidad Autónoma Metropolitana. 126 p.
- Flores, V., C.A. & J. Olvera. 1995. La producción de nopal verdura en México. Pp. 282-289. *In: Pimiento B., E., C., Neri L., Muñoz. Y F.N., Huerta. Memorias del VI Congreso Nacional y IV Congreso Internacional sobre el conocimiento y*

- aprovechamiento del nopal. Universidad de Guadalajara, Guadalajara, Jalisco, México.
- Flores, H. A., B. Murillo. A., E. Rueda. P, J. Salazar., J. García. H. & E. Troyo. D. 2005. Reproduccion de cochinilla silvestre *Dactylopius opuntia* (Homoptera: Dactylopiidae). *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 77:97-102.
- García, B.A. 2000. Principales plagas insectiles del nopal tunero en el Estado de México. Tesis de Licenciatura. Departamento de Parasitología Agrícola. Universidad Autónoma Chapingo. 1-209 p.
- GIIN (Grupo Interdisciplinario de Investigación del Nopal). 2008. El picudo del nopal en Tlalnepantla, Morelos. *Monitor del órgano de comunicación del Comité Estatal de Sanidad Vegetal del estado de Morelos, A.C.* 1:4-8.
- Gilreath, M.E. & J.W. Smith. 1988. Natural enemies of *Dactylopius confusus* (Homoptera: Dactylopiidae): exclusion and subsequent impact on *Opuntiae* (Cactaceas). *Environmental Entomology*, 17:731-738.
- Goeden, R.D., C.A. Fleschner & D.W. Ricker. 1967. Biological control of prickly pear cacti on Santa Cruz Island, California. *Hilgardia*, 38:579-606.
- Granados, S.D. & A. Castañeda. 1991. *El nopal: historia, fisiología, genética e importancia frutícola*. Editorial Trillas, México, D.F. 156p.
- Hamon, A.B & M.L. Kosztarab. 1979. Mophology and systematic of the first instar of the genus *Ceroccus* (Homoptera: Coccoidea). *Virginia Polytechnical Institute and State University Research Division Bulletin*, 146:1-122.
- INE (Instituto Nacional de Ecología) 2010. Consultado en línea el 22 de marzo de 2010. <http://www.ine.gob.mx/ueajei/publicaciones/libros/70/plagas.html>
- Juárez, R.D.F, G.M.A, F.R. Noriega. 2007. Análisis de la oferta nacional de productos del nopal.Pp.54-56. *In: Rodríguez-Leyva. E, J.R. Lomeli-Flores, A. López.*

- Cadena productiva del nopal verdura. Colegio de Postgraduados. Memoria del segunda Reunión del Grupo Interdisciplinario de Investigación en Nopal. Colegio de Postgraduados. Campus Montecillo, Texcoco, Edo. de México.
- Kiesling, R. 1999. Domesticación y distribución de *Opuntia ficus-indica* *Journal of Professional Association for Cactus Developments*, 3:50-59.
- Lara, R.I.R. & N.W. Perioto. 2003. Bioecología de Hemerobiideos (Neuroptera, Hemerobiidae). *Arquivos do Instituto Biológico, Sao Paulo*, 70:517-523.
- MacEwen, P.K., T.R. New & A.E. Whittington. 2001. *Lacewings in the crop environment*. Cambridge University Press. Cambridge. 546 p.
- MacGregor, L.R. & R. Sampedro. 1984. Catálogo de cóccidos mexicanos I. Familia Dactylopiidae (Homoptera: Dactylopiidae). *Anales del Instituto de Biología de la Universidad Nacional Autónoma de México*, 1:217-223.
- Maia, A.H.N., A.J. Liuz & C. Campanhola. 2000. Statistical inference on associated fertility life table parameters using jackknife technique: computational aspects. *Journal of Economic Entomology*, 93: 511-518.
- Mann, J. 1969. Cactus-feeding insects and mites. Smithsonian Institution. *United States Natural Museum Bulletin*, 256:1-158.
- Meléndez, O.E. 2009. Diversidad de Hemerobiidae (Insecta: Neuroptera) del Rancho Santa Elena, Huasca, Hidalgo. Tesis de Licenciatura. Universidad del estado de Hidalgo. 70 p.
- Mena-Covarrubias J. & Rosas-Gallegos S. 2007. Guía para el manejo integrado de las plagas del Nopal Tunero. Publicación especial Num. 14. segunda reimpresión. Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y alimentación; Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias. México.

- Miller, L.G. & P. Lambdin. 1984. Redescription of the larval stages of *Hemerobius stigma* Stephens (Neuroptera: Hemerobiidae). *Florida Entomologist*, 67:377-382
- Miller, L.G. & R.D. Cave. 1987. Bionomics of *Micromus posticus* (Walker) (Neuroptera: Hemerobiidae) with descriptions of the immature stages. *Proceedings of the Entomological Society of Washington*, 89:779-789.
- Monserrat, V.J. 2003. Contribución al conocimiento de los Hemeróbidos de Patagonia y tierra del fuego (Insecta, Neuroptera, Hemerobiidae). *Graellsia*, 59:37-56.
- Monserrat, V.J. 2004. Nuevos datos sobre algunas especies de hemeróbidos (Insecta: Neuroptera: Hemerobiidae). *Revista de Entomología*, 4:1-26
- Monserrat, V.J. 2008. Sobre la morfología y la ultraestructura del huevo en algunas especies de Hemerobiidae (Insecta, Neuroptera). *Graellsia*, 64:265-273.
- Moran, V.C. & H. Hoffmann. 1987. The effects of simulated and natural rainfall on cochineal insects (Homoptera: Dactylopiidae): colony composition and survival on cactus cladodes. *Ecological Entomology*, 12: 51-60.
- Muralibaskaran, B.R.K., L. Geetha & S. Uthamasamy. 1999. Comparative biology and predatory potential of Australian ladybird beetle (*Cryptolaemus montrouzieri*) on *Planococcus citri* and *Dactylopius tomentosus*. *Journal of Agricultural Sciences*, 69:605-606.
- Muralibaskaran, B.R.K., T.R. Srinivasan, K. Muthumeena, S. Muthulakhmi & N.R. Mahadevan. 2002. Life-table of Australian ladybird beetle (*Cryptolaemus montrouzieri*) feeding on mealybugs (*Maconellicoccus hirsutus* and *Dactylopius tomentosus*). *Journal of Agricultural Sciences*, 72:54-56.
- New, T.R. 1975. The biology of Chrysopidae and Hemerobiidae (Neuroptera), with reference to their usage as biocontrol agents: a review. *Transaction of the Entomological Society of London*, 127:115-140.

- Orduño, C.N. 2009. Virulencia de *Baeuveria bassiana* y *Metarhizium anisopii* sobre picudo del nopal *Metamasius spinolae*. Tesis de Maestría en Ciencias. Colegio de Postgraduados. Montecillo, Texcoco, México. 78 p.
- Oswald, J., A. Contreras R. & N.D. Penny. 2002. Neuroptera (Neuropterida). Pp. 559-581. In: J. LLorente Bousquets & J.J. Morrone (Eds.). *Biodiversidad, taxonomía y biogeografía de artrópodos de México: Hacia una síntesis de su conocimiento*, Vol.III. Universidad Nacional Autónoma de México, México, D.F. 670 p.
- Pacheco-Rueda, I., J.R. Lomeli-Flores., Rodríguez-Leyva, E. 2009. Ciclo biológico de *Sympherobius barberi* Banks (Neuroptera: Hemerobiidae) enemigo natural de la cochinilla del nopal (Hemiptera: Dactylopiidae). Pp. 133-136. In: Zapata, M.R., W.M. Contreras, A., A. Granados., S. L. Arriaga (eds.). *Memorias. XXII Congreso Nacional de Control Biológico*. Universidad Juárez Autónoma de Tabasco, México.
- Palacios M.C., R. Hernández., C. Llanderal & H. Hernández. 2002. Control de la cochinilla silvestre con productos biodegradables. Pp. 51-53. In *Memorias del II Congreso Internacional de Grana Cochinilla y Colorantes Naturales*.
- Palacios, C., R. Nieto, C. Llanderal & H. González. 2004. Efectividad biológica de productos biodegradables para el control de la cochinilla silvestre *Dactylopius opuntiae* (Cockerell) (Homoptera: Dactylopiidae). *Acta Zoológica Mexicana (n.s.)*, 20:99-106.
- Pérez, S., M. Cuen & R. Becerra. 2001. Nocheztli: El insecto del rojo carmín. *Biodiversitas*, 36:1-8 p.
- Pérez-Guerrero G. & M.Kosktarab. 1992. Biosystematics of the family Dactylopiidae (Homoptera: Coccinea) with emphasis on the life cycle of *Dactylopius coccus*

- Costa. Studies on the Morphology and Systematics of Scala Insects No. 16. Virginia. 90p.
- Pimienta, B.E., M.M. Loera & L.O. López. 1993. Estudio anatómico comparativo en colectas del subgénero *Opuntia*. *Agrociencias serie Fitotecnia*, 4:7-21.
- Portillo, L. 2005. Origen de *Dactylopius coccus* Costa (Dactyloppidae): ¿Norte o Sudamerica?. *Dugesiana*, 12:1-8.
- Portillo, L. & A. L. Viguera. 1998. Natural enemies of cochineal (*Dactylopius coccus* Costa): importance in Mexico. *Journal of the professional Association for Cactus Development*, 3:43-49.
- Portillo, L. & A.L. Viguera. 2001. *Dactylopius* (Homoptera: Dactyloppidae) and its hosts in Jalisco, México. *Bollettino di Zoologia Agrarian e di Bachicoltura*, 33:249-251.
- Portillo, L. & A.L. Viguera. 2002. La grana cochinilla y sus parientes silvestres en México: Un caso pendiente de estudio. Pp.80-82. *In: II Congreso Internacional de la Grana Cochinilla y Colorantes Naturales*.
- Portillo, M.L., & A.L. Viguera. 2006. A review on the cochineal species in Mexico, host and natural enemies. Proceeding of the V International Congress on Cactus Pear and Cochineal. *Acta Horticulturae*, 728:249-255.
- Quintano, M.V & R.J. Ríos. 2004. Manejo integral del cultivo del nopal. Colegio de Postgraduados. 81p.
- Rabinovich, E.J. 1982. *Introducción a la Ecología de Poblaciones animales*. Editorial continental S.A. de C.V., México. 312 p.
- Reguilón, C. & S.R. Nuñez. 2005. Morfología de los estadios larvales de *Symphorobius marmoratipennis* (Neuroptera: Hemerobiidae). *Revista de la Sociedad Entomológica Argentina*, 64:81-85.

- Rodríguez-del-Bosque, L.A. & H.C. Arredondo-Bernal. 2007. *Teoría y Aplicación del Control Biológico*, Sociedad Mexicana de Control Biológico, México. 303 p.
- Rodríguez-Leyva, E., J.R. Lomeli-Flores & A. L. Jiménez. 2007. Cadena productiva del Nopal verdura. Pp.270-278. *In: Rodríguez-Leyva. E, J.R. Lomeli-Flores, A. López. Cadena productiva del nopal verdura. Colegio de Postgraduados. Memoria del segunda Reunión del Grupo Interdisciplinario de Investigación en Nopal. Colegio de Postgraduados. Campus Montecillo, Texcoco, Edo. de México.*
- Rodríguez-Leyva, E., J.R. Lomeli-Flores & J.M. Vanegas-Rico. 2010. Enemigos naturales de la grana cochinilla del nopal *Dactylopius coccus* Costa (Hemiptera: Dactylopiidae). Pp. 1-12. *In: L. Portillo y A. L. Viguera (Coord.). Conocimiento y aprovechamiento de la grana cochinilla. Publicación FAO, CACTUS-NET. En prensa.*
- SAGARPA. (Secretaría de Agricultura y Ganadería .Consultado).Consultado en línea el 28 de octubre de 2009. www.sagarpa.gob.mx/dlg/df/fichatecnopal.pdf.
- SAS Institute Inc. 2000. SAS/STAT user's guide, version 9. SAS Institute, Cary, NC.
- Sato, T. & H. Takada. 2004. Biological studies on three *Micromus* species in Japan (Neuroptera: Hemerobiidae) to evaluate their potential as biological control agents against aphids: 1. Thermal effects on development and reproduction. *Applied Entomological Zoology*, 39:417-425.
- SIAP (Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera). 2009. Consultado en línea el 26 de marzo de 2009. <http://www.siap.gob.mx/>.
- Silva, P.S., G.S. Albuquerque., C.A. Tauber & M.J. Tauber. 2007. Life history of widespread neotropical predator, *Chrysopodes* (Chrysopodes) *lineafrons* (Neuroptera: Chrysopidae). *Biological Control*, 41:33-41.

- Smith, R.C. 1939. Notes on the Neuroptera and Mecoptera of Kansas with keys for the identification of species. *Journal of the Kansas Entomological Society*, 7:120-145.
- Souza, B. & A.I. Ciociola. 1997. Efeito de diferentes dietas sobre a fecundidade e longevidade de *Nusalala uruguayana* (Navás, 1923) (Neuroptera: Hemerobiidae). *Pesquisa Agropecuaria Brasileira, Brasil*, 32:27-32.
- Tekelenburg, I.A. 1995. La producción de la cochinilla (*Dactylopius coccus* Costa) en ambiente semi-controlados: El objetivo ecológico-productivo, limitaciones (a) bióticas técnicas y perspectivas. Pp. 48-55. *In*: Pimienta, E., C. Neri, A. Muños y F. Huerta (Comp.). Memorias del VI Congreso Nacional y IV Congreso Internacional sobre el conocimiento y aprovechamiento del nopal. Universidad de Guadalajara, Jalisco, México.
- Vanegas-Rico, J.M. 2009. Dinámica poblacional de *Dactylopius opuntiae* (Cockerell) y sus enemigos naturales en Tlalnepantla, Morelos. Tesis de Maestría en Ciencias. Colegio de Postgraduados. Montecillo, Texcoco, México. 95 p.
- Vanegas-Rico, J.M., J.R. Lomeli-Flores, E. Rodríguez-Leyva, G. Mora-Aguilera & J.M. Valdez. 2010. Enemigos naturales de *Dactylopius opuntiae* (Cockerell) en *Opuntia ficus-indica* (L.) Miller en el centro de México. *Acta Zoológica Mexicana (n.s)*, en prensa.
- Vargas, E.U. 2007. Desarrollo, supervivencia y fecundidad de *Chrysoperla carnea* Stephens y *Chrysoperla comanche* Banks criadas con huevecillos de *Sitotroga cerealella* (Olivier). Tesis de Maestría en Ciencias. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, México. 84 p.
- Vera, G., V.M. Pinto & R.R. Robles. 2002. *Ecología de poblaciones de Insectos*. Colegio Postgraduados. Montecillo, Texcoco, México. 136 p.

- Vidya, M., S. Lingappa, R.K. Patil & G.K. Ramegowda. 2008. Biology and feeding potential of *Micromus australis* Hagen on sorghum aphid, *Melanaphis Sacchari* (Zehntner). *Journal of Biological Control*, 22:467-470.
- Vigueras, A.L., J. Cibrian-Tovar & C. Pelayo-Ortíz. 2009. Use of botanical extracts to control wild cochineal (*Dactylopius opuntiae* Cockerell) on cactus pear. Proceedings of the VI internacional congress on cactus and cochineal. *Acta Horticulturae*, 811:229-234.
- Villanueva, S.E. 2007. Biología y respuesta funcional y numérica del depredador *Chilochorus* spp. (Coleoptera: Coccinellidae) asociado al cultivo del nopal verdura en Milpa Alta, México D.F. Tesis de Maestría en Ciencias. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, México. 105p.
- Wilcox, D., B. Dove, D. McDavid & D. Greer. 2002. UTHSCSA Image Tool for windows Ver.3.0. The University of Texas Health Science Center in San Antonio. USA, Texas.
- Zimmermann, H., S. Bloem & H. Klein. 2007. Biología, historia, amenaza, monitoreo y control de la palomilla del nopal, *Cactoblastis cactorum*. Join FAO/IAEA Division of Nuclear Techniques in Food and Agriculture. Transcontinental reproducciones fotomecánicas S.A. de C.V. México, D.F. 93 p.