

COLEGIO DE POSTGRADUADOS

INSTITUCIÓN DE ENSEÑANZA E INVESTIGACIÓN EN CIENCIAS AGRÍCOLAS

CAMPUS MONTECILLO

POSTGRADO DE FITOSANIDAD

ENTOMOLOGÍA Y ACAROLOGÍA

**LA CHINCHE ROJA *Hesperolabops nigriceps* Reuter
(HEMIPTERA: MIRIDAE), Y SU RELACIÓN CON EL
“CACARIZO DEL NOPAL” EN MILPA ALTA, CIUDAD DE
MÉXICO**

MARTÍN PALOMARES PÉREZ

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

DOCTOR EN CIENCIAS

MONTECILLO, TEXCOCO, EDO. DE MÉXICO

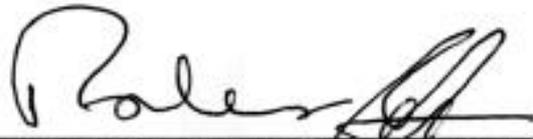
2011

La presente tesis titulada: **LA CHINCHES ROJA *Hesperolabops nigriceps* Reuter (HEMIPTERA: MIRIDAE), Y SU RELACIÓN CON EL "CACARIZO DEL NOPAL" EN MILPA ALTA, CIUDAD DE MÉXICO** realizada por el alumno **MARTÍN PALOMARES PÉREZ**, bajo la dirección del Consejo Particular indicado, ha sido aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

**DOCTOR EN CIENCIAS
FITOSANIDAD
ENTOMOLOGÍA Y ACAROLOGÍA**

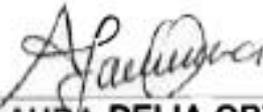
CONSEJO PARTICULAR

CONSEJERO



DR. ESTEBAN RODRÍGUEZ LEYVA

ASESOR



DRA. LAIRA DELIA ORTEGA ARENAS

ASESOR



DRA. MA. TERESA SANTILLÁN GALICIA

ASESOR



DRA. GUADALUPE VALDOVINOS PONCE

ASESOR



DR. SAMUEL RAMÍREZ ALARCÓN

Montecillo, Texcoco, Estado de México, Diciembre de 2011

LA CHINCHE ROJA *Hesperolabops nigriceps* Reuter (HEMIPTERA: MIRIDAE), Y SU RELACIÓN CON EL “CACARIZO DEL NOPAL” EN MILPA ALTA, CIUDAD DE MÉXICO

Martín Palomares Pérez, Dr.
Colegio de Postgraduados, 2011

RESUMEN

En Milpa Alta, al sur de la Ciudad de México, se encuentra la zona productora más importante de nopal verdura (*Opuntia ficus-indica* L. (Miller)) en el mundo y existe una sintomatología denominada “cacarizo del nopal” o simplemente “cacarizo”. El daño, que se asocia siempre a la presencia de la chinche roja y que algunos autores lo relacionan también con el hongo *Alternaria* sp., se presenta principalmente en los cladodios de más de un año de edad y se caracteriza inicialmente por la formación de pústulas de color ocre que después de 30 días se convierten en cicatrices o costras. A pesar de ser un daño difundido en toda la región, no existen trabajos formales que indiquen el grado de distribución, incidencia y severidad del “cacarizo del nopal”, tampoco aspectos básicos de la biología de la chinche roja (*Hesperolabops nigriceps* Reuter (Hemiptera: Miridae)) ni referencia del agente causal. La evaluación de la distribución, incidencia y severidad del “cacarizo del nopal” se llevó a cabo mediante muestreos en huertas de nopal verdura ubicadas en diferentes puntos geográficos en la zona productora de Milpa Alta. La biología se determinó en condiciones controladas ($25\pm 2^{\circ}\text{C}$, $60\pm 10\%$ H.R. y 14:10 horas luz: oscuridad). Así también para buscar algún agente causal se aislaron microorganismos mediante cortes de pústulas en cladodios y en chinche roja colectada en cladodios afectados. Se realizaron observaciones de los efectos que ocasiona la alimentación de la chinche roja así como la inoculación del contenido de glándulas salivales sobre cladodios asintomáticos. El “cacarizo del nopal” se encuentra distribuido en toda esa zona productora, con cierta agregación en la parte poniente. Se encontró una correlación de $r = 0.7652$ entre el “cacarizo del nopal” y la presencia de *H. nigriceps*, y una distribución espacial en agregados de la chinche roja en la parte poniente de la zona de estudio. El daño en plantas individuales se concentró en el estrato bajo y medio donde se desarrolla el cladodio

madre y segundo y tercer cladodio. La incidencia en la zona fue del 56.4 ± 18.5 % y severidad equivalente al 10.5 ± 6.4 %.

El tiempo promedio del ciclo de vida de *H. nigriceps* desde la postura hasta el adulto fue de 305.09 ± 39.05 d, y la fase embrionaria fue la de mayor duración (268.84 ± 34.46 d). El tiempo promedio de la fase ninfal fue de 36.25 ± 4.59 d. Los adultos vivieron 29.08 ± 11.89 d presentando una proporción sexual 1:1. De los cortes realizados a las pústulas del “cacarizo del nopal”, se aislaron hongos representantes de varios géneros; sin embargo, *Alternaria* sp. fue el más frecuente pero no se lograron reproducir los síntomas del daño. El análisis de correlación ($r = -0.01133$) “cacarizo del nopal”- *Alternaria* sp. reveló una relación inversa y débil. En un total de 201 puntos de alimentación de *H. nigriceps* y 32 sitios de inoculación con las glándulas salivales se produjeron 52 y 12 pústulas respectivamente, del “cacarizo del nopal” en su fase inicial. El análisis de correlación mostró una relación de $r = 0.8619$ para la alimentación de la chinche-“cacarizo del nopal” y $r = 0.5992$ para glándulas salivales-“cacarizo del nopal”, indicando que existe en ambos casos una relación con el “cacarizo del nopal”.

Palabras clave. Nopal verdura, *Alternaria*, patogenicidad, *Opuntia*.

**THE RED BUG *Hesperolabops nigriceps* Reuter (HEMIPTERA: MIRIDAE), AND
ITS RELATIONSHIP WITH THE "CACARIZO DEL NOPAL" IN MILPA ALTA,
MEXICO CITY**

**Martín Palomares Pérez, Dr.
Colegio de Postgraduados, 2011**

ABSTRACT

Milpa Alta, in the south of Mexico City, is the most important nopal (*Opuntia ficus-indica* L. (Miller)) producing region in the world and there is a symptom called "cacarizo del nopal." The damage is always associated to red bug but some people also relate the damage to *Alternaria* sp. "Cacarizo del nopal" occurs mainly in the pads of more than one year of age and it is characterized initially by the formation of brown or ocher pustules, after 30 days those pustules turn into scars or scabs. Despite being widespread damage throughout the region, there are no formal papers that indicate the degree of distribution, incidence and severity of this problem. Also there are not details of basic aspects of biology of the red bug, *Hesperolabops nigriceps* Reuter (Hemiptera: Miridae), or reference of the causal agent. The evaluation of distribution, incidence and severity of "cacarizo del nopal" by sampling was carried out in nopal orchards in different geographical locations in Milpa Alta. The red bug biology was determined by an investigation in controlled conditions (25±2°C, 60±10% H.R y 14:10 light: darkness). In order to determine the causal agent of "cacarizo del nopal" some microorganisms were isolated by cutting the pustules in pads and red bugs collected from affected cladodes. Observations were made of the effect caused by the red bug feeding, as well as the inoculation of its salivary gland content on asymptomatic cladodes. The "cacarizo del nopal" is distributed throughout the producing area, with some aggregation in the west. Correlation between "cacarizo del nopal" and the presence of *H. nigriceps* was found significant ($r= 0.7652$), also we found aggregates of the red bug on the west of the study area. Damage to individual plants were concentrated at the base cladode, and the second and third cladodes. The "cacarizo" incidence was 56.4±18.5% and severity equivalent to 10.5±6.4%. The life cycle of *H. nigriceps* was 305.09±39.05 d, and the embryonic stage was the longest (268.84±34.46 d). The average time of nymphal phase was 36.25±4.59 d. Adults lived 29.08±11.89 d, and they presented a sex ratio 1:1. Several genera of microorganisms were isolated of "cacarizo del

nopal" pustules but *Alternaria* sp. was the most common. However, pathogenicity tests did not reproduce the symptoms of damage, and we did not find relationship ($r = -0.01133$) between "cacarizo del nopal" and *Alternaria* sp. Of 201 *H. nigriceps* feeding points, and 32 salivary glands inoculation "points", we identified 52 and 12 pustules, respectively of the "cacarizo del nopal" only at its initial phase. An analysis showed that feeding points of the red bug and "cacarizo del nopal" ($r = 0.8619$), and salivary glands and "cacarizo del nopal" ($r = 0.5992$) presented significant correlation in both cases.

Key words. Nopal, *Alternaria*, pathogenicity, *Opuntia*.

AGRADECIMIENTOS

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) por el apoyo económico brindado sin el cual no habría podido realizar mis estudios de Doctorado.

Al Colegio de Postgraduados por brindarme la oportunidad de realizar mis estudios doctorales.

Al Dr. Esteban Rodríguez Leyva del cual no tengo palabras para agradecer todo el apoyo brindado durante mi formación en el Colegio de Postgraduados. Siempre lo tendré en mente como un excelente profesionista y una persona con una enorme calidad humana.

A la Dra. Laura Delia Ortega Arenas, por sus valiosas observaciones en la realización de este trabajo y por su excelente calidad como profesora.

A la Dra. Ma. Teresa Santillán Galicia, por su disponibilidad y sugerencias durante la realización de la presente investigación.

A la Dra. Guadalupe Valdovinos Ponce, por su apoyo y disponibilidad como asesora en la elaboración de la tesis y por sus comentarios, fueron de una enorme ayuda.

Al Dr. Samuel Ramírez Alarcón, por sus comentarios y sugerencia en la realización de esta trabajo.

Al M. C. Jorge Manuel Valdez Carrasco, por su disponibilidad de colaborar en el presente trabajo, por su apoyo, por su excelente calidad como profesor que lo hace ser más que un Doctor en Ciencias. Gracias Doctor.

Al Dr. J. Refugio Lomelí Flores, a quien considero un excelente profesor e investigador que me dio bases para interesarme al control biológico.

Al Dr. Gustavo Mora Aguilera, por su disposición y comentarios en la realización del presente trabajo.

A La M. C. y próxima Dra. Bertha Tlapal Bolaños, por el apoyo brindado en la identificación de los microorganismos.

A la Biol. Greta H. Rosas, de la unidad de microscopía del Colegio de Posgraduados, por el excelente trabajo y la manipulación de los insectos en el microscopio electrónico.

A todos los Doctores que me brindaron la oportunidad de aprender sus conocimientos.

A mis compañeros del Colegio de Postgraduados que más que compañeros resultaron ser unos buenos amigos: Imelda, Nuvia, Juan Manuel, Iliana, Gonzalo, Ericka, Gabriela, Santo, Gonzalo. Gracias por compartir tantos momentos de angustia y alegría, siempre los recordaré.

A mis amigos del Departamento de Parasitología Agrícola de la UACH: Calixto, Poli, José Remedios, Paty y Galeana, por su apoyo durante mi formación doctoral.

DEDICATORIA

Un grado académico y una simple dedicación acompañada de unas palabras no bastan para agradecerte todo lo que representas en mi vida. Formaste una familia con desvelos, dedicación y constancia. Me enseñaste que el verdadero amor se cultiva y se riega todos los días con sinceridad, comprensión, confianza y paciencia. Por eso el presente grado académico está dedicado a mi esposa **Ma. Del Carmen Sánchez Arellano**, quien sin la cual, no hubiera llegado a su meta. **“TE AMO”**.

A mis hijas Jacqueline y María Fernanda, por ser unas excelentes niñas que me motivan a superarme y que me demuestran día con día la maravillosa familia que tengo.

A mi abuelita Flor que fue como una madre y a mi suegra Carmen Arellano que desgraciadamente no pudieron ver finalizada esta meta, quisiera dedicarles este esfuerzo y alegría, las recuerdo por siempre (Q.E.D.).

A mi madre Cata, por demostrarme que la vida está llena de sacrificios.

A mis hermanos Martha E., Carlos, Juan D. y Rogelio.

CONTENIDO

RESUMEN	ii
ABSTRACT	iv
AGRADECIMIENTOS	vi
DEDICATORIA	viii
ÍNDICE DE FIGURAS	xii
ÍNDICE DE CUADROS	xiii
CAPÍTULO I	1
1.1 INTRODUCCIÓN GENERAL.....	1
1.2 OBJETIVOS.....	2
1.3 REVISIÓN DE LITERATURA.....	3
1.3.1 Importancia, distribución y origen del nopal.....	3
1.3.2 Plagas y enfermedades del nopal.....	3
1.3.3 Hemípteros como plagas del cultivo del nopal.....	5
1.4 LITERATURA CITADA	7
CAPÍTULO II	13
DISTRIBUCIÓN, INCIDENCIA Y SEVERIDAD DEL “CACARIZO DEL NOPAL” SOBRE <i>Opuntia ficus-indica</i> L. (Miller) EN MILPA ALTA, CIUDAD DE MÉXICO.....	13
2.1 RESUMEN.....	13
2.2 ABSTRACT.....	14
2.3 INTRODUCCIÓN.....	15
2.4 MATERIALES Y MÉTODOS.....	16
2.4.1 Área de estudio.....	16
2.4.2 Escala logarítmica diagramática.....	16
2.4.3 Incidencia, severidad y distribución.....	18
2.4.4 Análisis estadístico.....	19
2.4.5 Asociación “cacarizo del nopal”-chinche roja.....	20
2.5 RESULTADOS.....	20
2.5.1 Escala logarítmica diagramática.....	20
2.5.2 Incidencia, severidad y distribución del “cacarizo del nopal”.....	21
2.5.3 Asociación “cacarizo del nopal”-chinche roja.....	25
2.6 DISCUSIÓN.....	26
2.7 LITERATURA CITADA.....	29

CAPÍTULO III	32
BIOLOGÍA DE <i>Hesperolabops nigriceps</i> REUTER (HEMIPTERA: MIRIDAE) SOBRE <i>Opuntia ficus-indica</i> L. (Miller).....	32
3.1 RESUMEN.....	32
3.2 ABSTRACT.....	33
3.3 INTRODUCCIÓN.....	34
3.4 MATERIALES Y MÉTODOS.....	35
3.4.1 Ciclo de vida y caracterización de las fases de desarrollo de <i>H.</i> <i>nigriceps</i>	36
3.4.1.1 Huevo.....	36
3.4.1.2 Ninfa.....	37
3.4.1.3 Adulto.....	37
3.5 RESULTADOS	38
3.5.1 Ciclo de vida y caracterización de las fases de desarrollo de <i>H.</i> <i>nigriceps</i>	38
3.5.1.1 Huevo.....	39
2.5.1.2 Ninfa.....	40
3.5.1.3 Adulto.....	41
3.6 DISCUSIÓN.....	42
3.7 LITERATURA CITADA.....	44
CAPÍTULO IV	50
ETIOLOGÍA DE LA SINTOMATOLOGÍA “CACARIZO DEL NOPAL” EN <i>Opuntia ficus-indica</i> L.(Miller).....	50
4.1 RESUMEN.....	50
4.2 ABSTRACT.....	51
4.3 INTRODUCCIÓN.....	52
4.4 MATERIALES Y MÉTODOS.....	53
4.4.1 Microorganismos asociados a la sintomatología “cacarizo del nopal”.....	53
4.4.1.1 Pruebas de patogenicidad.....	56
4.4.2 Microorganismos asociados <i>H. nigriceps</i>	56
4.4.3 Reproducción de síntomas del “cacarizo del nopal” con la alimentación de la chinche roja (<i>H. nigriceps</i>).....	57

4.4.4 Inoculación de las glándulas salivales en cladodios sanos.....	58
4.5 RESULTADOS.....	58
4.5.1 Microorganismos asociados a la sintomatología del “cacarizo del nopal”.....	58
4.5.1.1 Pruebas de patogenicidad.....	59
4.5.2 Microorganismos asociados a <i>H. nigriceps</i>	59
4.5.3 Reproducción de síntomas del “cacarizo del nopal” con la alimentación de la chinche roja (<i>H. nigriceps</i>).....	61
4.5.4 Inoculación de las glándulas salivales en cladodios sanos.....	62
4.6 DISCUSIÓN.....	64
4.7 LITERATURA CITADA.....	66
CAPÍTULO V	72
5.1 CONCLUSIONES GENERALES.	72

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura	Página
2.1 Escala logarítmica diagramática de severidad del “cacarizo del nopal” en Milpa Alta, Ciudad de México.....	17
2.2 Distribución espacial de la incidencia del “cacarizo del nopal” en Milpa Alta, Ciudad de México.....	21
2.3 Distribución espacial de la severidad del “cacarizo del nopal” en Milpa Alta, Ciudad de México.....	22
2.4 Mapa espacial de la distribución de la incidencia del “cacarizo del nopal” en la parcela norte.....	23
2.5 Mapa espacial de la distribución de la incidencia del “cacarizo del nopal” en la parcela sur.....	24
2.6 Distribución espacial de la chinche roja, <i>H. nigriceps</i> , en la zona productora de nopal verdura de Milpa Alta, Ciudad de México.....	26
3.1 Huevo inmaduro y maduro de <i>H. nigriceps</i>	39
3.2 Huevo de la chinche roja <i>H. nigriceps</i>	40
3.3 Adultos de <i>H. nigriceps</i>	42
4.1 Sitios de colecta de cladodios asintomáticos y con el daño “cacarizo del nopal” en Milpa Alta, Ciudad de México.....	55
4.2 Esporas presentes en el <i>rostrum</i> de <i>H. nigriceps</i>	60
4.3 Crecimiento micelial en el <i>rostrum</i> de la chinche roja <i>H. nigriceps</i>	60
4.4 Pústulas correspondientes a la fase inicial del “cacarizo del nopal” ocasionada por la alimentación de la chinche roja <i>H. nigriceps</i>	61
4.5 Pústulas correspondientes a la fase final del “cacarizo del nopal” ocasionada por la alimentación de la chinche roja <i>H. nigriceps</i>	62
4.6 Pústula correspondiente a la fase inicial del “cacarizo del nopal” ocasionada por la inoculación de glándulas salivales de la chinche roja <i>H. nigriceps</i>	63
4.7 Testigo. Simulación de la alimentación de la chinche roja <i>H. nigriceps</i>	63

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro	Página
1.1 Principales plagas del nopal verdura <i>O. ficus-indica</i>	4
1.2 Principales enfermedades del nopal verdura <i>O. ficus-indica</i>	5
2.1 Severidad del “cacarizo del nopal” en tres diferentes estratos evaluados de plantas de nopal verdura, <i>O. ficus-indica</i>	25
3.1 Duración de los estados de desarrollo de <i>H. nigriceps</i>	39
3.2 Características morfológicas distintivas entre los cinco estadios ninfales de <i>H. nigriceps</i>	41
4.1 Hongos aislados en cladodios de <i>O. ficus-indica</i> procedentes de Milpa Alta Ciudad de México.....	59

CAPÍTULO I

1.1 INTRODUCCIÓN GENERAL

Las cactáceas son un grupo de plantas con una impresionante colección de estrategias evolutivas y ecológicas que les han dado la habilidad de adaptarse a muchos hábitats (Rebman y Pinkava, 2001). Presentan una gran capacidad de retención de agua, característica que las hace uno de los recursos bióticos más importantes de las zonas áridas y semiáridas del mundo (Mena-Covarrubias, 2004). Existen especies que se usan como plantas de ornato, forraje, fruto, verdura e incluso como huéspedes de insectos para producir colorantes naturales (Pimienta, 1990; Granados y Castañeda, 1991). Algunas especies pueden usarse en la industria cosmética, alimenticia o farmacéutica (Reyes-Agüero *et al.*, 2004).

Dentro de las cactáceas existen 1,600 especies agrupadas en 115 géneros (Barthlott y Hunt, 1993); *Opuntia* es uno de estos géneros y tiene aproximadamente 200 especies conocidas mundialmente (Vigueras y Portillo, 2001), situación que lo coloca como uno de los géneros más exitosos y ampliamente distribuidos (Rebman y Pinkava, 2001).

Dentro de las especies de este género, el nopal (*Opuntia* spp.) es quizá la especie más importante en la economía agrícola en zonas áridas y semiáridas del mundo (Griffith, 2004); principalmente por ser plantas siempre verdes que les confiere una capacidad de adaptación a los ambientes secos, donde se multiplican y desarrollan fácilmente, proporcionando una productividad más alta que muchas de las plantas cultivadas actualmente (Méndez-Gallegos *et al.*, 2008). De él son aprovechados sus cladodios y frutos para consumo humano o como forraje (Russell, 1990; Barbera *et al.*, 1992; Kiesling, 1999).

Con alrededor de 11,000 ha de cultivo de nopal verdura (*Opuntia ficus-indica* L. (Miller)) en México, su población es el primer productor y consumidor en el mundo de esta hortaliza, y la principal zona productora se localiza en Milpa Alta, al sur de la ciudad de México, en donde se cultivan 4,500 ha y se aporta alrededor del 40% de la producción nacional (SIAP, 2011).

El nopal, al igual que otras hortalizas, presenta una serie de problemas fitosanitarios que disminuyen su producción y pueden ocasionar pérdidas en el cultivo (Badii y Flores, 2001). En México se han señalado al menos once insectos plaga (Mann, 1969; Granados y Castañeda, 1997; Badii y Flores, 2001) y seis enfermedades (Osorio y Soto, 1994). Uno de estos problemas fitosanitarios que se ha observado en Milpa Alta, es el denominado “cacarizo del nopal”, el cual se caracteriza por la presencia de pústulas reseca y ásperas de diferentes tamaños. Este problema se ha observado directamente en campo en Milpa Alta y no existen trabajos publicados al respecto. Palomares-Pérez *et al.* (2010) indican que los daños se asocian a la presencia y alimentación de la chinche roja *Heperolabops nigriceps* Reuter (Hemiptera: Miridae). No obstante, esos autores y Mena (2004) también señalaron que ese síntoma está asociado además con al menos un hongo fitopatógeno, probablemente *Alternaria* spp., aunque no mostraron evidencia experimental.

Considerando que a la fecha no hay estudios formales que establezcan la importancia del “cacarizo del nopal” en Milpa Alta, la biología de la chinche roja en nopal, y la relación que guarda *H. nigriceps* con dicha sintomatología, en este trabajo se plantearon los objetivos siguientes.

1.2 OBJETIVOS

- 1.- Determinar la incidencia, severidad y distribución del “cacarizo del nopal” en la zona productora de nopal verdura de Milpa Alta, Ciudad de México.
- 2.- Conocer la biología de la chinche roja, *H. nigriceps*, sobre nopal verdura *O. ficus-indica*.
- 3.- Determinar los posibles agentes causales del “cacarizo del nopal”.

1.3 REVISIÓN DE LITERATURA

1.3.1 Importancia, distribución y origen del nopal

El nopal representa uno de los recursos más importantes desde el punto de vista económico y social para los habitantes de zonas áridas y semiáridas (Le Houérou *et al.*, 1993; Griffith, 2004), así como una fuente importante de ingresos para miles de familias por el uso integral que tiene y por el potencial que ofrece en la industria alimentaria, humana y animal (Badii y Flores 2001). En la medicina (Sánchez, 1982; Pimienta, 1990; Basurto *et al.*, 2006) muestra efectos favorables sobre personas con *Diabetes mellitus* (Coronado *et al.*, 2004), colesterol, hiperlipidemia y obesidad; en la cosmetología, como materia prima en la elaboración de champú y cremas; y en la confitería, para la elaboración de dulces, mermeladas, jugos y bebidas (FAO, 1999). Sus tallos son útiles en el establecimiento de cercos vivos, y cuando la planta muere, sus restos se usan para la elaboración de fertilizantes orgánicos (Granados y Castañeda, 1997; Nobel, 1998). Su distribución natural se restringe, prácticamente, al continente Americano, desde Canadá hasta Argentina (Anderson, 2001; Reyes-Agüero *et al.* 2006), con su centro de origen en México (Griffith, 2004). Este último considerado el país más importante en la producción y consumo de cladodios en fresco (“nopal verdura” o “nopalitos”) y frutos (tunas) (Flores-Valdez, 1995; Kiesling, 1999).

1.3.2 Plagas y enfermedades del nopal

El nopal, igual que todas las plantas cultivadas, es afectado por plagas y enfermedades que reducen su producción y dañan considerablemente la calidad del cladodio y fruto. En los Cuadros 1.1 y 1.2 se enlistan las plagas que atacan al nopal y las enfermedades que se han reportado afectando a este cultivo.

Cuadro 1.1. Principales plagas del nopal verdura *O. ficus-indica*

Nombre común	Orden: Familia	Especie	Referencia
Picudo barrenador del nopal	Coleoptera: Curculionidae	<i>Metamasius</i> (= <i>Catophagus</i>) <i>spinolae</i> Gyllenhal	1, 2, 3, 4, 5, 6, 12, 11
Picudo de las espinas	Coleoptera: Curculionidae	<i>Cylindrocopturus biradiatus</i> Champion	1, 7, 3, 12, 11
Gallina ciega	Coleoptera: Scarabaeidae	<i>Phyllophaga</i> spp.	3, 11
Barrenador del nopal	Coleoptera: Cerambycidae	<i>Moneilema variolaris</i> Thompson	3, 11
Diabrotica	Coleoptera: Chrysomelidae	<i>Diabrotica</i> sp.	3, 11
Gusano cebra	Lepidoptera: Pyralidae	<i>Olycella</i> (<i>Melitara</i>) <i>nephelepasa</i> (Dyar)	3, 12, 10, 11
Gusano blanco	Lepidoptera: Pyralidae	<i>Laniifera cyclades</i> Druce	3, 12, 11
Chinche gris	Hemiptera: Coreidae	<i>Chelinidea tabulata</i> Burmeister	3, 12, 11
Chinche roja	Hemiptera: Miridae	<i>Hesperolabops gelastops</i> Kirkaldy	3, 13, 11
Cochinilla del nopal	Homoptera: Dactylopiidae	<i>Dactylopius</i> spp.	3, 8, 11
Thrips	Thysanoptera: Thripidae	<i>Sericothrips</i> (= <i>Neohydatothrips</i>) <i>opuntiae</i> Hood	3, 11
Mosca del nopal	Diptera: Lonchaeidae	<i>Dasiops bennetti</i> Mc. Alpine	11
Gusano de alambre	Coleoptera: Elateridae	<i>Melanotus</i> spp	15
Escama del nopal	Homoptera: Diaspididae	<i>Diaspis echinocacti</i> Bouché	12, 16, 17, 18,
Escama ostión del nopal	Homoptera: Diaspididae	<i>Lepidosaphes</i> sp	12,
Minador del nopal	Lepidoptera: Gracillariidae	<i>Marmara opuntiiella</i> Busck	12,
Barrenador de la unión de las pencas	Lepidoptera: Gelechidae	<i>Metapleura potosí</i> Busck	12
Barrenador de la penca del nopal	Lepidoptera: Agonoxenidae	<i>Aerotypia pleurotella</i> Walsingham	15
Chinche del fruto	Hemiptera: Coreidae	<i>Narnia</i> spp	1, 12, 13, 19
Gusano barrenador del fruto.	Lepidoptera: Pyralidae	<i>Ozamia</i> spp	10
Caracol	Stylommatophora : Helicidae	<i>Cryptomphalus</i> (<i>Helix</i>) <i>aspersus</i> Müller	3
Palomilla del nopal	Lepidoptera: Piralidae	<i>Cactoblastis cactorum</i> Berg	8,9, 10

Fuente: 1) Mann, 1969; 2) Mena-Covarrubias, 2004; 3) Badii y Flores, 2001; 4) Flores-Valdez, 1995; 5) Nobel, 2002; 6) Tafuya *et al.*, 2003; 7) Sáenz y Berger, 2006; 8) Viguera y Portillo, 2001; 9) Pérez-Sandi, 2001; 10) Zimmermann *et al.*, 2001; 11) Melgarejo, 2000; 12) Mena-Covarrubias, 2010; 13) Froeschner, 1967; 14) Brailovsky *et al.*, 1994; 15) Mena-Covarrubias y Rosas-Gallegos, 2007; 16) Miller, 1996; 17) Coronado-Blanco *et al.*, 1998; 18) Mondragón-Jacobo y Pérez-González, 2005; 19) Nageon-de Lestang y Miller, 2009.

Cuadro 1.2. Principales enfermedades del nopal verdura *O. ficus-indica*

Nombre común	Agente causal	Referencia
Mal del oro	<i>Alternaria</i> sp., <i>Phoma</i> sp, <i>Hansfordia</i> sp, <i>Ascochyta</i> sp.	3
Mancha negra	<i>Pseudocercospora</i> sp	1
Pudrición de la epidermis	<i>Xantomonas</i> sp.	3
Pudrición suave o bacterial	<i>Erwinia carotovora</i> subsp <i>carotovora</i>	2, 3
Engrosamiento de los cladodios	Fitoplasma	8
Fitoplasmas	Fitoplasmas	4,5, 6, 7

Fuente: 1) Quezada-Salinas, 2006; 2) Mondragón-Jacobo y Pérez-González, 2005; 3) Méndez-Gallegos *et al.*, 2009; 4) Aviña-Padilla, 2009; 5) Cai *et al.*, 2008; 6) Tessitori *et al.*, 2006; 7) Fucikovsky Zak *et al.*, 2011; 8) Osorio *et al.*, 1997.

1.3.3 Hemípteros como plagas del cultivo del nopal

Lo hemípteros son insectos chupadores cuyo comportamiento alimenticio causa daños directos sobre sus hospederos (Sogawa, 1982; Backus, 1985; Nault y Ammar, 1989; Nielsen *et al.*, 1990; Miller, 1996). Este tipo de daño merece especial atención debido a los efectos relacionados con la producción de secreciones salivales y a la acción mecánica de los estiletes durante la prueba e ingestión del alimento (Backus *et al.*, 2005).

El proceso de la alimentación de los hemípteros se lleva a cabo por la presencia de dos pares de estiletes, producto de la transformación de las mandíbulas y maxilas. Las maxilas forman dos unidades que se acoplan entre sí, dejando dos canales por el interior de ellas: el *canal alimenticio* y el *canal salival*. El primero de ellos está conectado con la faringe, y por tanto con el tubo digestivo del insecto, y en la cabeza se encuentra la denominada *bomba cibarial*, músculo encargado de contribuir a la absorción de los líquidos. El segundo canal se conecta con las glándulas salivales que se localizan en la cabeza, y por este canal el insecto impulsa con la bomba salival la saliva que va inyectando conforme hace avanzar los estiletes y se alimenta. El segundo par de estiletes proviene de la transformación de las mandíbulas, y se mueve de forma alternativa, en vaivén, con los otros estiletes, para ir penetrando en el tejido vegetal. Estos dos pares de estiletes son totalmente flexibles, y pueden tomar diferentes formas y recorridos en el interior de la planta hasta llegar a la fuente del alimento. Su longitud es muy variable, y depende del insecto. Con los estiletes, este grupo de insectos alcanza los vasos conductores,

tanto en la parte aérea como en las raíces, en hojas, frutos, ramas y a veces madera, alimentándose de la savia (Snodgrass, 1935; Miles, 1972).

En el proceso de la alimentación y daño que ocasionan los hemípteros en sus hospedantes, la saliva tiene un doble papel, por una parte actúa como lubricante permitiendo la penetración de los estiletes y formando un tubo-guía permanente, y por otro, posee una acción enzimática que se realiza tanto a nivel de glúcidos como de proteínas, manifestándose por una coloración distinta en los tejidos afectados, incluso en la superficie externa del vegetal, que muestra una pequeña mancha más oscura, en el lugar de contacto con el labio que sirvió de entrada a los estiletes. Además, la saliva puede provocar diversas reacciones en el vegetal, a veces de tipo tóxico o incluso una actividad cecidógena (formación de agallas) (Snodgrass, 1935).

A diferencia de los áfidos, los cuales dirigen los estiletes de forma intercelular en el tejido de las plantas provocando sólo una ligera penetración intracelular en ellas, lo que los hace, aparentemente, buenos vectores de microorganismos (López-Abella *et al.*, 1988; Tjallingii y Hogen Esch, 1993; Collar *et al.*, 1998), las chinches, con estiletes mucho más grandes, los introducen de forma intracelular, dañando y destruyendo el tejido de la planta, motivo por el cual aparentemente no son tan eficientes vectores como los áfidos (Pollard, 1973; Hori, 2000; Mitchell, 2004). Sin embargo, algunos miembros de la familia Pentatomidae como *Thyanta custator* (Fabricius) *Acrosternum hilare* (Say), *Euschistus serous* (Say), *E. tristigmus* (Say), *E. variolarius* (Palisot de Beauvois) y *E. euschi-stoides* (Vollenhoven) son capaces de transmitir organismos causantes de enfermedades en la soya (Daugherty, 1967). Así también, existen casos especiales de miridos vectores de virus como *Engytatus* (= *Cyrtopeltis*) *nicotianae* Koningsberger (Hemiptera: Miridae) que trasmite el virus moteado del tabaco (Mitchell, 2004). En la transmisión de hongos por chinches, la transmisión es más frecuente como en el caso de *Nematospora coryli* Peglion y *Ashbya* (= *Nematospora*) *gossypii* (S. F. Ashby & W. Nowell) en los cultivo de frijol, tomate, cítricos y café donde diecisiete especies de Pentatómidos, seis Coreidos, dos Escuteléridos, dos Lygúeidos y por lo menos dos Pyrrhocóridos están asociados con hongos (Daugherty, 1967).

De los hemípteros considerados plagas del cultivo del nopal, y reportados en la zona productora de nopal verdura de Milpa Alta, se tiene a *Chelinidea tabulata* Burmeister (Hemiptera: Coreidae) (CESAVEDF, 2011). Los adultos y ninfas extraen la savia de los cladodios lo que provoca la formación de manchas cloróticas de 8 a 10 cm de diámetro que después se tornan de color verde oscuro. La succión de la savia ocasiona un debilitamiento de la planta y cuando el ataque es severo los brotes y frutos son de mala calidad (Melgarejo, 2000). Otra chinche de importancia es *H. nigriceps*, cuyos adultos y ninfas succionan la savia produciendo pústulas que después se convierten en una costra de color ocre, daño conocido en la región de Milpa Alta como “cacarizo del nopal” (Palomares-Pérez *et al.*, 2010). De igual forma en recorridos de campo en la zona productora de nopal verdura de Milpa Alta se ha observado a *Narnia femorata* Stål (Hemiptera: Coreidae), insecto que al extraer la savia de la planta ocasiona manchas cloróticas en el sitio de alimentación, pero al parecer, no hay ninguna referencia formal de la presencia esta especie en ese lugar.

1.4 LITERATURA CITADA

- Anderson E. F. 2001. The Cactus Family. Timber Press. Portland, Oregon. 403 p.
- Aviña-Padilla K., F. Parra-Cota, J. C. Ochoa-Sánchez, C. Perales-Segovia and J. P. Martínez-Soriano. 2009. Phytoplasmas associated to diseases of ornamental cacti in México. *Journal of Biological Sciences* 9(3): 268-271.
- Backus E. A. 1985. Anatomical and sensory mechanisms of Leafhopper and Planthopper Feeding Behavior. *Inn: John Wiley and Sons (eds). The Leafhoppers and Planthoppers*, L. R. Nault and J. G Rodríguez, New York, pp. 163-194.
- Backus E. A., M. Serrano and C. Ranger. 2005. Mechanisms of hopperburn: An overview of Insect Taxonomy, Behavior and Physiology. *Annual Review of Entomology* 50: 125-151.
- Badii M. H. and E. A. Flores, 2001. Prickly pear cacti pest and their control in Mexico. *Florida Entomologist* 84: 503-505.
- Barbera G., F. Carimi, P. Inglese, and M. Panno. 1992. Past and present role of prickly pear (*Opuntia ficus-indica* (L.) Miller Cactaceae) in the agriculture of Sicily. *Economic Botanic* 46: 10-20.
- Barthlott W., and D. R. Hunt. 1993. Cactaceae, pp. 161-196. *Inn: The Families and Genera of Vascular Plants. Flowering Plants. Dicotyledons. Vol. II.* Kubitzki K., J. G. Rohwer, V. Bittrich [eds.]. Springer Verlag. Berlin Heidelberg, Germany.

- Basurto D. S., M. L. Jiménez y G. A. Magos. 2006. Utilidad del Nopal para el Control de la Glucosa en la Diabetes Mellitus Tipo 2. Revista Facultad de Medicina UNAM. 49: 157-161.
- Brailovsky H., E. Barrera, C. Mayorga y G. Ortega-León 1994. Estadios ninfales de los coreidos del valle de Tehucán, Puebla, (Hemiptera-Heteroptera). *Chelinedea staffilesi*, *C. tabulata* y *Narnia femorata*. Anales del Instituto de Biología UNAM, Serie. Zoología 65(2): 241-264.
- Cai H., W. Wei, R. E. Davis, H. Chen and Y. Zhao. 2008. Genetic diversity among phytoplasmas infecting *Opuntia* species: virtual RFLP analysis identifies new subgroups in the peanut witches'-broom phytoplasma group International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology 58: 1448-1457.
- CESAVEDF. 2011. Comité Estatal de Sanidad Vegetal del Distrito Federal. cosavedf@yahoo.com.mx
- Collar J. L., C. Avilla, B. Martín, M. Duque y A. Fereres. 1998. La transmisión de virus no persistentes estudiada a través del comportamiento de prueba de los pulgones. Biología Sanidad Vegetal Plagas 24: 687-694.
- Coronado-Blanco J. M., E. Ruíz-Cancino y V. A. Trjapitzin. 1998. Nuevo registro de *Plagiomerus diaspidis* Crawford en Tamaulipas, México, sobre la escama *Diaspis echinocacti* (Bouche). Acta Zoológica Mexicana (n.s.) 75: 203-204.
- Coronado G.D, B. Thompson, S. Tejeda y R. Godina. 2004. Attitudes and beliefs among Mexican Americans about type 2 diabetes. Journal Health Care Poor Underserved 15(4): 576-88.
- Flores-Valdéz C. A. 1995. "Nopalitos" production, processing and marketing, Agroecology, cultivation and uses of cactus pear. En: Barbera G. ,P. Inglese and E. Pimienta-Barrios (Eds). FAO Plant Production and Protection Paper 132: 92-99 pp.
- Daugherty D. M. 1967. Pentatomidae as vector of yeast-spot disease of soybeans. Journal of Economic Entomology 60 (1): 147-152.
- Flores V. C. y J. R. Aguirre. 1979. El Nopal como Forraje. UACH-CIIESTAM. Chapingo, México 91 p.
- FAO. 1995. Agroecología, cultivo e usos da palma forrageira. Orga'cação das Nações Unidas para a Agricultura e a Alimentação 216 p.
- FAO. 1999. Agroecología, cultivo y usos del Nopal. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. Roma, Italia 250 p.
- Froeschner C. R. 1967. Revision of the cactus plant bug genus *Hesperolabops* Kirkaldy (Hemiptera: Miridae). Proceedings of the United States National Museum 123: 1-11.

- Fucikovsky Zak L., M. de J. Yáñez-Morales, L. Alanis-Martínez and E. González-Pérez. 2011. New hosts of 16Srl phytoplasma group associated with edible *Opuntia ficus-indica* crop and its pests in Mexico. *African Journal of Microbiology Research* 5(8): 910-918.
- Granados S. D. y A. D. Castañeda. 1997. El Nopal. Historia, fisiología, genética e importancia frutícola. Editorial Trillas. México 227 p.
- Griffith M. P. 2004. The origins of an important cactus crop, *Opuntia ficus-indica* (Cactaceae): new molecular evidence. *American Journal of Botany* 91: 1915-1921.
- Hori K. 2000. Possibles causes in disease symptoms resulting from the feeding of phytophagous heteroptera. *Inn*: Schaefer C. W. and R. A. Panizzi. *Heteroptera of Economic Importance*. Boca Raton, CRC press, 828 p.
- Kiesling R. 1999. Domesticación y Distribución de *Opuntia ficus-indica*. *Journal of Professional Association for Cactus Development* 3: 50-59.
- Le Houérou H. N., G. F. Popov and L. See. 1993. Agro-Bioclimatic classification of África. *Agrometeorology Series N° 6*. Rome, Italy: FAO. 227 pp.
- López-Abella D., R. H. E Bradley and K. F Harris. 1988. Correlation between stylet paths made during superficial probing and the ability of aphids to transmit nonpersistent viruses, pp. 251-285. *Inn*: K. F. Harris [ed.], *Advances in disease vector research*, 5. Springer, New York.
- Mann J. 1969. Cactus-feeding insects and mites. *Bulletin of the United States National Museum* 256: 1-158.
- Melgarejo M. P. 2000. Tratado de Fruticultura; para zonas aridas y semiáridas. Vol. I. Ediciones Mundi-Prensa. Madrid, España, 382 p.
- Mena-Covarrubias J. 2004. Manejo de plagas de nopal: Una propuesta para tomar mejores decisiones de control. *El nopal. Tópicos de Actualidad*. Universidad Autónoma Chapingo/Colegio de Postgraduados. Pp 125-140.
- Mena-Covarrubias J. y 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 34 p.
- Mena-Covarrubias J. 2010. Alternativas de control biológico de plagas del nopal. VIII Simposium-Taller Nacional y 1er Internacional "Producción y Aprovechamiento del Nopal". *RESPYN Revista Salud Pública*. Edición Especial No. 5: 93-108.
- Méndez-Gallegos S. de J., D. Talavera-Magaña y E. J. García-Herrera. 2008. Identificación y control de las enfermedades más comunes en el nopal. VI

Simposium Taller Producción y Aprovechamiento del Nopal en el Noreste de México. Revista Salud Pública y Nutrición Edición especial 14: 105-113.

- Méndez-Gallegos S. de J., D. Talavera-Magaña y E.J. García-Herrera. 2009. Identificación y control de las principales enfermedades del nopal. VII Simposium Taller Producción y Aprovechamiento del Nopal en el Noreste de México. Revista Salud Pública y Nutrición Edición especial 2: 55-66.
- Mitchell P. L. 2004. Heteroptera as Vectors of Plant Pathogens Neotropical Entomology 33(5): 519-545.
- Miles P. W. 1972. The saliva of Hemiptera. Advances in Insect Physiology 9: 183-255.
- Miller D. R. 1996. Checklist of the scale insects (Coccoidea: Homoptera) of México. Proceedings of the Entomological Society of Washington 98(1): 68-86.
- Mondragón-Jacobo C. y S. Pérez-González. 2005. El nopal (*Opuntia* sp) como forraje. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación (FAO) Roma. 172 p.
- Nageon-de Lestang F. and C. W. Miller. 2009. Effects of diet on development and survivorship of *Narnia femorata* nymphs (Hemiptera: Coreidae). Florida Entomologist 92(3): 511-512.
- Nault L. R & E. D. Ammar. 1989. Leafhopper and planthopper transmission of plant viruses. Annual Review of Entomology 34: 503-529.
- Nielsen, G., W. Lamp and G. Stutte. 1990. Potato Leafhopper (Homoptera: Cicadellidae) feeding disruption of phloem translocation in alfalfa. Journal of Economic Entomology 83 (3): 807-813.
- Nobel P.S. 1998. Los Incomparables Agaves y Cactus. Editorial Trillas. 113 p.
- Nobel P. S. 2002. Cacti: Biology and Uses. University of California Press. Berkeley Los Angeles. 280 p.
- Osorio A. F. y E. A. Soto E. 1994. Enfermedades del nopal tunero. En: Aportaciones técnicas y experiencias de la producción de tuna en Zacatecas. Memorias. CP. CECCAM. Morelos, Zacatecas. p. 46-48.
- Osorio A. F., E. A. Soto y S. J. Méndez G. 1997. Manejo de huertas de nopal (*Opuntia spp.*) para el control del “engrosamiento de cladodios” y de la producción Agrociencia 31(1):67-72.
- Palomares-Pérez M., E. Rodríguez-Leyva, H. Brailowsky, y S. Ramírez-Alarcón. 2010. First record of *Hesperolabops nigriceps* Reuter (Hemiptera: Miridae) on *Opuntia ficus-indica* L. (Miller) in Milpa Alta, México City. Neotropical Entomology 39 (5): 829-830.

- Pimienta B. E. 1990. El Nopal Tunero. Universidad de Guadalajara, México. 246 p.
- Pérez-Sandi M. C. 2001. Addressing the threat of *cactoblastis cactorum* (Lepidoptera: Pyralidae), to *Opuntia* in México. Florida Entomologist 84(4): 499-502.
- Pollard D.G. 1973. Plant penetration by feeding aphids (Hemiptera: Aphidoidea): A Review Bulletin of Entomological Research 62: 631-714.
- Quezada-Salinas A., J. S. Sandoval-Islas, D. Alvarado-Rosales y E. Cárdenas-Soriano. 2006. Etiología de la mancha negra del nopal (*Opuntia ficus-indica* Mill) en Tlalnepantla, Morelos, México. Agrociencia 40: 641-653.
- Rebman J. P. and J. D. Pinkava. 2001. *Opuntia cacti* of North America-an Overview. Florida Entomologist 84 (4) 474-483.
- Reyes-Agüero J. A., J. R. Aguirre R. and A. Valiente-Banuet. 2006. Reproductive biology of *Opuntia*: A Review Journal of Arid Environments 64: 549-585.
- Reyes-Agüero J. A., J. R. Aguirre-Rivera and F. Carlin. 2004. Análisis preliminar de las variedades morfológicas de 38 variedades mexicanas de *Opuntia ficus-indica* (L.) Miller, *En*: Esperanza, G., R. Valdez y J. Méndez (eds.). El Nopal. Tópicos de Actualidad. Universidad Autónoma Chapingo y Colegio de Postgraduados Chapingo México. Pp 21-47.
- Russell C. E. 1990. Estabilización de la productividad en Regiones Semiáridas: el Caso de un Sistema Silvopastoril Cactus/leguminosas. Interciencia 15: 272-277.
- Sáenz C. y H. Berger. 2006. Utilización agroindustrial del nopal. Boletín de servicios agrícolas de la FAO 162. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación, (FAO) 186 p.
- Sánchez, M. R. 1982. Algunos Usos Preshispánicos de las Cactáceas Entre los Indígenas Mexicanos. Gobierno del Estado de México. Secretaría de Desarrollo Agropecuario. Toluca México 48p.
- SIAP. Servicio de Información Agropecuaria y Pesquera. 2011. Anuario Estadístico de la Producción Agrícola, 2009. [en línea] http://www.siap.gob.mx/index.php?option=com_wrapper&view=wrapper&Itemid=350.
- Snodgrass R.E. 1935. Principles of Insect Morphology. Mc Graw-Hill Book Company 667 pp.
- Sogawa, K. 1982. The rice brown Planthopper: Feeding Physiology and Host Plant Interactions. Annual Review of Entomology 27: 49-73.

- Tessitori M., V. Masenga and C. Marzachi. 2006. First report of a phytoplasma associated with abnormal proliferation of cladodes in cactus pear (*Opuntia ficus-indica*) in Italy. *Plant Pathology* 55: 292.
- Tjallingii, W. F. y Hogen Esch, T. H. 1993. Fine structure of aphid stylet routes in plant tissues in correlation with EPG signals. *Physiological Entomology* 18: 317-328.
- Vigueras A. L. G. and Portillo L. 2001. Uses of *Opuntia* species and the Potential impact of *Cactoblastis cactorum* (Lepidoptera: Pyralidae) in México. *Florida Entomologist* 84(4): 493-498.
- Zimmermann H. G., V. C. Moran and J. H. Hoffmann. 2001. The renowned cactus moth, *Cactoblastis cactorum* (Lepidoptera: Pyralidae): its natural history and threat to native *Opuntia* floras in México and the United States of America. *Florida Entomologist* 84(4): 543-551.

CAPITULO II

DISTRIBUCIÓN, INCIDENCIA Y SEVERIDAD DEL “CACARIZO DEL NOPAL” SOBRE *Opuntia ficus-indica* L. (Miller) EN MILPA ALTA, CIUDAD DE MÉXICO

2.1 RESUMEN

En Milpa Alta, al sur de la Ciudad de México, se encuentra la zona productora más importante de nopal verdura (*O. ficus-indica*) en el mundo y existe una sintomatología denominada “cacarizo del nopal”. En este trabajo se realizó la evaluación de la distribución, incidencia y severidad de este problema en dicha zona. Se realizaron muestreos en huertas de nopal verdura ubicadas en diferentes puntos geográficos de Milpa Alta. El síntoma del “cacarizo del nopal” y la chinche roja (*H. nigriceps*) se encontraron distribuidos en toda esa zona productora, con cierta agregación en la parte poniente. Se observó una estrecha relación ($r = 0.7652$) entre el “cacarizo del nopal” y la presencia de chinche roja. El daño en plantas individuales se concentró en el estrato bajo y medio donde se encuentra el cladodio madre, así como el segundo y tercer cladodio. Se diseñó una escala diagramática logarítmica para evaluar la severidad del “cacarizo del nopal” con una precisión de $r^2 = 0.9884$ y una exactitud de $b_1 = 1.0116$. La incidencia y severidad del “cacarizo del nopal” en esa zona fue del $56.4 \pm 18.5\%$ y $10.5 \pm 6.4\%$, respectivamente.

Palabras clave. Chinche roja, nopal verdura, cladodio, escala logarítmica diagramática, sintomatología.

DISTRIBUTION, INCIDENCE AND SEVERITY OF THE “CACARIZO DEL NOPAL” ON *Opuntia ficus-indica* L. (Miller) IN MILPA ALTA, CITY OF MEXICO.

2.2 ABSTRACT

Milpa Alta, at south of Mexico City, is the most important producing nopal (*O. ficus-indica*) region in the world and there is a symptomatology called "cacarizo del nopal". In this paper we evaluated the distribution, incidence and severity of this problem. Samplings were realized in several nopal orchards at different geographical locations in Milpa Alta. The "cacarizo del nopal" is distributed throughout the encounter producing area, with some aggregation in the west, like the red bug (*H. nigriceps*). There was a strong relationship ($r = 0.7652$) between "cacarizo del nopal" and the presence of red bugs. Damage to individual plants are concentrated in the base cladode, and the second and third cladodes. We established an accuracy ($r^2=0.9884$) and exactitude ($b_1=1.0116$) on a logarithmic and diagrammatic scale for assessing the "cacarizo del nopal" severity. The incidence and severity of "cacarizo del nopal" in that area was $56.4\pm 18.5\%$ and $10.5\pm 6.4\%$ respectively.

Key words. Red bug, nopal, cladode, diagrammatic logarithmic scale, symptomatology.

2.3 INTRODUCCIÓN

El “cacarizo del nopal” es un síntoma que se manifiesta como pústulas color ocre en los cladodios de *O. ficus-indica* en la zona nopalera de Milpa Alta, al sur de la Ciudad de México. De acuerdo con observaciones de campo, el daño inicial del “cacarizo del nopal” aparece alrededor de cinco días después de que la chinche roja, *H. nigriceps*, introduce su estilete en el cladodio para alimentarse (Palomares-Pérez *et al.*, 2010). Justo en ese sitio aparece una pequeña mancha con un halo clorótico; que después se transforma en una pústula sobre la epidermis del cladodio. Al paso del tiempo las pústulas se juntan adquiriendo tonalidades que van del amarillo al ocre, hasta que finalmente se revienta probablemente por la destrucción y deshidratación de secciones de tejido. Del inicio de los síntomas a la manifestación final del daño transcurren alrededor 30 días (Palomares-Pérez *et al.*, 2010).

Varios productores y técnicos agrícolas relacionan al “cacarizo del nopal” con la disminución de la tasa fotosintética de las plantas (Zenil-Ferrero y Gutiérrez-Castorena, 2011), y consecuentemente de la producción; no obstante, no hay evidencias que confirmen dicha hipótesis. Esta sintomatología está registrada básicamente en información técnica para los productores, y no existen trabajos que expliquen con claridad cuál es su origen. La única información disponible relaciona a este síntoma con la presencia y daño de la chinche roja, *Hesperolabops* spp. Kirkaldy (Hemiptera: Miridae) (Melgarejo-Moreno, 2000; Palomares-Pérez *et al.*, 2010). En algunos manuales técnicos se sugiere que el “cacarizo del nopal” es el resultado de la interacción de la chinche roja y algún hongo fitopatógeno (Mena y Rosas, 2004; Zenil-Ferrero, 2011). Sin embargo hasta el momento ningún artículo explica el origen de esa sintomatología que se encuentra difundida en Milpa Alta, al sur de la Ciudad de México, lugar donde se cultivan más de 4,500 ha de nopal verdura y se produce al menos 40% de la producción del país (SIAP, 2011).

A pesar de que el “cacarizo de nopal” se considera un problema fitosanitario difundido en Milpa Alta (¹M. Á. González comunicación personal), no se dispone de información sobre la distribución, incidencia y severidad con que se presenta en

¹ Ing. Miguel Ángel González. Comité Estatal de Sanidad Vegetal del Distrito Federal. Barrio Xaltocan, México, D.F. 16090

esta importante zona productora de nopal: tampoco se ha establecido relación con alguna particularidad ambiental. Por esta razón, el objetivo de este trabajo fue determinar la incidencia, severidad y distribución del “cacarizo del nopal” en la región productora de nopal verdura de Milpa Alta, y corroborar la relación “cacarizo del nopal”-chinche roja.

2.4 MATERIALES Y MÉTODOS

2.4.1 Área de estudio

El presente trabajo se llevó a cabo en la región de Milpa Alta (28,464 ha), situada al sureste de la Ciudad de México entre 19° 04' y 19° 12' N y los 98° 57' y 99° 08' O. El área se caracteriza por una topografía montañosa con un intervalo altitudinal de 2,230 a más de 3,000 msnm, con pendientes que van de 1 hasta 28° (Rodríguez y López, 2006). El clima, de acuerdo con la clasificación climática de Köppen modificada por García (1988), es C (w2) (w) que corresponde al clima templado subhúmedo con lluvias en verano, temperatura media anual de 14.4°C y precipitación anual de 878.9 mm. La precipitación es heterogénea en su distribución y va de 580.6 mm en las áreas más bajas a 1,200 mm anuales en las partes altas (IMTA, 1996).

2.4.2 Escala logarítmica diagramática

Para evaluar la incidencia y severidad del “cacarizo del nopal”, se realizó la construcción de una escala logarítmica diagramática utilizando la metodología propuesta por Mora-Aguilera *et al.* (2003). Con una cámara digital Canon de 5 mega píxeles® se tomaron imágenes fotográficas de 60 cladodios que presentaban diferentes niveles de severidad del síntoma “cacarizo del nopal”. Posteriormente, con el editor de imágenes Adobe Photoshop, se midió el área invadida por el “cacarizo del nopal” mediante el programa ImageTool® (Universidad de Texas) y se determinaron los límites inferior y superior. Una vez que se identificó el valor máximo, que se definió como límite máximo de la escala, se introdujo ese valor en el programa 2LOG ver. 1 para definir el número de clases (Mora-Aguilera *et al.*, 2003).

Con el programa 2LOG ver. 1 se obtuvo una escala logarítmica que se convirtió en diagramática mediante la asociación de una imagen fotográfica cuya severidad se aproximaba mejor a los puntos medios de cada clase. De esta manera, la escala diagramática quedó definida mediante cinco clases (0-4) (Figura 2.1).

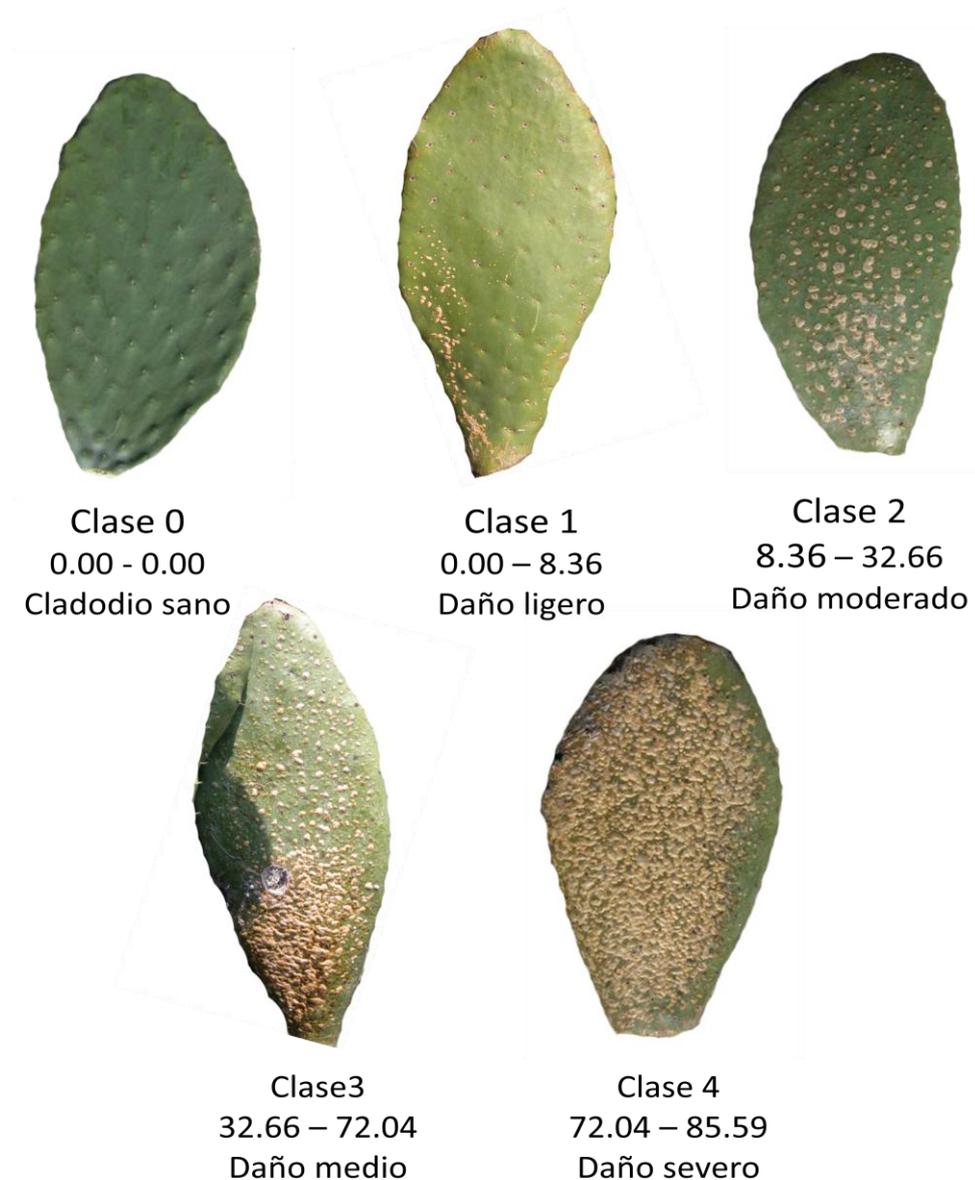


Figura 2.1. Escala logarítmica diagramática de severidad del “cacarizo del nopal” en Milpa Alta, Ciudad de México (los rangos representan el porcentaje de área promedio invadida en los cladodios).

Antes de la utilización de la escala diagramática fue necesario validarla. Para tal propósito se realizó un análisis de regresión lineal simple generada en el programa VALIDAR-PE ver. 1.0 mediante la estimación de la precisión (r^2) y exactitud (b_1). Para ello se utilizaron los valores reales obtenidos mediante el

programa PhotoShop e Image Tool, y los que se obtuvieron por el evaluador. Los valores de r^2 y b_1 próximos a 1.0 indicaron máxima precisión y exactitud.

2.4.3 Incidencia, severidad y distribución

Debido a la diversidad orográfica de la zona, y la operatividad para el muestreo, la incidencia, severidad y distribución del “cacarizo del nopal” se realizó mediante un muestreo simple estratificado con base en la altitud y puntos cardinales. La región se dividió en cuatro categorías, conforme al rango de altitud: A-I) 2880 a 2750; A-II) 2750 a 2600; A-III) 2600 a 2470 y A-IV) 2470 a 2320 msnm. Por la distribución accidentada del cultivo de nopal en la región de estudio, se definieron cinco zonas de muestreo por rango de altitud con cuatro sitios a muestrear en cada una. De esta manera se eligieron un total de 20 parcelas como sitios de muestreo. Se seleccionaron parcelas de 5 a 10 años de edad y cuyas plantas no rebasaron 1.60 m de alto, fertilizadas con abono orgánico y control químico como principal sistema de manejo de plagas y enfermedades.

La incidencia, evaluada como presencia o ausencia del síntoma del “cacarizo del nopal”, se realizó en cada parcela examinando 10 plantas elegidas al azar. Las variables respuesta fueron: a) número de pencas por planta y b) número de pencas por planta con al menos una pústula de “cacarizo del nopal”. Cada punto se georeferenció con el sistema de posicionamiento global (GPS 12 XL Garmin Olathe, KS, USA). La determinación de la incidencia se realizó de acuerdo a la proporción o porcentaje de plantas sanas y plantas dañadas empleando la fórmula siguiente:

$$Incidencia (I) = \frac{\text{No. de plantas con síntomas} \times 100}{\text{No. total de plantas observadas}}$$

Para evaluar la severidad (área del cladodio o tejido afectado por el “cacarizo del nopal”) se seleccionaron 10 plantas al azar en cada parcela; y de cada planta se estimó el grado del daño en tres estratos utilizando la escala diagramática diseñada para ese fin. Se consideró al cladodio base y segundo como estrato bajo, a tercer cladodio como estrato medio y los cladodios que crecen sobre el tercer cladodio como estrato alto. Se determinó el número total de cladodios por estrato y el

número de cladodios por nivel de daño por estrato. La severidad se estimó mediante la fórmula:

$$Severidad (S)(\%) = \frac{(\text{No. de cladodios} \times \text{cada grado}) 100}{\text{No. de cladodios} \times \text{grado mayor}}$$

Para determinar la distribución del “cacarizo del nopal”, los datos obtenidos de la incidencia y severidad se capturaron en una hoja de cálculo del programa Excel y se importaron al programa SURFER 32 ver. 6. Estos datos se grabaron previamente como una hoja de trabajo (WorkSheet) y después como un gráfico (Plot). Posteriormente, en la ventana de “Map” se ejecutaron las opciones “Classed post y Countour” para generar mapas de campo bi y tridimensionales. Con ellos se dimensionó gráficamente la incidencia y severidad del “cacarizo del nopal”. El cálculo de agregación y dispersión espacial se determinó mediante los índices de Morisita y Lloyd (Campbell y Madden, 1990) utilizando el programa MorLloyd versión 1.0. Las variables de medición fueron el nivel de incidencia y severidad.

Se verificó también como se distribuyó el daño dentro de dos parcelas. Para este caso, se seleccionó una parcela en la zona norte (19° 13' 29.84" N; 99° 01' 59.51" O) y otra en la zona sur de Milpa Alta (19° 10' 28.13" N; 99° 02' 48.59" longitud O). Se eligieron 20 surcos continuos y 20 plantas por surco en esas parcelas y en cada surco se determinó la localización de cada planta sintomática con el nivel de daño, de acuerdo a la escala logarítmica diagramática. Se registró el número de surco y número de planta dañada para elaborar el mapa de la distribución del daño mediante el programa Surfer. Para calcular la agregación espacial del cacarizo del nopal en las parcelas, los datos se evaluaron mediante el cálculo del índice de Morisita y Lloyd. La variable de medición en este caso fue la incidencia del cacarizo del nopal en cada una de las parcelas.

2.4.4 Análisis estadístico

El análisis estadístico para determinar alguna diferencia en la distribución de la severidad del “cacarizo del nopal” se realizó mediante un diseño experimental de bloques al azar con cuatro tratamientos y cuatro repeticiones. Las variables

respuestas fueron los datos obtenidos de las diferentes parcelas muestreadas (por altitud y puntos cardinales). Los datos se analizaron mediante la prueba de Shapiro-Wilk para determinar la existencia de normalidad; en caso de no cumplir los supuestos de normalidad se procesaron mediante la prueba no paramétrica de Friedman.

2.4.5 Asociación “cacarizo del nopal”-chinche roja

Para establecer una relación entre la presencia del “cacarizo del nopal” con la presencia de la chinche roja, *H. nigriceps*, se realizaron pruebas de correlación simple entre la presencia del hemíptero contra la incidencia del “cacarizo del nopal”. Los parámetros a evaluar fueron cladodio sano, cladodio con síntoma del “cacarizo del nopal”, cladodio con síntoma del “cacarizo del nopal” y presencia de la chinche roja y cladodio con la presencia de la chinche roja sin síntoma del “cacarizo del nopal”.

De igual forma, se calculó el índice de agregación y dispersión espacial de la chinche roja mediante los índices de Morisita y Lloyd (Campbell y Madden, 1990) utilizando el programa MorLloyd versión 1.0. Las variables de medición fueron la presencia de la chinche roja en los diferentes puntos de muestreo.

2.5 RESULTADOS

2.5.1 Escala logarítmica diagramática

El análisis de regresión para determinar la validación de la escala logarítmica diagramática, estimada por el evaluador para determinar la severidad del “cacarizo del nopal”, presentó una precisión de $r^2 = 0.9884$ y una exactitud de $b_1 = 1.0116$, lo que indica que los valores de severidad de la escala diagramática son altamente similares a los valores reales de severidad.

2.5.2 Incidencia, severidad y distribución del cacarizo del nopal

Los promedios de incidencia y severidad del “cacarizo del nopal” en la zona productora de nopal verdura de Milpa Alta fueron de $56.4 \pm 18.5\%$ y $10.5 \pm 6.4\%$, respectivamente.

De acuerdo con los valores de los índices de agregación de Morisita (0.9901) y dispersión de Lloyd (0.9804), la incidencia del “cacarizo del nopal” presentó una distribución de tipo uniforme en la región mientras, que la severidad fue de tipo agregada de acuerdo con los índices de Morisita (1.7676) y Lloyd (2.5352).

La visualización gráfica espacial del “cacarizo del nopal” se muestra en los planos bi y tridimensionales, en donde se observa que la dispersión de la incidencia fue uniforme con cierta tendencia a la zona poniente (Figura 2.2) y que en esta última fue donde se registró el mayor daño (Figura 2.3).

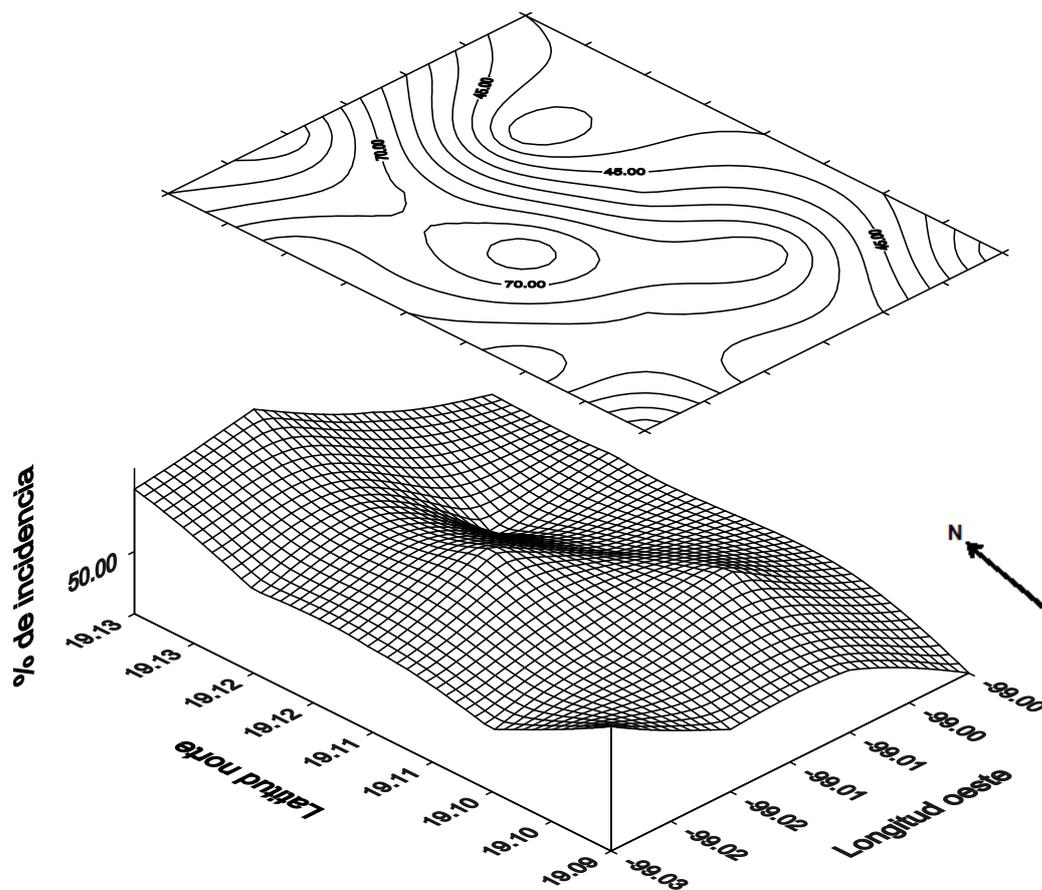


Figura 2.2. Distribución espacial de la incidencia, de tipo uniforme, del “cacarizo del nopal” en Milpa Alta, Ciudad de México: 2010.

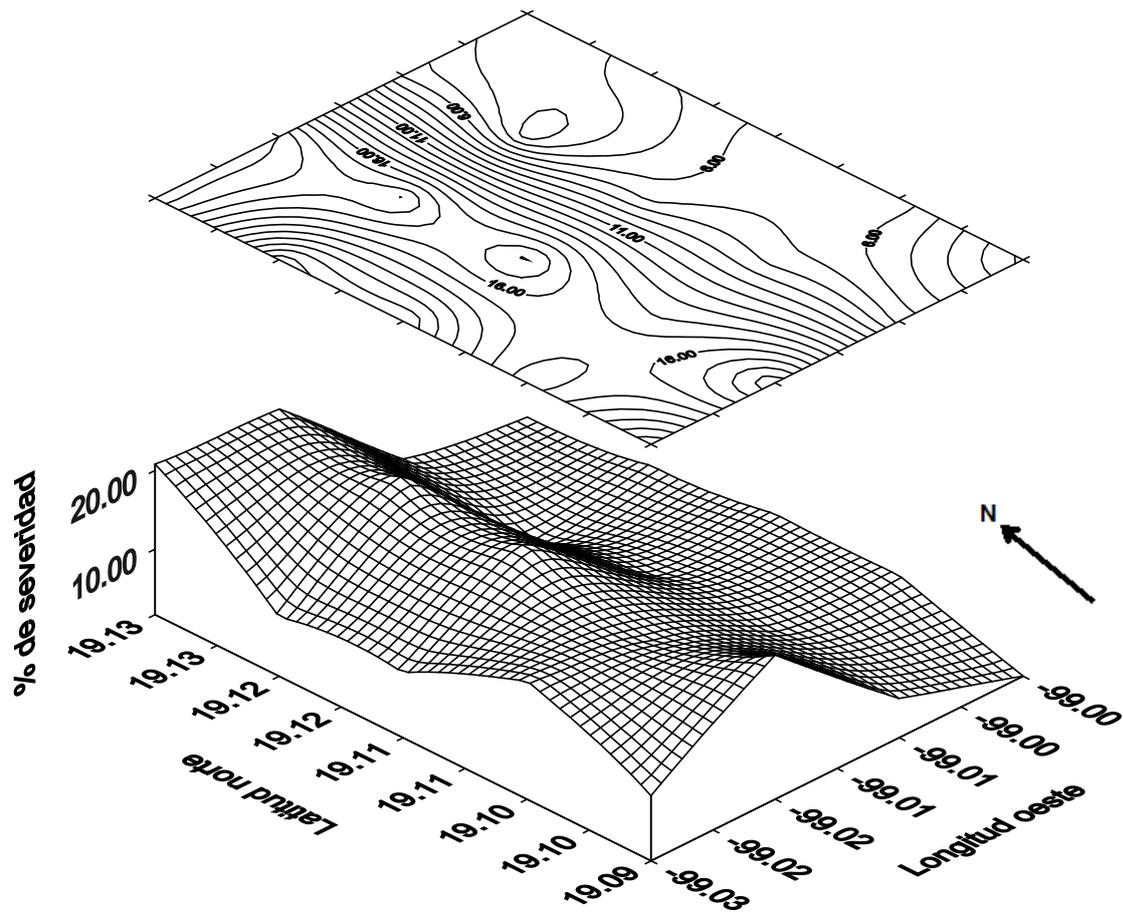


Figura 2.3. Distribución espacial de la severidad, del tipo agregada, del “cacarizo del nopal” en Milpa Alta, Ciudad de México: 2010.

Aunque los mapas bidimensionales y los índices de Morisita y Lloyd revelan cierta agregación de la severidad del cacarizo del nopal en la zona poniente, el análisis estadístico sometido a las pruebas de Friedman (debido a que los datos no se sujetaron a los supuestos de normalidad) como lo expresa las pruebas de Shapiro-Wilk ($p < 0.0001$), indicó que la severidad del “cacarizo del nopal” fue similar en las cuatro categorías de altitud (Friedman $\chi^2 = 4.14 < \chi^2_{(3,0.05)} = 7.814$), y los cuatro puntos cardinales (Friedman $\chi^2 = 6.15 < \chi^2_{(4,0.05)} = 9.4877$).

La distribución espacial del “cacarizo del nopal” para la parcela localizada en el norte de la región fue uniforme (índice de Morisita de 0.9920 y de Lloyd de 0.9894), mientras que para la parcela sur fue agregada (índice de Morisita de 1.0065 y de Lloyd de 1.0071).

En los mapas bidimensionales, representados mediante zonas oscuras, se puede apreciar una distribución uniforme del “cacarizo del nopal” en la parcela norte (Figura 2.4) y una distribución de tipo agregada para la parcela sur (Figura 2.5).

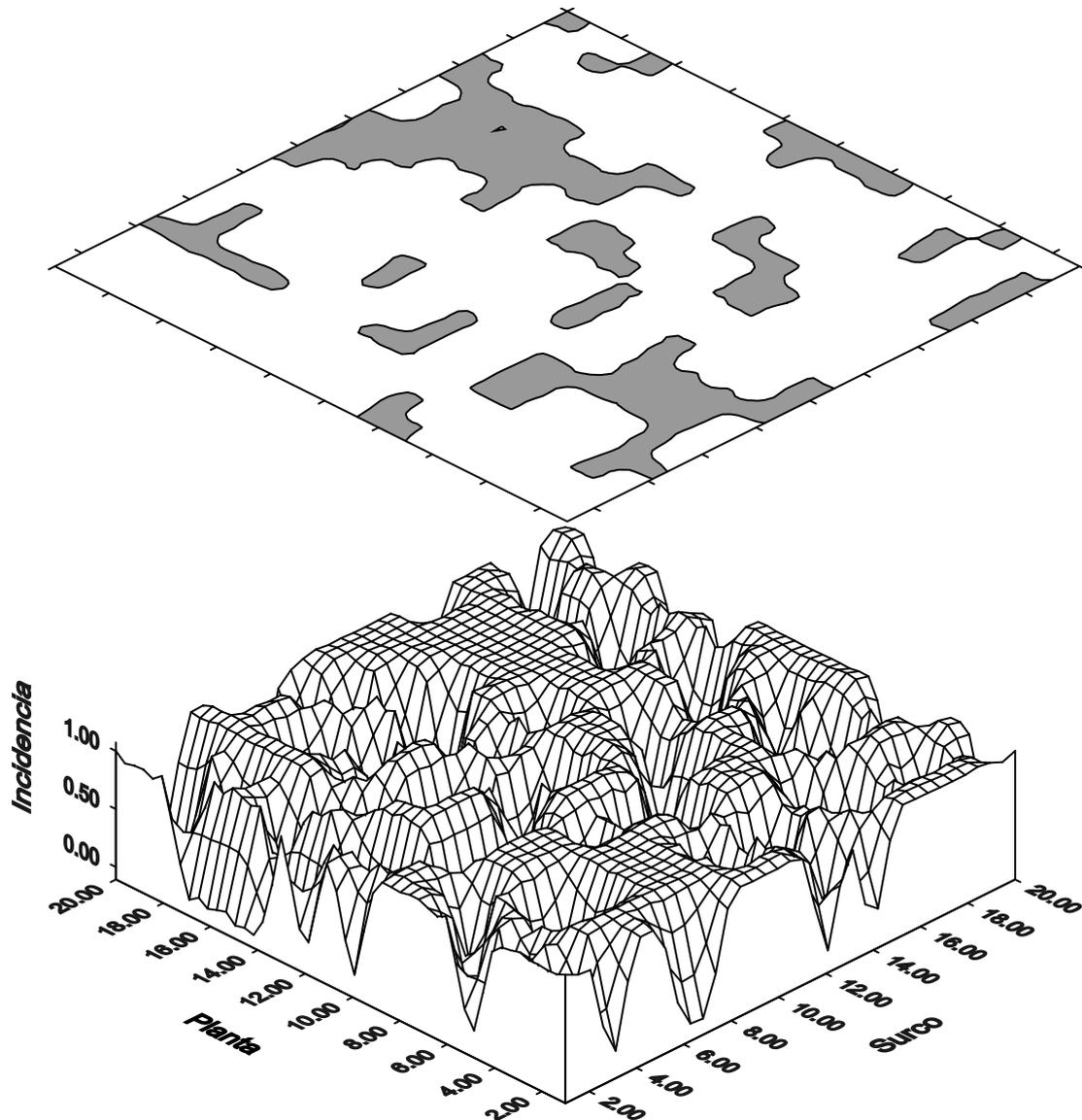


Figura 2.4. Mapa espacial de la distribución de la incidencia del “cacarizo del nopal”, de manera uniforme, en la parcela norte: 2010.

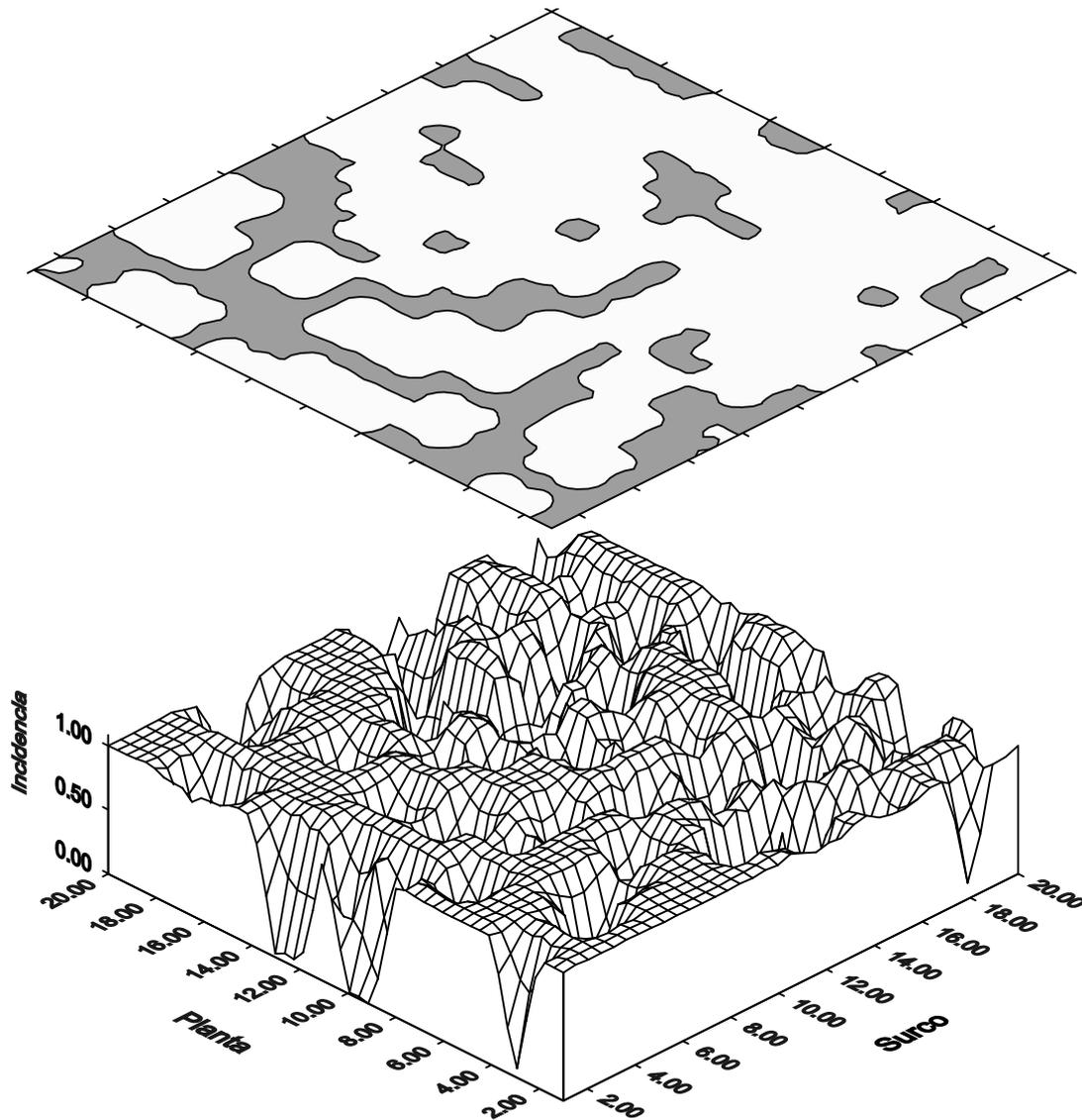


Figura 2.5. Mapa espacial de la distribución de la incidencia del “cacaizo del nopal”, de tipo agregada, en la parcela sur: 2010.

En cada planta, la mayor concentración del síntoma del “cacaizo del nopal” se localiza en el estrato bajo y medio, donde se ubican los cladodios madre, segundo y tercero (Cuadro 2.1).

Cuadro 2.1. Severidad del “cacarizo del nopal” por estratos en plantas de nopal verdura, *O. ficus-indica*, en Milpa Alta, Ciudad de México, 2010.

Grado de Severidad (naed)	Porcentaje de severidad por estratos (Media \pm DE)		
	Bajo	Medio	Alto
0 Cladodio sano	55.00 \pm 40.789	51.00 \pm 39.832	99.035 \pm 0.947
1 Daño ligero	29.00 \pm 10.662	16.5 \pm 6.296	3.5 \pm 0.486
2 Daño moderado	9.0 \pm 2.100	18.5 \pm 7.096	-
3 Daño medio	2.5 \pm 0.586	1.5 \pm 0.183	-
4 Daño severo	1.5 \pm 0.306	2.5 \pm 0.237	-

DE= Desviación estándar; naed = niveles asignados de acuerdo con escala diagramática.

2.5.3 Asociación “cacarizo del nopal”-chinche roja

Hubo una correlación significativa entre la presencia de la chinche roja y el síntoma del “cacarizo del nopal” en la zona de estudio ($r = 0.7652$). Adicionalmente, los índices de Morisita (1.0032) y Lloyd (1.0062) indicaron que la concentración de la chinche roja en Milpa Alta fue agregada y coincidió con las áreas (poniente) de mayor incidencia del “cacarizo del nopal”. De forma gráfica, se puede observar en el plano bidimensional donde la chinche roja está presente en toda la zona productora de nopal verdura de Milpa Alta, pero con cierta agregación en la zona poniente donde se concentró también el síntoma del “cacarizo del nopal” (Figura 2.6).

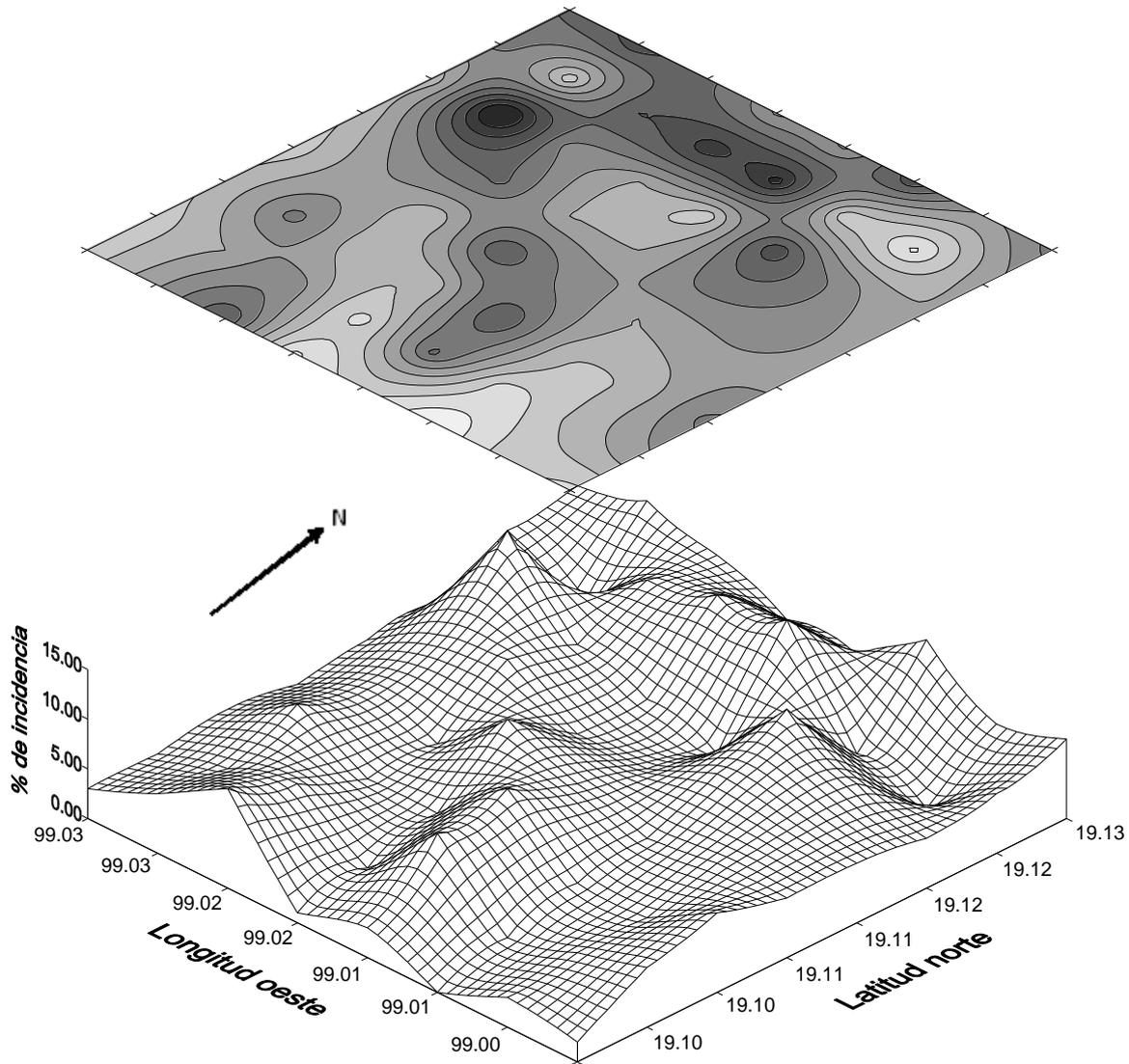


Figura 2.6. Distribución espacial de la chinche roja, *H. nigriceps*, en la zona productora de nopal verdura en Milpa Alta, Ciudad de México.

2.6 DISCUSIÓN

A pesar de que Tovar *et al.* (2002) y Barbosa *et al.* (2006) señalan que la utilización de escalas logísticas diagramáticas requiere entrenamiento para la cuantificación del daño, la amplia separación entre categorías y la base fotográfica para la categorización de la severidad del “cacarizo del nopal” fueron herramientas con alto índice de precisión y exactitud, por lo que podría usarse en trabajos futuros.

Los valores de incidencia registrados (50 %) evidencian que el “cacarizo del nopal” es un problema difundido en toda la zona; sin embargo, no es tan severo ya que el daño se concentró en algunas parcelas de la región poniente (10 %) lo que

indica que debe considerarse como un problema moderado de acuerdo a la escala diagramática. Estos resultados no coinciden con los resultados de algunos autores (Zenil-Ferrero y Gutiérrez-Castorena, 2011) quienes afirman que el “cacarizo del nopal” es un problema fitosanitario de primer orden en la región. Entonces, es probable que las estimaciones visuales que se han realizado en trabajos técnicos estén sobreestimadas, como sucede con otras patologías que se manifiestan sobre hojas o tallos en las plantas de interés (Soltero-Díaz y Williams-Alanís, 2003; Cadena-Hinojosa, 2003).

Es importante indicar que un factor fundamental en el nivel de daño o severidad fue, sin duda, la edad de los cladodios. Las pústulas reseca se limitaron prácticamente a los cladodios maduros de más de un año de edad, mientras que los brotes o nopalitas, rara vez presentaron el daño. Esto coincide por lo descrito por Zenil-Ferrero y Gutiérrez-Castorena (2011), donde declaran que la parte media baja de la planta es la zona de mayor afectación por el “cacarizo del nopal”. Cabe señalar que el daño en cladodios maduros se relaciona, sin lugar a duda, con los lugares donde la chinche roja prefiere alimentarse. Quizá la concentración de nutrientes en cladodios maduros e inmaduros, como lo han reportado estudios de nutrición en nopal (Villareal *et al.*, 1963; Saag *et al.*, 1975; Bravo-Hollins, 1978; Mc. Garvie y Parolis, 1979; Mc. Garvie y Parolis, 1981), sea importante para definir los lugares de alimentación.

Adicionalmente a la preferencia de los lugares de alimentación, se tiene que agregar que la sintomatología es acumulativa, es decir, los cladodios maduros pueden tener síntomas ocasionados por la presencia de chinches de años anteriores y, quizá, en menor importancia, los productores eliminan cladodios inmaduros (nopalitas) con daño por la chinche (Palomares-Pérez *et al.* 2010).

Aunque los análisis estadísticos no detectaron diferencias entre la incidencia y severidad del “cacarizo del nopal” en Milpa Alta a diferentes altitudes y puntos cardinales, fue evidente, mediante la interpretación espacial y los índices de Morisita y Lloyd, que el síntoma presentó cierta tendencia de agregación hacia la zona poniente y que fue justamente donde se concentraron las poblaciones de la chinche rojal, lo cual corrobora la relación “cacarizo del nopal-chinche roja” y el hábito de

agregación de esa especie, igual como se presenta con otras especies con hábitos gregarios de la misma familia, *Lygus hesperus* Knight y *Sahlbergella singularis* Haglung, (Schotzko y O’Keeffe, 1989; Bisseleua *et al.*, 2011).

La presencia aparente de microclimas en la región de Milpa Alta, relacionados con la altitud (García, 1988; IMTA, 1996; Rodríguez y López, 2006), no parece afectar de manera importante la distribución del insecto y el síntoma del “cacarizo del nopal”. En otros insectos, como las abejas, variaciones en altitud, con los consecuentes cambios ambientales, en el rango de 1500 a 3000 metros fueron importantes para modificar su presencia y/o comportamiento (Gonçalves, 1978; Salamanca-Grosso, 2009). De igual forma, insectos polinizadores de los ordenes Diptera (*Bombyliidae*, Tachinidae, Nemestrinidae), Hymenoptera (Apidae, Megachilidae, Andrenidae), Lepidoptera (Satyridae, Nymphalidae, Hesperidae, Pieridae, Lycaenidae) y Coleoptera (Melyridae) mostraron variación en su comportamiento en sus visitas a plantas de *Chaetanther apiculata* y *C. lycopodioides* en los rangos de altura de 400 m de altitud (Torres-Díaz, 2007). En la presente investigación no se detectaron diferencias importantes en el caso de la presencia de chinche roja y eso pudiera atribuirse, al menos en parte, a la capacidad de la especie para explotar el recurso nopal en el ambiente que tiene la mayor superficie de cultivo de nopal verdura en México.

La distribución del “cacarizo del nopal” en las parcelas evaluadas fue de forma uniforme para la parcela norte mientras que en la parcela sur se manifestó de forma agregada. La distribución uniforme puede deberse principalmente a la diseminación del daño mediante el manejo del cultivo, al momento de trasplantar cladodios que posiblemente lleven en su interior huevos de la chinche roja (Badii y Flores, 2001) y cuya relación con el “cacarizo del nopal” fue muy estrecha. Méndez-Gallegos *et al.* (2008) mencionan que diferentes problemas en el cultivo del nopal proliferan de acuerdo al método de propagación y multiplicación del nopal, al deficiente manejo agronómico de los huertos, al desconocimiento de síntomas (confusión de daños, sinonimia y agentes causales) y a estrategias de control.

2.7 LITERATURA CITADA

- Badii H. M. y E. A. Flores. 2001. Prickly pear cacti pest and their control in Mexico. Florida Entomologist. 84: 503-505.
- Barbosa G. M. A., J. S. Michereff y G. Mora-Aguilera. 2006. Elaboração e validação de escala diagramática para avaliação da severidade da ferrugem branca do crisantemo. Summa Phytopathologica 32 (1): 57-62.
- Bisseleua D. H. B., Yede and S. Vidal. 2011. Dispersion Models and Sampling of Cacao Mirid Bug *Sahlbergella singularis* (Hemiptera: Miridae) on *Theobroma cacao* in Southern Cameroon. Environmental Entomology 40 (1): 111-119.
- Bravo-Hollins H. 1978. Las cactáceas de México. vol. I. UNAM, México. 743 p.
- Cadena-Hinojosa M. A., R. Guzmán-Plazola, M. Díaz-Valasis, T. E. Zavala-Qiontana, O. S. Magaña-Torres, I. H. Almeyda-León, H. López-Delgado, A. Rivera-Péña y O. Rubio-Covarrubias. 2003. Distribución, incidencia y severidad del pardeamiento y la brotación anormal en los tubérculos de papa (*Solanum tuberosum* L.) en valles altos y sierras de los estados de México. Revista Mexicana de de Fitopatología 21(3): 248-259.
- Campbell C. L. and L. V. Madden. 1990. Introduction to Plant Disease Epidemiology. John Wiley and Sons. New York, USA. 532 p.
- García E. 1988. Modificaciones al Sistema de Clasificación Climática de Köppen, 5ª ed., Instituto de Geografía, UNAM, México 90 p.
- Gomes^a M. A., S. J. Michereff y R. L. M. Mariano. 2004. Elaboração e validação de escala diagramática para cercosporiose da alface. Summa Phytopathologica 30(1): 38-42.
- Gonçalves L. S. 1978. Honey bee improvement through behavioral genetics. Annual Review of Entomology 23:197-213.
- IMTA. 1996. Extractor rápido de información climatológica. Instituto Mexicano de Tecnología del Agua. México. *En*: Caracterización de unidades biofísicas a partir de indicadores ambientales en Milpa Alta, Centro de México. Rodríguez-Gamiño M. de L. y J. López-Blanco (eds). Investigaciones Geográficas, Boletín del Instituto de Geografía, UNAM, México 60: 46-61.
- Jaraba N. J., R. G. Aguilar, A. H. Gutiérrez, P. J. Chavarin y G. Mora-Aguilera. 1999. Elaboración y validación de una escala diagramatizada para la roya blanca del crisantemo (*Puccinia horiana* Henn.) en crisantemo (*Dendranthemagnadiflora* Tzvelev). Memorias del X Congreso Latinoamericano de Fitopatología. Guadalajara, Jalisco, México (Resumen) 292 p.
- Mc. Garvie and H. Parolis. 1979. The mucilage of *Opuntia ficus-indica*. Carbohydrate Research 69(1): 171-179.

- Mc. Garvie and H. Parolis. 1981. Methylation analysis of the mucilage of *Opuntia ficus-indica*. Carbohydrate Research 88(2): 305-314.
- Melgarejo-Moreno P. 2000. Tratado de fruticultura para zonas áridas y semiáridas. Mundi-Prensa. España 382 p.
- Méndez-Gallegos S. de J., D. Talavera-Magaña y E. J. García-Herrera. 2008. Identificación y control de las enfermedades más comunes en el nopal. Revista Salud Pública y Nutrición 14: 105-113.
- Mena-Covarrubias J. y S. Rosas-Gallegos. 2004. Guía para el Manejo Integrado de las Plagas del Nopal Tunero. INIFAP. Campo Experimental Zacatecas. Calera, Zacatecas, México. Publicación especial 13: 38 p.
- Mora-Aguilera G., P. Rivas-Valencia, C. Góngora-Canul, A. Tovar-Soto, J. Cristóbal-Alejo, E. Loeza-Kuk, S. Michereff, A. Marinelli y K. Osada-Velázquez. 2003. Sistemas computarizados en la epidemiología: 1, 2-LOG ver. 1.0 y su aplicación en el diseño de escalas logarítmicas diagramáticas, XXIX Simposio Nacional de Parasitología Agrícola, 15-17 de octubre, Puerto Vallarta, Jalisco, México pp 2-22.
- Palomares-Pérez M., E. Rodríguez-Leyva, H. Brailowsky y S. Ramírez-Alarcón. 2010. First record of *Hesperolabops nigriceps* Reuter (Hemiptera: Miridae) on *Opuntia ficus-indica* L. (Miller) in Milpa Alta, México City. Neotropical Entomology 39(5): 829-830.
- Rodríguez G. M. y B. J. López. 2006. Caracterización de unidades biofísicas a partir de indicadores ambientales en Milpa Alta, Centro de México. Investigaciones Geográficas, Boletín del Instituto de Geografía, UNAM, México 60: 46-61.
- Saag I. M. K., G. Sanderson, P. Moyna and G. Ramos. 1975. Cactaceae mucilage composition. Journal Science of Food and Agriculture 26(7): 993-1000.
- Salamanca-Grosso G. 2009. Variabilidad genética del ADN mitocondrial de poblaciones de abejas *Apis mellifera* (Hymenoptera: Apidae) en Colombia. Zootecnia Tropical 27(4): 373-382.
- Schotzko D. J. and L. E. O’Keeffe. 1989. Geostatistical description of the spatial distribution of *Lygus hesperus* (Heteroptera: Miridae) in lentils. Journal of Economic Entomology 82(5): 1277-1288.
- SIAP (Servicio de Información Agropecuaria y Pesquera). 2011. Anuario Estadístico de la Producción Agrícola 2009. [en línea] http://www.siap.gob.mx/index.php?option=com_wrapper&view=wrapper&Itemid=350.
- Soltero-Díaz L. y H. Williams-Alanís. 2003. Incidencia y severidad del cornezuelo (*Claviceps africana*, Frederickson, Mantle and de Millano) en Híbridos comerciales de sorgo (*Sorghum bicolor* (L.) Moench.) en la Ciénaga de Chápala, Jalisco, México. Revista Mexicana de Fitopatología 21(1): 26-32.

- Torres-Díaz C., A. Cavieres-Lohengrin, C. Muñoz-Ramírez and K. Arroyo. 2007. Consecuencias de las variaciones microclimáticas sobre la visita de insectos polinizadores en dos especies de *Chaetanthera* (Asteraceae) en los Andes de Chile central. *Revista Chilena de Historia Natural* 80: 455-468.
- Tovar-Soto S. A., M.M. Hernández, J. Cristóbal-Alejo, J. Romero-Hijo y G. Mora-Aguilera. 2002. Escala logarítmica diagramática de severidad de la mancha negra (*Colletotrichum gloesporoides* Penz.) en chirimoyo (*Annona chirimolla* Mill.). *Revista Mexicana de Fitopatología* 20(1): 103-109.
- Villareal F., P. Rojas-Mendoza, V. Arellano y J. Moreno. 1963. Estudio químico sobre seis especies de nopales (*Opuntia* spp.). *Ciencia* 22(3): 59-65.
- Zenil-Ferrero F. y Gutiérrez-Castorena E. V. 2011. Control cultural y químico de la chinche roja (*Hesperolabops nigriceps* Reuter) en nopal verdura (*Opuntia ficus-indica*). 1^{er} Congreso de investigaciones modulares y trabajos terminales 2011. Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Xochimilco.

CAPITULO III

BIOLOGÍA DE *Hesperolabops nigriceps* REUTER (HEMIPTERA: MIRIDAE) SOBRE *Opuntia ficus-indica* L. (Miller)

3.1 RESUMEN

La chinche roja, *H. nigriceps*, está presente en varias partes de América y es una plaga de importancia sobre nopal verdura (*O. ficus-indica*) en las zonas productoras de esta hortaliza en México. A pesar de su daño por alimentación en plantas del género *Opuntia*, no existen registros de su biología; información fundamental en el planteamiento de una estrategia de manejo. Con el objeto de estudiar aspectos biológicos de *H. nigriceps* se condujo una investigación en condiciones controladas ($25\pm 2^{\circ}\text{C}$, $60\pm 10\%$ H.R. y 14:10 horas luz: oscuridad). El estudio se llevó a cabo mediante la colecta en campo de diferentes estados biológicos del insecto. Veinte parejas de adultos que se encontraban copulando se colocaron en plantas de *O. ficus-indica* para que ovipositaran. El material se mantuvo en observación para determinar el período embrionario. Para la fase ninfal, se colectaron en campo 26 cladodios con síntomas del cacarizo del nopal, se tomó la fecha de emergencia de 80 ninfas que fueron colocadas en vasos de plástico y alimentadas con trozos de cladodio y de las cuales sólo 20 completaron su desarrollo ninfal. Para el estado adulto, se colectaron en campo ninfas del quinto instar y una vez emergido el adulto se mantuvo con igual dieta a 80 individuos hasta su muerte. La duración promedio del ciclo de vida de *H. nigriceps* desde la postura hasta el adulto fue de 305.09 ± 39.05 d, y la fase embrionaria la de mayor duración (268.84 ± 34.46 d). Esta especie presentó cinco instares ninfales, morfológicamente diferentes. La duración promedio de toda la fase ninfal fue de 36.25 ± 4.59 d. Los adultos presentaron una proporción sexual 1:1 y vivieron 29.08 ± 11.89 d. Las hembras fueron más longevas que los machos. Se documenta por vez primera la apariencia de los huevos, el período prolongado de incubación y el dimorfismo sexual.

Palabras clave. Chinche roja, nopal verdura, cladodio, ciclo de vida.

3.2 ABSTRACT

The red bug, *H. nigriceps* is found in several parts of the American continent. It is an important pest of tender cactus pads eaten as a vegetable or “nopalitos” (*O. ficus-indica*) in the producer regions of Mexico. Despite the damage caused by the insects feeding on the plants of the genus *Opuntia*, there are no reports about its biology, essential information for planning management strategies. In order to study the biological aspects of *H. nigriceps*, an experiment was conducted under controlled conditions ($25\pm 2^{\circ}\text{C}$, $60\pm 10\%$ R.H., 14:10 h light:dark). The insect was collected in the field at different biological stages. Twenty pairs of adults found copulating were placed on *O. ficus-indica* plants so the females would oviposit. The material was kept under observation to determine the period of the embryonic phase. For the nymph phase, 26 cladodes with symptoms of “cacarizo del nopal” were collected in the field. The date of emergence of 80 nymphs was recorded and the nymphs were placed in plastic cups and fed pieces of cladode; only 20 of them completed their development. For the adult stage, fifth instar nymphs were collected in the field and, once the adults emerged, 80 individuals were maintained with the same diet until their death. The average duration of the life cycle of *H. nigriceps*, from oviposition to adult, was 305.09 ± 34.46 d. This species underwent five nymph instars that were morphologically distinct. The average duration of the entire nymph stage was 36.25 ± 4.59 d. As adults, the female: male ration was 1:1. The adults lived 29.08 ± 11.89 d; females lived longer than males. The appearance of the eggs, the long period of incubation are documented for the first time and sexual dimorphism.

Key words. Red bug, nopalitos, cladode, life cycle.

3.3 INTRODUCCIÓN

La familia Miridae (Hemiptera) incluye aproximadamente 10,000 especies dentro de 1,383 géneros, y se considera una de las más numerosas del orden en el mundo (Schuh, 1995). A pesar de ser insectos comunes, la biología de varias especies no está caracterizada, probablemente porque no se han desarrollado metodologías de cría en laboratorio (Vergara y Raven, 1988; Wheeler Jr., 2001).

Se reconoce que algunas especies de Miridae tienen importancia dentro de los agroecosistemas por su comportamiento polífago (Urbaneja *et al.*, 2005), omnívoro (Cohen y DeBolt, 1983; Gillespie y McGregor, 2000) zoófago y fitófago (Kullenberg, 1944; Dolling, 1991; Perdakis y Lykouressis, 2004; Arnó *et al.*, 2006). La mayoría ocurren en ambientes tropicales y se alimentan de partes vegetativas de plantas jóvenes o estructuras reproductivas; aquellas que viven en inflorescencias se alimentan típicamente de yemas florales y frutos (Vergara y Raven, 1988). Cuando se alimentan de hojas y tallos, succionan la savia de la planta e inducen la formación de anillos necróticos (Sánchez, 2008), moteados y marchitamientos que reducen el vigor de la planta (Froeschner, 1967; Arnó *et al.*, 2006).

Los síntomas que producen los míridos al alimentarse pueden confundirse con los causados por insectos masticadores, sequía, granizo, temperaturas altas, polinización insuficiente, deficiencia de nutrientes, toxicidad y por diversos patógenos (Wheeler Jr., 2001). En algunos hospederos, la presencia de una población baja es suficiente para causar daño severo (Vergara y Raven, 1988).

Existen referencias que indican que algunas especies favorecen la transmisión de organismos patógenos en plantas. Stephenson y Russell (1974) encontraron que *Lygus hesperus* Knight acarrea interna y externamente a *Aspergillus flavus* (Stephenson y Russell, 1974). Así mismo, *Creontiades pallidus* Rambur puede transportar en su rostrum *Rhizopus stolonifer* y facilita la entrada del hongo en el cultivo del algodón (Soyer 1942, citado por Wheeler, 2001). *L. lineolaris* (Palisot de Beauvois) transmite varios hongos causantes de la pudrición del algodón o provoca heridas, al momento de alimentarse, que facilitan su entrada al tejido vegetal (Bagga y Laster, 1968).

Recientemente se identificó a *H. nigriceps* (Hemiptera: Miridae) en el sur de la ciudad de México como una plaga de importancia en la producción de nopal verdura (*O. ficus-indica*) (Palomares-Pérez *et al.*, 2010). En ese lugar se cultivan más de 4,500 ha y es una de las principales zonas de producción de esa hortaliza en nuestro país y el mundo (SIAP, 2011). Hasta ahora se tiene registro de la presencia de nueve especies del género *Hesperolabops* en *Opuntia* que se distribuyen desde el sur de EE.UU. hasta Centroamérica (Froeschner, 1967; Mann, 1969; Schaffner y Carvalho 1981; Palomares-Pérez *et al.*, 2010; Ruiz-Machuca *et al.*, 2010); sin embargo, en ningún caso se documentan aspectos completos de la biología de dichas especies. Lo poco que se conoce referente a *H. nigriceps* tiene que ver con otro miembro del género (*H. gelastops*), donde se menciona que las ninfas y adultos insertan sus estiletes en los cladodios de *Opuntia* succionando la savia (Melgarejo-Moreno, 2000) y si la población de insectos es alta puede causar daños severos (Mann, 1969). Además a *H. nigriceps* se relaciona con un daño llamado “cacarizo del nopal”, que se caracteriza por la presencia de pústulas que al juntarse provocan un aspecto áspero en el cladodio. Este daño se relaciona con menor capacidad fotosintética de la planta, pero no se ha documentado disminución en la producción (Palomares-Pérez *et al.*, 2010).

No se dispone de información sobre aspectos de la biología de *H. nigriceps*, lo cual no permite establecer estrategias de manejo basadas en la duración del ciclo de vida y en el número de generaciones que puede alcanzar en relación al tiempo. Por tanto, se propuso la presente investigación para contribuir al conocimiento de la biología de la chinche *H. nigriceps* en nopal verdura en condiciones controladas.

3.4 MATERIALES Y MÉTODO

El estudio de la biología de *H. nigriceps* se realizó durante abril de 2008 a septiembre de 2010 en condiciones controladas de humedad y temperatura (25 ± 2 °C, $60\pm 10\%$ H.R.) y un fotoperíodo de 14:10 horas luz: oscuridad, en una cámara de cría del laboratorio de control biológico del Departamento de Parasitología Agrícola en la Universidad Autónoma Chapingo.

El material biológico (cladodios e insectos) se colectó en Milpa Alta, al sureste de la Ciudad de México, entre 19° 04' y 19° 12' LN y los 98° 57' y 99° 08' LO (Rodríguez y López, 2006).

Los cladodios se colectaron de plantas sanas que no mostraban signos o síntomas de alguna enfermedad o daño por cualquier insecto. Cada cladodio se plantó individualmente en macetas de 20L y se cubrieron con organza para prevenir el ingreso de otros insectos. Los cladodios se dejaron cuatro meses en observación, antes de ser usados en los experimentos, para asegurar de que no apareciera algún síntoma asociado al daño por *H. nigriceps* (“cacarizo del nopal”) u otro tipo de enfermedad.

3.4.1 Ciclo de vida y caracterización de las fases de desarrollo de *H. nigriceps*

3.4.1.1 Huevo

Sitios de oviposición y caracterización de los huevos

Para caracterizar los huevos y el sitio de oviposición de *H. nigriceps*, se colectaron 30 hembras cuando se encontraban copulando. Cada una se transportó individualmente al laboratorio en recipientes de plástico. Diez se 10 se sacrificaron en cámara letal con acetato de etilo al 99% y se colocaron en alcohol al 70% para separar ovarios y ovariolas e identificar y caracterizar a los huevos completamente formados. Las 20 hembras restantes se colocaron individualmente en cladodios previamente plantados. Después de un período de cinco días, los cladodios se cortaron cuidadosamente para buscar y determinar el sitio de oviposición.

Duración del período de incubación

En cladodios de nopal previamente establecidos en laboratorio se transfirieron cinco parejas de *H. nigriceps* por cada uno. Las hembras y machos se colectaron en campo cuando estaban copulando. Las parejas de chinches se dejaron en los cladodios durante 13 días y, después se retiraron con un pincel. Cada cladodio expuesto a las parejas de *H. nigriceps* se mantuvo en condiciones

controladas ($25\pm 2^{\circ}\text{C}$, $60\pm 10\%$ H.R. y 14:10 horas L:O). Se hicieron revisiones dos veces por día, a las 8:00 y 17:00 h, para determinar el momento en que concluía el período de incubación y sucedía la emergencia de la ninfa del primer ínstar.

3.4.1.2 Ninfas

Se colectaron 26 cladodios de nopal con síntomas del daño producido por *H. nigriceps* durante el período de abril a junio del 2009. Estos cladodios se mantuvieron en una cámara de cría, a las condiciones indicadas previamente, y se revisaron diariamente a las 8:00 y 17:00 h para observar la emergencia de individuos de primer ínstar. Del total de cladodios se colectaron 80 ninfas de primer ínstar (< 12 h de edad) de las cuales solo 20 llegaron a completar su período ninfal. Cada ninfa se colocó individualmente en un recipiente de plástico de 250 mL cuya tapa se sustituyó por tela de organza para favorecer la ventilación. Las ninfas se alimentaron con un trozo fresco de cladodio de 8 cm, el cual se sustituía por uno fresco cada cinco días. El material se dejó nuevamente en la cámara de cría. Así mismo, se continuó con las observaciones diarias, de las 8:00 y 17:00 h, para determinar el tiempo de duración de cada ínstar. El cambio de ínstar de cada ninfa se consideró cuando se observaba la presencia de la exuvias. Adicionalmente, se realizó la descripción de cada ínstar con la ayuda de un estereomicroscopio adaptado con ocular micrométrico que sirvió para medir las dimensiones de la cabeza, largo y ancho del cuerpo; también se caracterizaron las diferentes tonalidades que adquieren los ínstares ninfales, diferencias antenales y prolongación del estilete.

3.4.1.3 Adultos

Longevidad de los adultos

Se colectaron en campo 200 ninfas del quinto ínstar. Éstas se colocaron en la cámara de cría en recipientes de plástico de 1 L, y se alimentaron con trozos de cladodio como se indicó anteriormente. Los insectos se revisaron cada 8 h para detectar la emergencia del adulto. Una vez emergidos los adultos, 80 se separaron individualmente en recipientes de plástico de 250 mL y, se alimentaron con trozos

de nopal. Se determinó el sexo de cada individuo y se registró el número de días transcurridos entre la emergencia y la muerte. Los datos obtenidos en días de emergencia y longevidad entre los adultos fueron analizados con una prueba logística binaria para determinar si había o no diferencia de sobrevivencia entre sexos con el programa estadístico de SAS®

Proporción sexual

Durante los recorridos de campo en Milpa Alta se observó una variación entre el número de hembras y machos, por lo que para conocer si la proporción sexual era diferente de 1:1 se realizaron ocho colectas de insectos a través del tiempo (entre 18 de abril y 12 de septiembre de 2008). En cada ocasión se destinó un tiempo aproximado de 90 min para buscar y coleccionar adultos sobre las plantas de nopal. Los insectos de cada colecta se transportaron al laboratorio y se cuantificó el número de hembras y machos. Los datos fueron analizados con una prueba de X^2 .

3.5 RESULTADOS

3.5.1 Ciclo de vida y caracterización de las fases de desarrollo de *H. nigriceps*

El ciclo de vida de *H. nigriceps* tuvo una duración de 305.09 ± 39.05 días siendo la fase embrionaria la de mayor duración (Cuadro 3.1). Las ninfas vivieron prácticamente cinco semanas (36.25 ± 4.59 d) y los adultos vivieron en promedio cuatro semanas (29.08 ± 11.89 d).

Cuadro 3.1. Duración de los estados de desarrollo de *H. nigriceps* ($25 \pm 2^{\circ}\text{C}$, $60 \pm 10\%$ H.R. y 14:10 h luz:oscuridad).

Estado biológico	n	Duración (días)		
		Mínimo	Máximo	Media \pm DE
Huevo	113	147	357	268.84 ± 34.46
Ninfa	20	34	39	36.25 ± 4.59
I	20	5	8	6.7 ± 0.92
II	20	4	7	6.1 ± 0.85
III	20	5	7	5.7 ± 0.80
IV	20	5	9	6.7 ± 0.92
V	20	9	12	11.05 ± 1.05
Total huevo-adulto		181	396	305.09 ± 39.05
Adulto	80	5	68	29.08 ± 11.89

3.5.1.1 Huevo

Sitios de oviposición y caracterización de los huevos

La hembra presentó una oviposición endofítica, es decir, insertó los huevos individualmente debajo de la epidermis de los cladodios de *O. ficus-indica*.

El huevo recién depositado fue de color blanco (Figura 3.1a) y una vez que maduró (transcurridos más de 100 días) cambió a un color rojo intenso (Figura 3.1b). El polo anterior del huevo, donde se encuentra el opérculo, se localizó cerca de la superficie del cladodio.

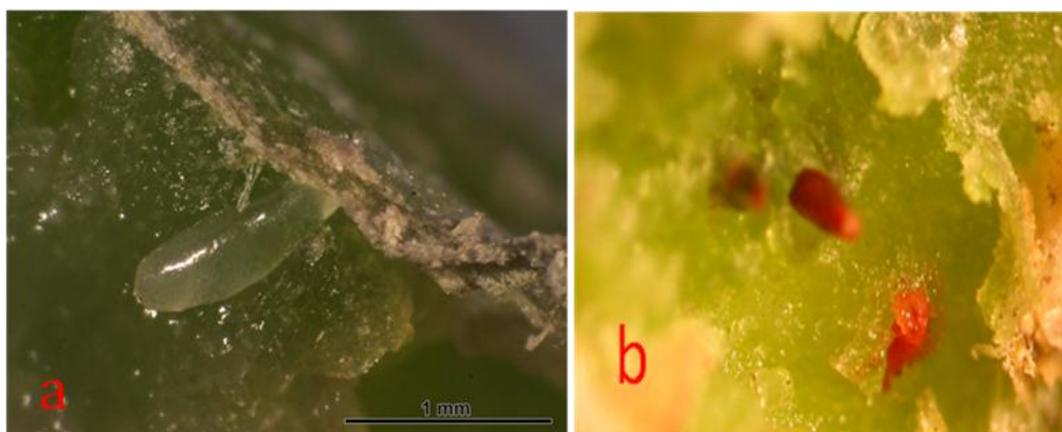


Figura 3.1. Huevo inmaduro (a) y maduro (b) de *H. nigriceps*; ambos se encuentran dentro del tejido del cladodio de *O. ficus-indica*.

A pesar de que se revisaron más de 100 lugares en donde las hembras habían ovipositado, en ninguno de ellos se observó alguna cicatriz sobre el tejido. Todo el período de incubación del huevo se llevó a cabo en el interior del tejido.

Los huevos de *H. nigriceps* midieron de 1.67 ± 0.092 mm de largo y 0.40 ± 0.014 mm en su parte más ancha (n=20) (Figura 3.2).



Figura 3.2. Huevos de la chinche roja *H. nigriceps*.

Duración del período de incubación

Los huevos de *H. nigriceps* sobrevivieron el otoño e invierno ocultos en los cladodios de *O. ficus-indica*. La duración del período de incubación tuvo un promedio de 268.84 ± 34.46 días donde las primeras ninfas empezaron emerger a principios del mes de marzo hasta finales del mes de julio. La mayor cantidad de individuos aparecieron entre los meses de junio y julio.

3.5.1.2 Ninfa

Las ninfas de *H. nigriceps* pasaron por cinco instares ninfales hasta alcanzar el estado adulto. Los instares NI y NII se caracterizaron por presentar un color rojo más intenso; además de presentar setas en el último segmento antenal. Estos instares son sensibles a cualquier manipulación y presentaron la mayor mortalidad del insecto durante el manejo en laboratorio (Cuadro 3.2). Los cinco estadios

ninfales se alimentaron y migraron al cladodio más cercano cuando la población fue abundante.

Cuadro 3.2. Características morfológicas distintivas entre los cinco ínstares ninfales de *H. nigriceps* (n=20).

Ninfa	Tamaño mm (Media ± DE)			Color	4 ^o Segmento antenal	Estilete
	Cuerpo		Cabeza			
	Largo	Ancho				
N I	1.24 ± 0.17	0.52 ± 0.07	0.44 ± 0.05	Rojo intenso	Con setas	Opistognato prolongado al 8 ^o segmento abdominal
N II	2.22 ± 0.11	0.98 ± 0.07	0.88 ± 0.05	Rojo intenso	Con setas	Opistognato prolongado al 6 ^o segmento abdominal
N III	2.84 ± 0.16	1.28 ± 0.07	0.96 ± 0.06	Rojo opaco	Sin setas	Opistognato prolongado al 4 ^o segmento abdominal
N IV	3.31 ± 0.16	1.40 ± 0.16	1.01 ± 0.07	Rojo opaco	Sin setas	Opistognato prolongado al 2 ^o segmento abdominal
N V	4.83 ± 0.15	1.86 ± 0.05	1.09 ± 0.07	Rojo opaco	Sin setas	Opistognato prolongado al 1 ^{er} segmento abdominal

3.5.1.3 Adulto

Longevidad de los adultos

La longevidad de los adultos varió entre los sexos, los machos sobrevivieron 26.43 ± 11.81 días, mientras que las hembras vivieron 34.24 ± 10.48 . El análisis estadístico ($\alpha = 0.05$) mostró una diferencia significativa entre sexos ($P= 0.3230$) indicando que las hembras fueron más longevas que los machos.

Proporción sexual

Se colectaron en total 833 individuos y aunque la proporción sexual varió en cada muestreo, al final no se detectaron diferencias significativas entre sexos ($P=0.05$); es decir la proporción sexual entre hembras vs machos fue 1:1.

Existen descripciones originales de los taxones de la especie *H. nigriceps* donde se puede identificar la diferencia entre hembras y machos (Froeschner, 1967). Cada pareja encontrada en campo estaba integrada por un ejemplar negro y uno rojo. En una muestra de campo compuesta por 295 adultos se separaron 189

individuos con abdomen rojo y 106 con abdomen negro. En el 100% de los casos se confirmó que los individuos con abdomen rojo eran machos y los de color negro correspondían a las hembras (Figura 3.3).

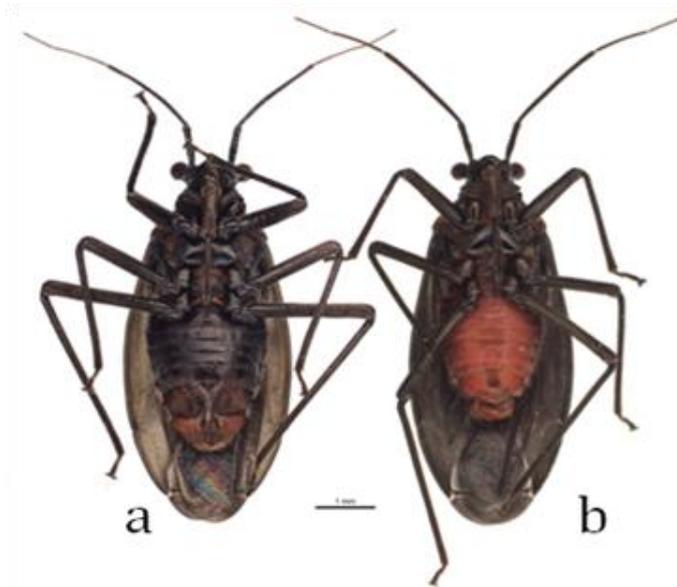


Figura 3.3. Adultos de *H. nigriceps*, a) hembra con ovipositor placoideo y abdomen negro, b) macho con ganchos posteroventrales y abdomen rojo.

3.6 DISCUSIÓN

Para varias especies de Miridae no se ha determinado el lugar de oviposición (Scales, 1968; Gouloa, 1986); pero para otras se sabe que tienen oviposición endofítica; es decir que insertan los huevos en algún tejido de la hospedera ya sean especies fitófagas (Drake y Davis 1960; Mccaffrey y Horsburgh 1980; Simpson 2003; Yarita y Cisneros, 2010) o especies omnívoras (Mccaffrey y Horsburgh, 1980; Téllez y Tapia, 2006). De acuerdo con estos mismos autores, ciertas especies dejan alguna parte del huevo expuesta sobre la epidermis de la hospedera, o en su caso alguna cicatriz que ayuda a identificar los sitios de oviposición.

Existen referencias técnicas que indican que la especie *Hesperolabops gelastops* Kirkaldy deposita los huevos en el interior de los cladodios de *Opuntia* spp. (García 1965; INE, 2011). A diferencia de otras especies de Miridae, *H. nigriceps* oviposita de manera individual en el tejido de los cladodios de *O. ficus-indica* pero no deja expuesta ninguna estructura del huevo. Tampoco se logró identificar cicatriz o marca que ayudara a identificar los sitios de oviposición; el

huevo pasa todo su período de incubación en el interior del tejido. Mccaffrey y Horsburgh (1980) mencionan el comportamiento de oviposición endofítica puede relacionarse con las estrategias de hibernación de algunas especies de Miridae, las cuales usan los tejidos de la planta como protección de los huevos en el período invernal.

Kullenberg (1944) y Wheeler Jr. (2001) mencionan que la forma de los huevos en diversas especies de Miridae es semejante a un plátano, frijol o salchicha; es blanco y cambia de color conforme avanza la maduración, los tamaños van de 0.6 a 2.0 mm de longitud. El huevo de *H. nigriceps* (1.67 ± 0.09 mm de longitud) se encuentra dentro del rango de tamaños para varias especies de Miridae, y una de las características importantes es que sólo se ha encontrado en cladodios de *Opuntia*, y que toma una coloración rojiza conforme madura y se acerca a su eclosión. No obstante, la característica particular es que el huevo de *H. nigriceps* tiene un período largo de incubación (268.84 ± 34.46 d).

La duración promedio del ciclo de vida de *H. nigriceps* en nopal verdura (*O. ficus-indica*) fue de 305.09 ± 39.05 días. Este tiempo es mayor al registrado para la mayoría de los miembros de la familia Miridae; según Wheeler Jr. (2001), la duración promedio del ciclo biológico característico de esta familia es de 30 o 40 días. No obstante, hay registros de especies en España, *Phitocoris passerinii* Costa, que tiene un ciclo cercano a cinco meses (Goula, 1986). En varias especies de Miridae los períodos de incubación representan alrededor de una cuarta parte del ciclo de vida, es obvio que esta duración del ciclo biológico de *H. nigriceps* depende del período de incubación. No es sencillo encontrar una explicación para un periodo de incubación tan largo de *H. nigriceps*, y se podría pensar que existe un período de hibernación.

Algunos autores han comprobado que el huevo puede constituirse en un estado hibernante en algunas especies de Miridae, en particular en aquéllas que se desarrollan en regiones con climas templados o fríos como *Diaphnocoris chlorionis* Say (Mazzei y Masiuk, 2003; Keith y Carstens, 2003) y *Lopidea nigridea* Uhler (Mciver y Asquith, 1989) en Estados Unidos de América, y *Cyrtopeltis geniculata* Fieber, *Dicyphus geniculatus* Fieber, *Trigonotylus pulchellus* Hahn, *Miridius*

longiceps Wagner (Gouloa, 1986) y *Megaloceroea reticornis* Geoffrys (Butler, 1923) en Europa; sin embargo, no se había registrado un período de incubación tan largo en especies en la región neotropical, a menos que se considere que pudiera tratarse, como se mencionó anteriormente, de un período de hibernación en el caso de *H. nigriceps*.

A diferencia de lo largo del período de incubación las ninfas y adultos viven alrededor de cinco y cuatro semanas, respectivamente, y las hembras sobrevivieron más (34.24 ± 10.48 d) que los machos (26.43 ± 11.81); es decir, rangos de tiempo similares para esos estados de desarrollo en otras especies de Miridae (Wheeler Jr, 2001). Adicionalmente, la proporción sexual de *H. nigriceps* fue 1:1 lo cual difiere ligeramente con lo que reporta Wheeler Jr. (2001), quien señala que las hembras predominan en altas poblaciones de chinches.

Existe cierto dimorfismo sexual en algunos miembros de la familia Miridae como es el caso de *Dagbertus minensis* Carvalho y Fontes (Yarita y Cisneros, 2010), en el que el macho es más pequeño que la hembra y además presenta diferente coloración, con manchas rojizas más notorias. De la misma forma los machos y hembras de *H. nigriceps* presentaron cierto dimorfismo sexual basado en el color del abdomen, la hembra lo presentó de color negro mientras que el macho de color rojo. Esta característica fue consistente y podría contribuir a la diferenciación de los sexos sin tener que observar las estructuras clásicas (ovipositor o ganchos posteroventrales) para diferenciar a los machos de las hembras en campo.

3.7 LITERATURA CITADA

- Arnó J., C. Castañé, J. Riudavets, J. Roig, and R. Gabarra. 2006. Characterization of damage to tomato plants produced by the zoophytophagous predator *Nesidiocoris tenuis*. *Inn.* Calvo J., K. Bolckmans, P. A. Stansly and A. Urbaneja. 2009. Predation by *Nesidiocoris tenuis* on *Bemisia tabaci* and injury to tomato. *BioControl*. 54:237–246.
- Badii H. M. y E. A. Flores. 2001. Prickly pear cacti pest and their control in Mexico. *Florida Entomologist* 84: 503-505.

- Bado S. G., C. Sills, M. J. Pannunzio y R. Zapata. 2002. Aspectos morfológicos, biológicos y daños de *Tenthecoris bicolor* Scott. 1886 (Heteroptera: Miridae): nuevo agente perjudicial de Amarillidaceae. *Biología Sanidad Vegetal Plagas* 28: 311-317.
- Bagga H.S. & M.L. Laster. 1968. Relation of insects to the initiation and development of boll rot of cotton. *Journal of Economic Entomology* 61: 1141-1142.
- Butler E. A. 1923. *A Biology of the British Hemiptera: Heteroptera*. H. F. and G. Witherby, London, 682 pp.
- Calvo J., K. Bolckmans, P. A. Stansly and A. Urbaneja. 2009. Predation by *Nesidiocoris tenuis* on *Bemisia tabaci* and injury to tomato. *BioControl*. 54:237–246.
- Caro L. A. L. 2010. Estudios del ciclo de vida del Chinche de los Pastos. *Revista Virtual Universidad Católica del Norte* 31: 294-303.
- Carvalho J. C. M. 1957. Catalogue of the Miridae of the world, pt. I. Cylapinae, Deraeocorinae, Bryocorinae. *Arquivos do Museu Nacional* 44: 1–158.
- CESAVEDF 2004. Comité Estatal de Sanidad Vegetal del Distrito Federal. C. Central No.30 “A”, Barrio Xaltocan, Xochimilco Distrito Federal C. P. 16090.
- Cohen A.C. and J.W. DeBolt. 1983. Rearing *Geocoris punctipes* on insect eggs . *Inn. Sánchez J. A.* 2008. Zoophytophagy in the plantbug *Nesidiocoris tenuis*. *Agricultural and Forest Entomology* 10: 75–80
- Daugherty D. M. 1967. Pentatomidae as vectors of yeast-spot disease of soybeans. *Journal of Economic Entomology*. 60: 147-152.
- Dolling, W. R., 1991. *The Hemiptera*. Oxford University Press, New York.
- Drake C. J. and N. T. Davis. 1960. The morphology, phylogeny, and higher classification of the family Tingidae, including the description of a new genus and species of the subfamily Vianaidinae (Hemiptera: Heteroptera). *Entomologist American (new series)* 39: 1 – 100.
- Ducrocq V., R. L. Quaas, E. J. Pollak and G. Casella. 1988. Length of productive life of dairy cows. I. Justification of a Weibull model. *Journal Dairy Science* 71: 3061-3070.
- Dwomoh E. A., J.V.K. Afun and J.B. Ackonor. 2008. Laboratory studies of the biology of *Helopeltis schoutedeni* Reuter (*Hemiptera: Miridae*), a major sucking pest of cashew (*Anacardium occidentale* Linn.) *Journal of Cell Animal Biolgy* 2 (3): 055-062.
- Entwistle P. F. 1972. *Pests of cocoa*. Longman, London, U. K 779 pp.

- Eyles A. C. and R. T. Schuh. 2003. Revision of New Zealand Bryocorinae and Phylinae (Insecta: Hemiptera: Miridae). New Zealand, Journal of Zoology 30: (3) 263 — 325.
- 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 Semiaridas. Consulta en línea 13 de junio del 2011. Disponible:
<http://www.fao.org/Regional/LAmerica/redes/sisag/arboles/default.htm#>
 México._Consulta: 13 de junio de 2011.
- Fonseca-González J., D. Cibrian-Tovar, A. Villanueva-Morales y J. R. Lomelí-Flores. 2007. Descripción y ciclo de vida de la chinche del fresno *Tropidosgptes chapingoensis* Carvalho & Rosas (Hemiptera: Miridae). Ra Ximahi. 3 (2) 443-459.
- Froeschner C. R. 1967. Revision of the cactus plant bug genus *Hesperolabops* Kirkaldy (Hemiptera: Miridae). Proceedings of the United States National Museum 123: 1-11.
- García T. 1965. Problemas entomológicos del nopal en el valle de México. Tesis. Escuela Nacional de Agricultura Chapingo, Mexico.
- Gillespie D.R. and R.R. McGregor. 2000. The functions of plant feeding in the omnivorous predator *Dicyphus hesperus* (Heteroptera: Miridae): water places limits on predation. Ecological Entomology 25: 380 – 386.
- Goula G. M. 1986. Contribución al estudio de los hemipteros (Insecta, Heteroptera, Familia Miridae). Universidad de Barcelona, Departamento de Zoología, Facultad de Biología. 759 p.
- Infante-Gil S. y G. P. Zarate De Lara. 1984. Métodos estadísticos, un enfoque interdisciplinario. Editorial Trillas. México 643 p.
- Instituto Nacional de Ecología. (INE). 2011. Plagas y enfermedades del nopal. Disponible en: <http://www2.ine.gob.mx/publicaciones/libros/70/plagas.html>
- Jonsson N. 1985. Ecological segregation of Sympatric heteropterans on apple trees. Fauna Norvergica Series B Entomology 32:7-11.
- Keith D. and J. Carstens. 2003. Honeylocust Plant Bug. University of Nebraska – Lincoln.
<http://entomology.unl.edu/ornamentals/pestprofiles/hlocustplantbug.shtml>
- Kullenberg B., 1944. Studien über die Biologie der Capsiden. Zoological Bidr Uppsala 23 (suppl.) 522 p.
- Maldonado J. 1969. The Miridae of puerto Rico (Insecta: Hemiptera). Technical paper 45. agricultural Experiment Statio. University of Puerto Rico, Mayagüez Campus. Río Piedras, Puerto rico. 132p.

- Mann J. 1969. Cactus-feeding insects and mites. Smithsonian Institution. Museum of Natural History Washington, D. C. 158 p.
- Mazzei K. and M. Masiuk. 2003. Honeylocust Plant Bug. Cooperative Extension – College of Agricultural Sciences. Penn State, USA. <http://woodypests.cas.psu.edu/FactSheets/InsectFactSheets/pdf/HoneylocustPB.pdf>
- Mccaffrey J. P. and R. L. Horsburgh. 1980. The egg and oviposition site of *Deraeocoris nebulosus* (Hemiptera: Miridae) on apple trees. The Canadian Entomologist 112: 527-528.
- Mciver J. D. and A. Asquith. 1989. Biology of *Lopidea nigridea* Uhler, a possible aposematic plant bug (Heteroptera: Miridae: Orthotylinae) J. New York Entomological Society 97(4): 417-429.
- Melgarejo-Moreno P. 2000. Tratado de fruticultura para zonas áridas y semiáridas. Mundi-Prensa. Madrid, España 382 p.
- Mitchell P. L. 2004. Heteroptera as Vectors of Plant Pathogens Neotropical Entomology 33 (5) 519-545.
- Oliveira P. S., V. Rico-Gray, C. Díaz-Castelazo and C. Castillo-Guevara. 1999. Interaction between ants, extrafloral nectaries and insect herbivores in Neotropical coastal sand dunes: herbivore deterrence by visiting ants increases fruit set in *Opuntia stricta* (Cactaceae). Functional Ecology 13: 623–631.
- Palomares-Pérez M., E. Rodríguez-Leyva, H. Brailowsky y S. Ramírez-Alarcón. 2010. First record of *Hesperolabops nigriceps* Reuter (Hemiptera: Miridae) on *Opuntia ficus-indica* L. (Miller) in Milpa Alta, México City. Neotropical Entomology 39 (5): 829-830.
- Perdikis D.C and D. P. Lykouressis. 2004. *Macrolophus pygmaeus* (Hemiptera: Miridae) population parameters and biological characteristics when feeding on eggplant and tomato without prey. Journal Economic Entomology 97:1291–1298.
- Portillo L. y A. L. Viguera. 2001. *Dactylopius* (Homoptera: Dactylopidae) and its hosts in Jalisco, México. Bollettino di Zoologia Agraria e di Bachicoltura 33: 249-251.
- Rodríguez G. M y B. J. López. 2006. Caracterización de unidades biofísicas a partir de indicadores ambientales en Milpa Alta, Centro de México. Investigaciones Geográficas, Boletín del Instituto de Geografía, UNAM. México 60: 46-61.
- Ruiz-Machuca M., M. Palomares-Pérez, S. Ramírez-Alarcón, E. Rodríguez-Leyva y H. Brailovsky. 2010. Nuevos registros de *Hesperolabops nigriceps* Reuter

- (Hemiptera: Miridae) en el oriente del estado de México. *Revista Mexicana Ciencias Agrícolas* 1(4): 627-630.
- Sánchez J. A. 2008. Zoophytophagy in the plantbug *Nesidiocoris tenuis*. *Agricultural and Forest Entomology* 10: 75–80
- Scales A. L. 1968. Female tarnished plant bugs attract males. *Journal Economic Entomology* 61 (5): 1466-1467.
- Schaffner, J. C. and J. C. M. Carvalho. 1981. Additional cactus plant bugs of the genus *Hesperolabops* (Miridae, Hemiptera). *Folia Entomologica Mexicana* 47: 69--80.
- Schaefer C. W. and R. A. Panizzi. 2000. *Heteroptera of Economic Importance*. Boca Raton, CRC press, 828 p.
- Schuh R. T. 1995. *Plant bugs of the world (Insecta: Heteroptera: Miridae)*. Systematic catalog, distributions, host list, and bibliography. New York, Entomological Society New York 1329 pp.
- SIAP. Servicio de Información Agropecuaria y Pesquera. 2011. Anuario Estadístico de la Producción Agrícola, 2009. [en línea] http://www.siap.gob.mx/index.php?option=com_wrapper&view=wrapper&Itemid=350
- Simpson G., D. Murray y R. Lloyd. 2003. Sampling for green mirids in Cotton .Australian Cotton: Cooperative Research Centre. <http://www.cotton.pi.csiro.au/Publicat/Pest/mirid.htm>
- Statsoft Inc. 1995. *Statistica for Windows*. Versión II. Tulsa Oklahoma, 2921 pp.
- Stephenson L.W. y T. E. Russell. 1974. The association of *Aspergillus flavus* with hemipterous and other insects infecting cotton bracts and foliage. *Phytopathology* 64: 1502-1506
- Téllez M. M. y Tapia, G.M. 2006. *Nesidiocoris tenuis* Reuter un depredador polífago. Centro de Investigación y Fomación Agraria “La Mojonera – La Cañada”. Junta de Andalucía. <http://www.horticom.com/pd/article.php?sid=63941>
- Urbaneja A., G. Tapia, P. A. Stansly. 2005. Influence of host plant and prey availability on the developmental time and survival of *Nesidiocoris tenuis* Reuter (Heteroptera.: Miridae). *Inn*. Calvo J., K. Bolckmans, P. A. Stansly and A. Urbaneja. 2009. Predation by *Nesidiocoris tenuis* on *Bemisia tabaci* and injury to tomato. *BioControl* 54:237–246.
- Vergara C. y K. Raven. 1988. Miridae (Hemiptera) registrados en el Museo de Entomología de la Universidad Nacional Agraria La Molina. *Revista Peruana de Entomología* 31:51-56.

- Wheeler A. G. Jr. 2000. Plant bugs (Miridae) as plant pest. *Inn*: Schaefer, C. W. and A. R. Panizzi. Heteroptera of Economic Importance. CRS. Boca Raton p. 37-83.
- Wheeler A. G. Jr. 2001. Biology of the Plant Bugs (Hemiptera: Miridae): Pests, Predators, Opportunists. Cornell University Press, Ithaca, New York, 507 pp.
- Yarita Y. y F. Cisneros. 2010. Ciclo biológico y morfología de *Dagbertus minensis* Carvalho & Fontes (Hemiptera: Miridae), en el palto var. Hass, en la irrigación Chavimochic, Perú. Revista Peruana de Entomología 46 (1): 15-19.

CAPITULO IV

ETIOLOGÍA DE LA SINTOMATOLOGÍA “CACARIZO DEL NOPAL” EN *Opuntia ficus-indica* L. (Miller)

4.1 RESUMEN

En la región productora más importante de nopal verdura de México existe un daño conocido como “cacarizo del nopal” cuya etiología no ha sido identificada. El daño, que se asocia con la presencia de la chinche roja y que algunos autores lo relacionan también con el hongo *Alternaria* sp., se presenta principalmente en los cladodios de más de un año de edad y se caracteriza inicialmente por la presencia de pústulas color ocre que después de 30 días se convierten en cicatrices o costras. El objetivo del presente trabajo fue la identificación del agente causal del “cacarizo del nopal”. Se realizaron pruebas para aislar microorganismos relacionados con el daño a partir de 1200 muestras de tejido vegetal con síntomas evidentes, 400 asintomáticos y 192 cortes de *H. nigriceps*. A partir del microorganismo aislado con mayor frecuencia, se realizaron pruebas de patogenicidad y análisis de correlación. En forma paralela, se colocaron insectos vivos sobre cladodios asintomáticos de más de un año de edad para determinar el efecto que ocasiona su alimentación. También se extrajeron las glándulas salivales de adultos y su contenido se inyectó en cladodios asintomáticos para simular la alimentación del insecto y determinar el efecto que produce. El microorganismo encontrado con mayor frecuencia en las secciones de cladodios con síntomas del “cacarizo del nopal” fue *Alternaria* sp. El hongo no fue capaz de reproducir los síntomas mediante las pruebas de patogenicidad y el análisis de correlación $r = -0.01133$ reveló una relación “cacarizo del nopal”- *Alternaria* sp. inversa y débil. En cambio, de un total de 201 puntos de alimentación de *H. nigriceps* y 32 sitios de inoculación con las glándulas salivales se produjeron 52 y 12 pústulas semejantes a las del “cacarizo del nopal” en su fase inicial, respectivamente. Para este caso el análisis de correlación mostró una relación de $r = 0.8619$ para la alimentación de la chinche-“cacarizo del nopal” y $r = 0.5992$ para glándulas salivales-“cacarizo del nopal”, indicando que existe en ambos una relación positiva con el síntoma.

Palabras clave. *Hesperolabops nigriceps*, glándulas salivales, *Alternaria* sp.

ETIOLOGY OF SYMPTOMS "CACARIZO DEL NOPAL" AT LEAST *Opuntia ficus-indica* L. (MILLER)

4.2 ABSTRACT

In the most important region of nopal edible pads (nopalitos) in Mexico there is a damage known as "cacarizo del nopal" and which etiologic agents have not been identified. The damage which is associated with red bugs, and some people also related to *Alternaria* sp., occurs mainly in the pads of more than one year of age, and it is characterized initially by the presence of brown or ocher pustules; after 30 days it become scars or scabs. The aim of this study was the identification of the causal agent. Several tests were performed to isolate microorganisms associated with "carizo del nopal", we collected 1200 plant tissue from symptomatic cladodes, 400 from asymptomatic cladodes and 192 insect parts of *H. nigriceps*. The microorganisms most frequently isolated were tested for pathogenicity and correlation analysis. At the same time, live insects were placed on asymptomatic pads (more than one year of age) to determine the effect by their feeding. Also we extracted salivary glands from various adult and its content was injected into asymptomatic cladodes (to simulate insect feeding) to determine the effect which it could produce. The microorganism most often found in symptomatic pads of "cacarizo del nopal" was *Alternaria* sp. but we were not able to reproduce the symptoms with this fungus, and we did not find any correlation ($r = -0.01133$) between "cacarizo del nopal" and *Alternaria* sp. However, of 201 *H. nigriceps* feeding points, and 32 salivary glands inoculation "points", we identified 52 and 12 pustules, respectively of the "cacarizo del nopal" only at its initial phase. An analysis showed that feeding points of the red bug and "cacarizo del nopal" ($r = 0.8619$), and salivary glands and "cacarizo del nopal" ($r = 0.5992$) presented significant correlation in both cases.

Key words. Nopal, red bug, salivary glands, pads, *Alternaria* sp.

4.3 INTRODUCCIÓN

La distribución natural de la familia *Cactaceae* se encuentra prácticamente restringida al continente Americano (Anderson, 2001; Nobel, 2002). Las plantas de esta familia se encuentran desde Columbia Británica, en Canadá, hasta la Patagonia en Argentina, con diversos centros de origen y áreas de distribución para subfamilias y tribus (Backeberg, 1977). El nopal (*Opuntia*) sobresale como una de las especies de importancia en la economía agrícola de varias regiones del mundo (Soberon *et al.*, 2001; Rebman y Pinkava, 2001; Griffith, 2004; Jezorek *et al.*, 2010.), especialmente en el aprovechamiento de zonas con baja precipitación y suelos someros y pedregosos (Le Houérou *et al.*, 1993; Viguera y Portillo, 2001). El nopal se aprovecha principalmente en México, Brasil, Chile, Italia y España, por sus cladodios y frutos los cuales sirven de alimento para humanos y ganado (Russell, 1990; Barbera *et al.*, 1992).

El consumo de nopalitos o nopal como verdura, particularmente de la especie *O. ficus-indica*, se da principalmente en México. En este país se siembran alrededor de 11 000 ha en varias regiones, pero Milpa Alta, al sur de la Ciudad de México, es la zona más importante de producción donde se cultivan alrededor de 4, 500 ha (SIAP, 2011). A pesar de la importancia del cultivo de nopal en México, en los reportes que se tienen sobre plagas y enfermedades asociados a este cultivo no se han determinado todos los problemas fitosanitarios que se presentan en las áreas productoras de importancia (Mann, 1969; Badii y Flores 2001; Ayala-Escobar *et al.*, 2006; Quezada-Salinas *et al.*, 2006). En el caso particular de la región productora de Milpa Alta, existen problemas en el cultivo cuyos agentes causales no se han identificado. Uno de estos problemas de importancia por la incidencia y distribución en la zona de producción es un síntoma denominado “cacarizo del nopal”. Éste se presenta, principalmente, en los cladodios (pencas) de más de un año de edad y se caracteriza, inicialmente, por pústulas de color ocre de alrededor de 1 cm de diámetro, posteriormente, estas pústulas se convierten en cicatrices o costras en los cladodios (Palomares-Pérez *et al.*, 2010). Es evidente que estas cicatrices o pústulas pueden estar ocasionando una disminución en la tasa fotosintética de las plantas, pero no existe información al respecto. Por otro lado, productores y técnicos

de la región le atribuyen una disminución en la producción y en el ciclo de vida de las plantas.

En México se desconoce que causa el “cacarizo del nopal”; sin embargo, evidencias preliminares de laboratorio y manuales técnicos asocian siempre este problema con la presencia de la chinche roja *H. nigriceps* (Palomares-Pérez *et al.*, 2010; Zenil-Ferrero y Gutiérrez-Castorena, 2011). Adicionalmente, se ha relacionado la presencia de *Alternaria*, *Phoma*, *Coniothyrium* y *Botrydiplodia* (Mena y Rosas, 2004; Palomares-Pérez, 2006) a esas pústulas, pero no se ha presentado ninguna evidencia experimental que determine a alguno de estos microorganismos como el agente causal del “cacarizo del nopal”. Con base en lo anterior, y dado que sólo existen referencias informales de este problema, se planteó como objetivo del estudio el conocer las causas que inducen el síntoma del “cacarizo del nopal” en Milpa Alta.

4.4 MATERIALES Y MÉTODOS

Para determinar el agente que causa el síntoma del “cacarizo del nopal” se realizaron cuatro pruebas diferentes. En la primera, se buscaron microorganismos asociados al síntoma en diferentes estados de desarrollo en pencas de un año de edad. En la segunda, se buscaron microorganismos asociados a alguna de las divisiones del cuerpo (cabeza, tórax y abdomen) de chinches rojas provenientes de campo y en contacto con el síntoma. En la tercera se utilizaron insectos vivos colectados en campo para caracterizar el daño que ocasionan al alimentarse. En la cuarta, se realizó un ensayo con glándulas salivales de la chinche roja colectadas en campo. Cladodios sanos, cladodios con la sintomatología del “cacarizo del nopal” e insectos se recolectaron en Milpa Alta, al sureste de la Ciudad de México, entre 19° 04' y 19° 12' LN y los 98° 57' y 99° 08' LO (Rodríguez y López, 2006).

4.4.1 Microorganismos asociados al síntoma del “cacarizo del nopal”

Se realizaron aislamientos de microorganismos asociados con las cicatrices que se forman en los cladodios con el daño denominado “cacarizo del nopal”. Las muestras se obtuvieron mediante un muestreo estratificado basado en la altitud de

los huertos, las características geográficas de la región, la variación en la altitud de la zona y la similitud que presentaban las plantaciones.

La colecta de cladodios se realizó durante dos temporadas, abril de 2009 y 2010. Aunque la sintomatología en plantas está presente todo el año, los muestreos se realizaron en esa temporada debido a que es una de las épocas más propicias para encontrar la chinche roja.

En la temporada del 2009 se colectaron 16 pencas de cuatro sitios de muestreo de la parte norte de la zona productora de nopal verdura de Milpa Alta; cuatro asintomáticas y 12 con el síntoma del “cacarizo del nopal” en sus tres diferentes etapas de desarrollo (inicial, intermedia y final). Durante el 2010, la región se dividió en cinco zonas y en cada zona se eligieron cuatro sitios, para un total de 20 sitios de muestreo (Figura 4.1); de cada sitio se colectó un cladodio asintomático y un cladodio sintomático por cada etapa de desarrollo de la lesión, cubriendo un total de 80 cladodios (20 asintomáticos y 60 con daño).

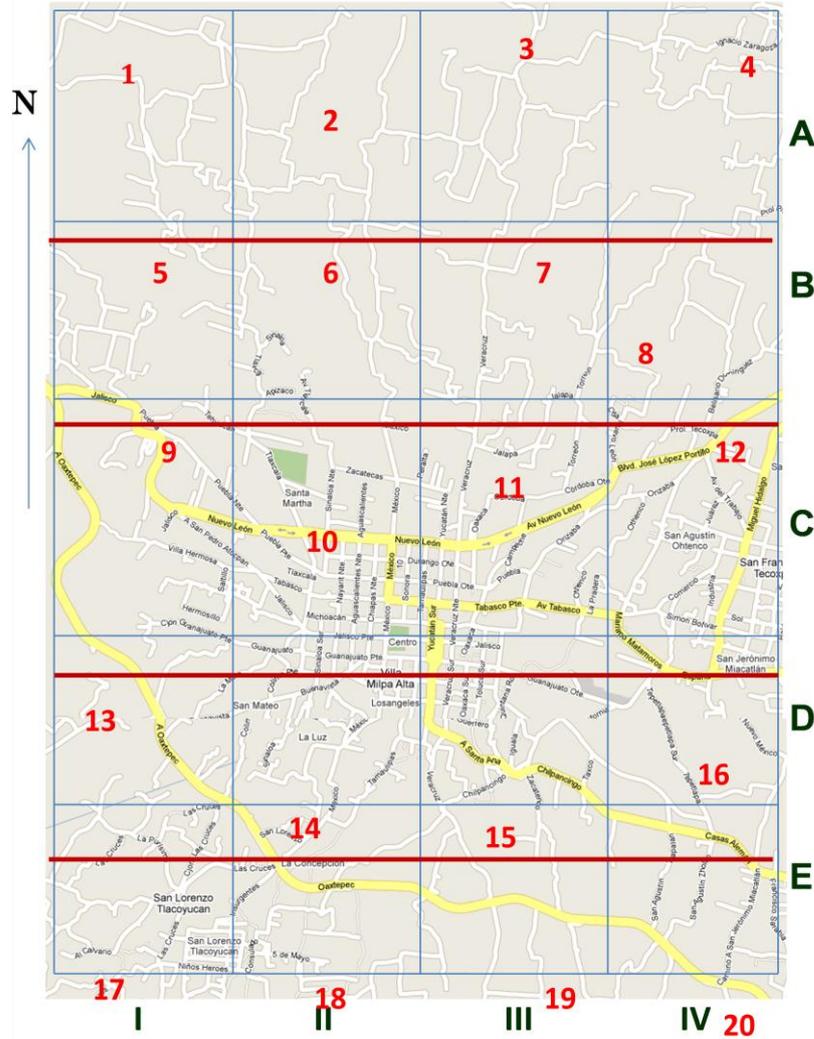


Figura 4.1. Sitios de colecta de cladodios asintomáticos y con el daño del “cacarizo del nopal” en Milpa Alta, Ciudad de México. Las letras corresponden a las zonas de muestreo elegidas por las diferencia altitudinal de la región. Los números corresponden a los sitios de muestreo de cada zona.

De cada cladodio (sintomático y asintomático) se disectaron cuatro fragmentos por cladodio, de aproximadamente 0.5 cm^2 , para el 2009 y 20 para el 2010. Los fragmentos sintomáticos, incluyeron pústulas en diferentes etapas de desarrollo. Todos los fragmentos de cladodio se desinfestaron con alcohol etílico al 70% durante 1 min e hipoclorito de sodio al 0.5% durante 30 s. Posteriormente, se enjuagaron dos veces en agua destilada estéril durante 1:30 min. El exceso de humedad se eliminó colocando el material sobre hojas de papel filtro estéril. Los fragmentos desinfestados se colocaron en cajas Petri con medio de cultivo papa dextrosa agar (PDA). Las cajas Petri se incubaron a $25 \text{ }^\circ\text{C}$ (estufa Retilinea Fanem LTDA) durante 10 días. Una vez concluido el período de incubación se analizaron

las características macro y microscópicas de las colonias. Para su identificación se utilizaron las claves taxonómicas y descriptivas de Barnett y Hunter (1972). Después de la identificación, el microorganismo que se encontró con mayor frecuencia se sometió a pruebas simples de correlación “cacarizo del nopal”-microorganismo. Adicionalmente, dicho microorganismo se purificó y se utilizó para pruebas de patogenicidad en condiciones controladas.

4.4.1.1. Pruebas de patogenicidad

Para realizar las pruebas de patogenicidad sólo se utilizó un cultivo puro del microorganismo que se aisló con mayor frecuencia de las pústulas. Las pruebas se realizaron en cladodios asintomáticos de *O. ficus-indica*, previamente desinfectados con hipoclorito de sodio al 2%. La unidad experimental consistió de un cladodio de un año de edad. El inóculo se preparó a una concentración de 1×10^5 UFC (Unidades Formadoras de Colonias) y se aplicó considerando tres métodos (tratamientos) de inoculación: a) aspersion directa (2mL), b) incisión al cladodio con una aguja de disección estéril seguida de la aspersion de 2 mL del inóculo y c) incisión al cladodio con una aguja estéril previamente frotada en el medio de cultivo del microorganismo. Para cada tratamiento se realizaron ocho repeticiones utilizando un cladodio por repetición (24 cladodios). Por cada forma de inoculación se utilizó un testigo que se inoculó con agua, aguja de disección y caja Petri con PDA, todos previamente esterilizados. Después de las inoculaciones se realizaron observaciones cada 24 horas durante 60 días.

4.4.2 Microorganismos asociados a *H. nigriceps*

En la búsqueda de algún fitopatógeno que pudiera ser transportado en el cuerpo de la chinche roja, se colectaron 74 adultos y 138 ninfas (N3 y N5) de *H. nigriceps* de la zona de estudio durante abril del 2009 y 2010. Los insectos se sacrificaron en cámara letal con acetato de etilo al 99%. Se tomaron imágenes de 10 adultos y 10 ninfas en la Unidad de Microscopía Electrónica del Colegio de Postgraduados, mediante el Microscopio Electrónico de Barrido JEOL modelo JSM-35C. Las imágenes se tomaron de tres zonas de los insectos: zona cefálica

(cabeza, ojos, antenas y rostrum), zona media (tórax, patas y alas) y zona abdominal. Las imágenes se capturaron digitalmente en una computadora personal.

De igual forma, para conocer si existía algún microorganismo en el cuerpo de los insectos 16 adultos y 32 ninfas se colocaron por separado en cajas Petri con PDA, cuatro individuos por caja. Adicionalmente, 48 adultos y 96 ninfas se seccionaron en tres partes; cabeza, tórax-abdomen y rostrum. Cada sección se colocó en una caja Petri con PDA, cuatro fragmentos por caja, siguiendo el procedimiento de desinfestación empleado anteriormente en la sección 4.4.1. Las cajas Petri se colocaron a 25°C (estufa Retilinea Fanem LTDA) durante 10 días

4.4.3 Reproducción de síntomas del “cacarizo del nopal” con la alimentación de la chinche roja (*H. nigriceps*)

En estudios previos se lograron reproducir los síntomas del cacarizo del nopal en trozos de cladodio (de 96 cm²) de más de un año, lo que facilitó realizar ensayos sin necesidad de tener un cladodio completo.

De campo se colectaron 40 individuos (20 adultos y 20 ninfas) que estaban sobre cladodios con síntoma del cacarizo del nopal. Posteriormente los insectos se colocaron de forma individual en 40 fragmentos de cladodios de 96 cm² que procedían de cladodios asintomáticos previamente lavados con agua destilada estéril (20 fragmentos se lavaron previamente con agua destilada estéril y 20 se utilizaron sin lavar). Se permitió que los insectos se alimentaran libremente durante cinco días. Cada insecto y trozo de cladodio se confinó en recipientes de plástico de 1 L, tapados con organza para favorecer la ventilación. Todo el material se mantuvo en laboratorio en condiciones controladas (25±2 °C, 60± 0% H.R. y un fotoperíodo de 14:10 horas L:O). Los cladodios se evaluaron a intervalos de 24 horas, durante un período de 60 días. Se realizaron pruebas de correlación de la alimentación del insecto y “cacarizo del nopal”. Se utilizaron dos fragmentos de cladodio como testigo, uno lavado con agua destilada estéril y otro sin lavar.

4.4.4 Inoculación de las glándulas salivales en cladodios sanos

Para realizar este ensayo se emplearon 16 secciones de cladodios asintomáticos de 96 cm² cada uno (ocho se lavaron previamente con agua destilada estéril y ocho se utilizaron sin lavar). En cada sección de cladodio se realizó una incisión en el tejido, con un alfiler fino de 1 cm de largo por 0.5 mm de grosor, para simular la alimentación de la chinche roja. En cada incisión se colocó y maceró un par de glándulas salivales de adultos de *H. nigriceps* que estuvieron en contacto con plantas sintomáticas del cacarizo del nopal. Los trozos de cladodio se colocaron en las mismas condiciones controladas que el ensayo previo (25±2 °C, 60 ± 10% H.R.).

El experimento se dispuso en un diseño experimental completamente al azar con dos tratamientos (fragmentos de cladodio lavados con agua destilada y fragmentos de cladodios sin lavar), con ocho repeticiones e incluyeron dos testigos (incisión de aguja en cladodio limpio e incisión de aguja en cladodio sin lavar). La variable respuesta fue la aparición del síntoma del “cacarizo del nopal” evaluado durante 60 días. Se realizaron pruebas de correlación de inoculación glándulas salivales-“cacarizo del nopal”.

4.5 RESULTADOS

4.5.1 Microorganismos asociados a la sintomatología del “cacarizo del nopal”

Se desarrollaron colonias de hongos tanto en las secciones de cladodios sintomáticos con el daño del “cacarizo del nopal” como en los cladodios asintomáticos sembrados en PDA. Las preparaciones microscópicas de estas colonias revelaron la presencia de cinco géneros de hongos (Cuadro 4.1).

Cuadro 4.1. Hongos aislados en 1664 fragmentos (64 para el 2009 y 1600 para el 2010) de cladodios con el síntoma del “cacarizo del nopal” procedentes de Milpa Alta, Ciudad de México.

Género	Año 2009 (%)	Año 2010 (%)
<i>Alternaria</i> sp.	4.68	2.12
<i>Phoma</i> sp.	0.31	0.44
<i>Cladosporium</i> sp.	2.81	0.25
<i>Stemphyllum</i> sp.	0.78	0.19
<i>Curvularia</i> sp.	0	0.19

El hongo que se recuperó con mayor frecuencia fue *Alternaria* sp. Aunque esta especie se encontró en todas las fases de desarrollo del “cacarizo del nopal”, incluyendo una mínima cantidad (0.25%) en 400 cortes en cladodios asintomáticos para el año 2010, el análisis de correlación “cacarizo del nopal”- *Alternaria* sp. indicó una correlación débil ($r = - 0.01133$), lo que indica que en las condiciones en que se desarrolló este trabajo no se logró encontrar ninguna relación entre el “cacarizo del nopal” y este fitopatógeno en campo.

4.5.1.1 Pruebas de patogenicidad

El género *Alternaria* sp., encontrado con mayor frecuencia, no reprodujo los síntomas del “cacarizo del nopal” (clorosis, pústulas, cicatrices o costras). La apariencia del tejido inoculado resultó idéntica a la observada en los testigos, situación que podría indicarnos la poca probabilidad de que este hongo sea el causante del daño conocido como “cacarizo del nopal”.

4.5.2 Microorganismos asociados a *H. nigriceps*

En el Microscopio Electrónico de Barrido se observaron esporas y micelio en la cabeza y rostrum de ninfas y adultos de la chinche roja (Figuras 4.2 y 4.3).

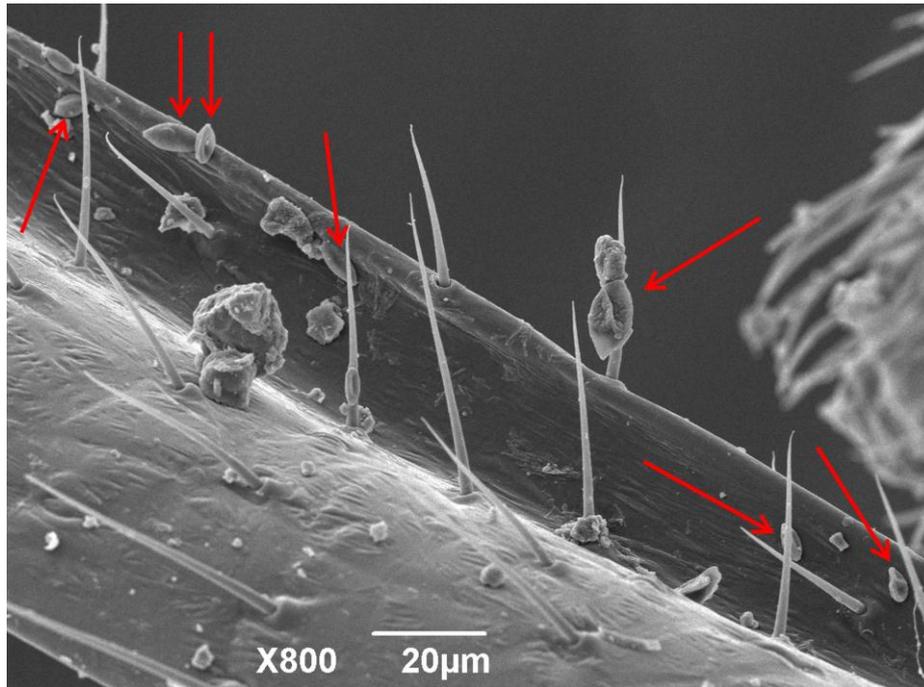


Figura 4.2. Esporas presentes en el rostrum de *H. nigriceps*.

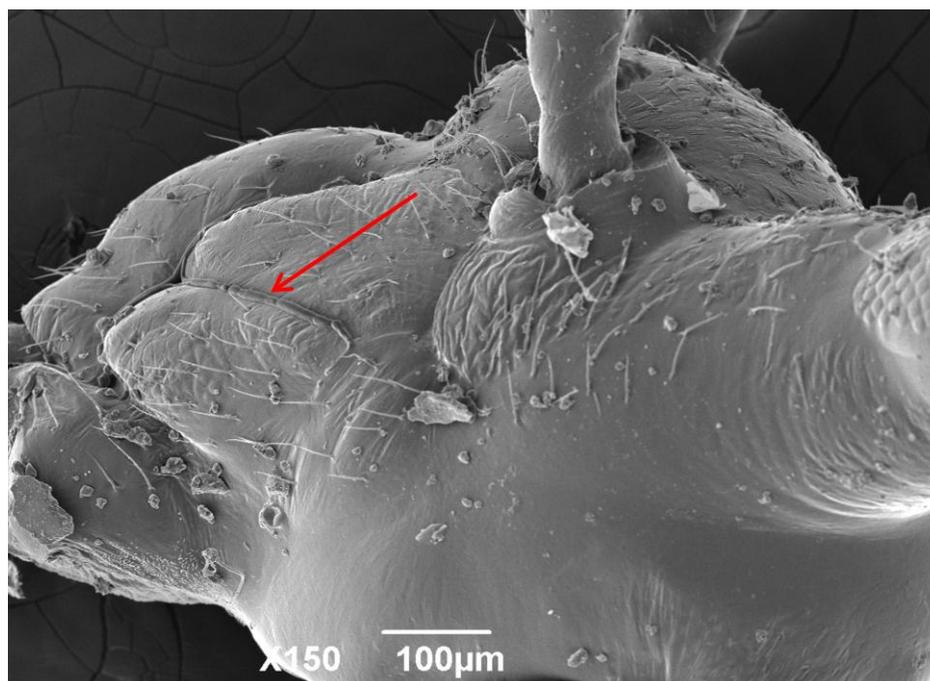


Figura 4.3. Crecimiento micelial en el rostrum de la chinche roja *H. nigriceps*.

A pesar de que se observó crecimiento micelial y conidios en algunas muestras de insectos (microscopio de barrido) no se presentó crecimiento de microorganismos en ninguna de las partes de *H. nigriceps* (ejemplares completos y disectados) que se sembraron en las 192 preparaciones con PDA.

4.5.3 Reproducción de síntomas del “cacarizo del nopal” con la alimentación de la chinche roja (*H. nigriceps*)

De 201 sitios de alimentación de la chinche roja se manifestaron 52 pústulas con el daño inicial del “cacarizo del nopal” (Figura 4.4) y únicamente en dos se desarrolló el daño final típico (Figura 4.5). Considerando todos los sitios de alimentación del insecto y la presencia de síntomas iniciales del “cacarizo del nopal” se encontró una alta correlación entre la alimentación de la chinche roja y el “cacarizo del nopal” ($r = 0.8619$).

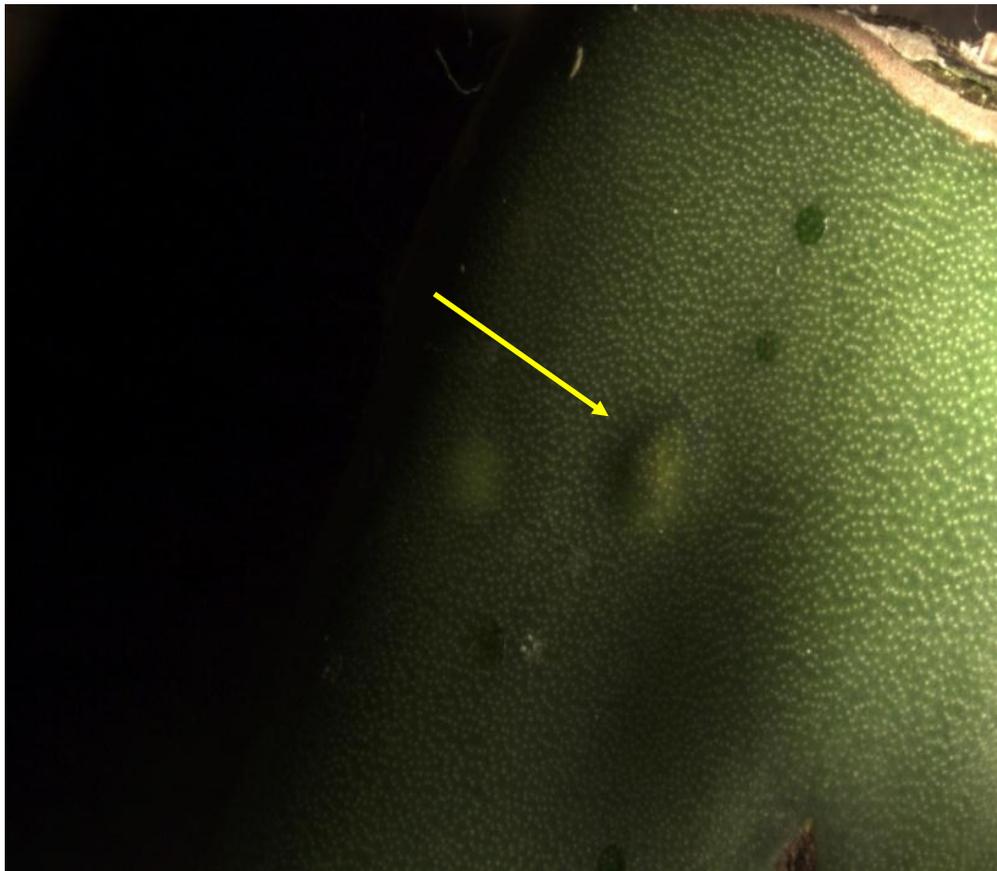


Figura 4.4. Pústulas correspondientes a la fase inicial del “cacarizo del nopal” ocasionada por la alimentación de *H. nigriceps*, sobre nopal verdura *O. ficus-indica* ($25\pm 2^\circ\text{C}$, $60\pm 10\%$ H.R. y 14:10 h luz: obscuridad).



Figura 4.5. Pústulas correspondientes a la fase final del “cacarizo del nopal” ocasionada por la alimentación de *H. nigriceps*, sobre nopal verdura *O. ficus-indica* ($25\pm 2^\circ\text{C}$, $60\pm 10\%$ H.R. y 14:10 h luz: obscuridad).

No se aisló algún microorganismo de las pústulas que se produjeron por la alimentación de los insectos mantenidos bajo condiciones de laboratorio.

4.5.4 Inoculación de las glándulas salivales en cladodios sanos

De 32 sitios donde se realizó una incisión con alfiler y se maceraron las glándulas salivales de la chinche roja sólo se lograron producir 12 pústulas que pudieran ser similares a la fase inicial del síntoma del “cacarizo del nopal”. Esto se puede observar en la Figura 4.6, en donde se aprecia un abultamiento del tejido del cladodio, en comparación con el testigo donde sólo se puede apreciar la cicatriz ocasionada por la incisión del alfiler (Figura 4.7). Considerando todos los sitios de inoculación con el contenido de las glándulas salivales y la presencia de síntomas iniciales del “cacarizo del nopal” se encontró una correlación de $r= 0.5992$ indicando con esto que existe relación entre ambos.

Las pústulas obtenidas no mostraron crecimiento de microorganismo, por lo que no se realizaron pruebas de patogenicidad.



Figura 4.6. Pústula correspondiente a la fase inicial del “cacarizo del nopal” ocasionada por la inoculación de glándulas salivales de *H. nigriceps* en nopal verdura *O. ficus-indica* ($25\pm 2^{\circ}\text{C}$, $60\pm 10\%$ H.R. y 14:10 h luz: oscuridad).

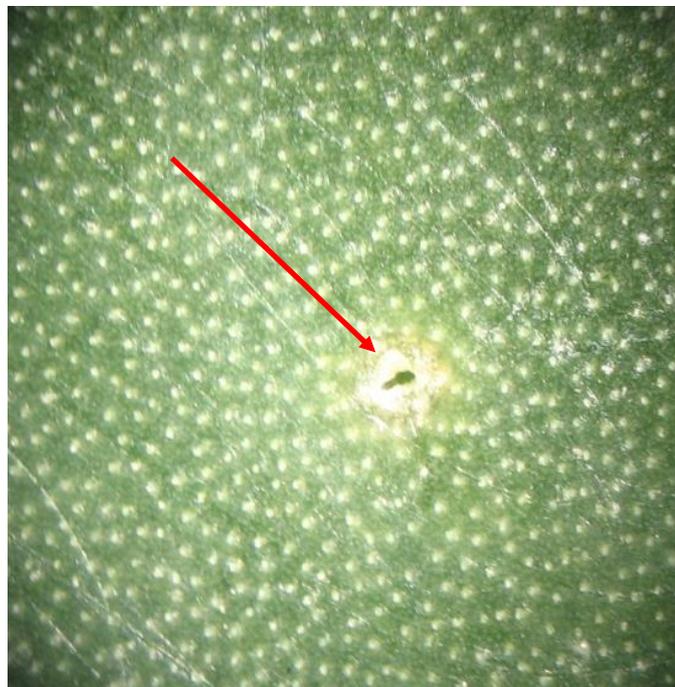


Figura 4.7. Testigo. Simulación de la alimentación de *H. nigriceps* sobre nopal verdura *O. ficus-indica* utilizando una aguja fina. La flecha señala la cicatriz ocasionada por este efecto.

4.6 DISCUSIÓN

Ninguno de los cladodios inoculados con *Alternaria* sp. y con agua destilada desarrollaron el síntoma del “cacarizo del nopal”, lo que indica, bajo las condiciones en las que se desarrolló este trabajo, que este patógeno no es el agente causal del “cacarizo del nopal”. Cabe señalar que *Alternaria* crece como contaminante en medios de cultivo y en tejido vegetal muerto, además hay muchas especies que son saprófitas, lo que sugiere que este hongo pudo llegar como contaminante de las pústulas que se desarrollan en el cladodio. Por otro lado, Montilla *et al.* (1999) hacen referencia a la gran diversidad de microorganismos que se pueden encontrar conviviendo de forma epífita, o saprófaga, en diversas plantas. Estos autores mencionan la presencia de 11 géneros de hongos en las hojas de *Eucalyptus grandis*, entre ellos *Alternaria* sp., *Cladosporium* sp., y *Curvularia* sp. En el cultivo del café Arizaleta y Pineda (1999) encontraron que los hongos *Penicillium*, *Rhizoctonia*, *Mucor*, *Pythium*, *Phomopsis*, *Rhizopus*, *Colletotrichum*, *Pestalotia* y *Nigrospora* formaban parte de la microflora epifítica de ese cultivo, y que no causaban aparentemente ningún daño.

Se detectó la presencia de micelio y esporas en el cuerpo de *H. nigriceps* pero no fue posible reproducir ninguno de esos hongos en PDA. De esta manera no se puede asegurar que se trata de algún fitopatógeno asociado con los insectos. Quizá sea recomendable que en trabajos futuros se incluyan diferentes medios de cultivo para identificar los hongos que se encuentran asociados con estos insectos, y después determinar si alguno de ellos pudiera tener algún potencial como fitopatógeno. Algunos autores mencionan la presencia de hongos que viven de forma permanente en el cuerpo de insectos sin afectar su comportamiento, como en el caso de las abejas (Gilliam y Prest, 1972; Gillian y Prest, 1977), termitas (Zoberi y Grace, 1990), lepidópteros (Ismail y Abdel-Sater, 1993), mosquitos (Moore, 1971; Scheleint *et al.*, 1985; Costa y Oliveira, 1998), escarabajos (Moore, 1971) y cucarachas (Moraes *et al.* 2000). A los hemípteros se les ha asociado con una variedad de hongos (Agrios, 1980), pero en varios casos esta relación consiste en una asociación tipo forética (Mitchell, 2004) como sucede con *Nematospora coryli* Peglion que se ha aislado del cuerpo de algunos pentatómidos e inoculado en plantas de pistache sin reproducir daño alguno (Leach y Clulo, 1943).

La alimentación de la chinche roja sobre cladodios de nopal indujo algunos de los síntomas típicos del “cacarizo del nopal”, como previamente lo reportaron (Palomares-Pérez *et al.* 2010), pero además no se logró recuperar algún fitopatógeno de algunos cortes que se realizaron de esos síntomas. Estas observaciones sugieren que la saliva de la chinche roja pudiera estar involucrada con estos síntomas.

Diversos autores indican que insectos chupadores insertan sus estiletes en el tejido de las plantas hospederas e inyectan saliva tóxica que se deposita o se extiende a través de los tejidos circundantes afectando su estado fisiológico (Smith 1920; Painter 1928; Leach y Smee 1933; Johnson 1936; Carter, 1939; Baker *et al.* 1946; Carter, 1962; Nuorteva y Reinius 1953; Nuorteva 1954; Lodos 1967; Miles 1969; Tingey y Pillemer 1977; Eggermann y Bongers 1980). Hori (2000) menciona la presencia de diversas sustancias en los fluidos de la saliva y glándulas salivales de hemípteros que afectan la fisiología de las plantas. Míridos de la subfamilia *Bryocorine*, donde se ubica a *H. nigriceps* (*Bryocoropsis laticollis* Schumacher, *Distantiella theobroma* Distant, *Helopeltis bergrothi* Reuter, *Helopeltis clavifer* Walker, *Helopeltis corbisieri* Schmitz y *Sahlbergella singularis* Haglund) inyectan durante su alimentación, saliva que contiene enzimas que afectan el tejido de la planta (Miles, 1972; Miles y Taylor, 1994; Schaefer y Panizzi, 2000).

Los síntomas del daño ocasionado por la inoculación de sustancias tóxicas—saliva— durante la alimentación de los insectos van de simples puntos cloróticos hasta la hendidura o malformaciones como es el caso de *Lygus hesperus* Knight en el cultivo de algodón (Strong, 1970), o *D. teobroma* y *S. singularis* en el cultivo del cacao; estas especies, al alimentarse de la mazorca, ocasionan una mancha parda oscura o negra (Urquhart, 1963; Anikwe *et al.*, 2009). Debido a que se ha comprobado que varios míridos pueden ocasionar algún tipo de daño por la inyección de saliva, se debe continuar explorando esta posibilidad para explicar el “cacarizo del nopal”. En este trabajo se iniciaron algunos ensayos para lograr reproducir el “cacarizo del nopal” directamente con la maceración de glándulas salivales de chinche roja; no obstante, los resultados no fueron concluyentes.

De acuerdo a lo expuesto anteriormente, y en las condiciones en que se desarrolló este trabajo, no existe evidencia suficiente para decir que el síntoma del “cacarizo del nopal” es producido por algún hongo fitopatógeno, por lo que se sugiere continuar con trabajos químicos y enzimáticos de la saliva de la chinche roja para realizar bioensayos más efectivos y definir cuál es el origen de este síntoma.

4.7 LITERATURA CITADA

- Agrios G. 1980. Insect involvement in the transmission of fungal pathogens, p. 293-324. *Inn*: Maramorosch K. and K. Harris (eds.), Vectors of plant pathogens. New York, Academic Press, 467p.
- Agrios G.N. 2007. Fitopatología. 2a. ed. México: Limusa, p 35.
- Anderson E. F. 2001. The Cactus Family. Timber Press. Portland, Oregon. pp. 37 – 41.
- Anikwe J. C., A. A. Omoloye and F. A. Okelana. 2009. Field evaluation of damage caused by mirid, *Sahlbergella singularis* Haglund to selected cocoa genotypes in Nigeria. Bioscience Research Communications 21 (6): 253-262.
- Arizaleta M, J. Pineda. 1999. Microflora epifítica en el cultivo del cafeto (en línea). *En*: Congreso de Fitopatología. Barquisimeto, VE, Universidad del Zulia. Disponible en <http://www.redpav-fpolar.info.ve/fitopato/index.html>.
- Ayala-Escobar V., M. de J. Yáñez-Morales, U. Braun, J. Z. Groenewald and P. W. Craus. 2006. *Pseudocercospora opuntiae* sp. nov., the causal organism of cactus leaf spot in Mexico. Fungal Diversity 21: 1-9.
- Backeberg C. 1977. *Cactus Lexicon*. Blandford Press Poole Dorset Pp.517-541.
- Baker K. F., W. C. Snyder, and A. H. Holland. 1946. *Lygus* bug injury of lima bean in California. Phytopathology 36: 494–503.
- Badii M. H. and A. E. Flores 2001. Prickly pear cacti pests and their control in Mexico. Florida Entomologist 84: 503-505.
- Barbera G., F. Carimi and P. Inglese. 1992. Past and present role of the indian-fig prickly-pear (*Opuntia f icus-indica* (L.) Miller, Cactaceae in the agricultura of Sicily. Economic Botany 46: 10-20.
- Barnett H. L. and B.B. Hunter. 1972. Illustrated genera of imperfect fungi. Mc Millan Publishing Company. Fourth Edition. New York. 218 p.
- Blodgett J. T. and W. T. Swart. 2002. Infection, colonization and disease of *Amaranthus hybridus* leaves by the *Alternaria tenuissima* group. Plant Disease 86: 1199-1205.

- Carter W. 1939. Injuries to plants caused by insect toxins. *Botanical Review* 5: 273–326.
- Carter W. 1962. *Insects in Relation to Plant Disease*. Inter-science Publisher, London, U.K. 705 pp.
- Costa G. L. and P. C. Oliveira. 1998. *Penicillium* species in mosquitoes from two Brazilian regions. *Journal Basic Microbiology* 38: 343-347.
- Eggermann W. and J. Bongers. 1980. Die Bedeutung des wasserigen Speichelsekrets für die Nahrungsaufnahme Von *Oncopeltus fasciatus* und *Dysdercus fasciatus*. *Entomologia Experimentalis Applicata* 27: 169–178.
- FAO. 1995. Conservación y utilización sostenible de los recursos fitogenéticos de America Central y México. San José, Costa Rica.
- FAO. 1999. Agroecología, cultivo y usos del Nopal. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. Roma, Italia.
- Flores C. A., J. M. De Luna y P. P. Ramírez. 1996. Mercado mundial del nopalito. ASERCA-SIESTAAM UACH. Edo. De México. 145 pp.
- García O. P. 1997. Conservación del nopal mínimamente procesado. Universidad Autónoma Chapingo. 110 p.
- Gilliam M. and D. B. Prest. 1972. Fungi isolated from the contents of foraging worker honey bees, *Apis mellifera*. *Journal of Invertebrate Pathology* 20: 101-103.
- Gilliam M. and D. B. Prest. 1977. The mycoflora of selected organs of queen honey *Apis mellifera*. *Journal of Invertebrate Pathology* 29: 235-237.
- Granados D. y A. Castañeda. 1991. *El Nopal*. Editorial Trillas. México. 227 p.
- Griffith M. P. 2004. The origins of an important cactus crop, *Opuntia ficus-indica* (Cactaceae): new molecular evidence. *American Journal Botanic* 91: 1915-1921.
- Hori K. 1968. Feeding behavior of the cabbage bug, *Eurydema rugosum* Motschulsky (Hemiptera: Pentatomidae) on the cruciferous plants. *Applied Entomology and Zoology* 3: 26–36.
- Hori K. 2000. Possible Causes of Disease Symptoms Resulting from the Feeding of Phytophagous Heteroptera, p. 11-35. In Schaefer C. W. and R. A. Panizzi (eds.). 2000. *Heteroptera of Economic Importance*. Boca Raton, CRC press, 828 p.
- Ismail M. A. and M. A. Abdel-Sater. 1993. Fungi associated with Egyptian cotton leaf worm *Spodoptera littoralis* Boisdoval. *Mycopathology* 124: 79-86.

- Jezorek H. A., P. D. Stiling and J. E. Carpenter. 2010. Targets of an Invasive Species: Oviposition Preference and Larval Performance of *Cactoblastis cactorum* (Lepidoptera: Pyralidae) on 14 North American Opuntoid Cacti. *Environmental Entomology* 39 (6):1884-1892.
- Johnson C. G. 1936. The biology of *Leptobyrsa rhododendri* Horváth (Hemiptera, Tingidae), the rhododendron lacebug. *Annals of Applied Biology* 24: 342–355.
- Leach J.G. and G. Clulo. 1943. Association between *Nematospora phaseoli* and the green stink bug. *Phytopathology* 33: 1209-1211.
- Leach R. and C. Smee. 1933. Gnarled stem canker of tea caused by the capsid bug (*Helopeltis bergrothi* Reut.). *Annals of Applied Biology* 20: 691–706.
- Le Houérou H. N., G. F. Popov and L. See. 1993. Agro-Bioclimatic classification of África. *Agrometeorology Series N° 6*. Rome, Italy: FAO 227 pp.
- Lodos N. 1967. Contribution to the biology of and damage caused by the cocoa coreid, *Pseudothrips devastans* Dist. (Hemiptera-Coreidae). *Ghana Journal Science* 7: 87–102.
- Mann J. 1969. Cactus-feeding insects and mites. Bull. 256. Smithsonian Institution. U.S. National Museum Washington. D. C. 158 pp.
- Marley P. S. and A. M. Malgwi. 1999. Influence of headbugs (*Eurystylus sp.*) on sorghum grain mould in the Nigerian savanna. *Journal of Agricultural Science* 132 (part 1): 71-75.
- Martínez D. S. S. 2007. Pruebas de Patogenicidad *in vitro* com Microorganismos Aislados de Palmas Afectadas por Marchitez Letal. *Microbiología Agrícola y Veterinaria*. Facultad de Ciencias. Pontificado Universidad Javeriana. Bogotá, Colombia 112 p.
- Martínez J. L., A. Pescador. R. Lezama, O. Rebolledo, J. Molina, M López y A. Betancourt. 2005. Asociación de la chinche apestosa *Oebalus mexicanus* con el hongo *Fusarium moniliforme* causante del tizón de la panoja del sorgo, en la Ciénega de Chapala, Jalisco, México. *Avances en Investigación Agropecuaria* 9(1) 1-7.
- Mena C. J. y G. S. Rosas. 2004. Guía para el Manejo Integrado de las Plagas del Nopal Tunero. Campo experimental Zacatecas. INIFAP. SAGARPA. Zacatecas, México. Publicación especial No.14. 34 pp.
- Miles P. W. 1969. Interaction of plant phenols and salivary phenolases in the relationship between plants and Hemiptera. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 12: 736–744.
- Miles P. W. 1972. The saliva of Hemiptera. *Advances in Insect Physiology* 9: 183–255.

- Miles P. W. and G. S. Taylor. 1994. "Osmotic pump" feeding by coreids. *Entomologia Experimentalis et Applicata* 73: 163–173.
- Mitchell P. L. 2004. Heteroptera as vectors of plant pathogens. *Neotropical Entomology* 33 (5) 519-545.
- Montilla J, J. Pineda y D. Rodríguez. 1999. Microflora de la filosfera de árboles de *Eucalyptus camaldulensis* (en línea). *Fitopatología Venezolana*. En: Congreso Venezolano de Fitopatología. Barquisimeto, VE, Universidad del Zulia. Disponible en <http://www.redpav-fpolar.info.ve/fitopato/index.html>
- Moore G. E. 1971. Mortality factors caused by pathogenic bacteria and fungi of the southern pine beetle in North Carolina. *Journal of Invertebrate Pathology* 17: 28-37.
- Moraes A. M. L., A. C. V. Junqueira, G. L. Costa, V. Celano, P. C. Oliveira and J. R. Coura. 2000. Fungal flora of the digestive tract of 5 species of triatomines vectors of *Trypanosoma cruzi*, Chagas, 1909. *Mycopathol* 151: 41-48.
- Nobel P. S. 1998. *Los Incomparables Agaves y Cactus*. Ed. Trillas. México D. F. 166 p.
- Nobel P. S. 2002. *Cacti: Biology and Uses*. University of California Press. 280 p.
- Nuorteva P. and L. Reinius. 1953. Incorporation and spread of C14-labeled oral secretions of wheat bugs in wheat kernels. *Annales Entomologici Fennici* 19: 95–104.
- Nuorteva P. 1954. Studies on the salivary enzymes of some bugs injuring wheat kernels. *Annales Entomologici Fennici* 20: 102–124.
- Painter R. H. 1928. Notes on the injury to plant cells by chinch bug feeding. *Annals of the Entomological Society of America* 21: 232–242.
- Palomares-Pérez M. 2006. Etiología del cacarizo del nopal verdura (*Opuntia* sp.) en Milpa Alta, D. F. Tesis de Maestría en Ciencias, Departamento de Parasitología, Universidad Autónoma Chapingo. 79 pp.
- Palomares-Pérez M., E. Rodríguez-Leyva, H. Brailowsky, y S. Ramírez-Alarcón. 2010. First record of *Hesperolabops nigriceps* Reuter (Hemiptera: Miridae) on *Opuntia ficus-indica* L. (Miller) in Milpa Alta, México City. *Neotropical Entomology* 39 (5) 829-830.
- Quezada-Salinas A., J. S. Sandoval-Islas, D. Alvarado-Rosales y E. Cárdenas-Soriano. 2006. Etiología de la mancha negra del nopal (*Opuntia ficus-indica* Miller) en Tlalnepantla, Morelos, México. *Agrociencia* 40: 641-643.
- Rebman J. P. and D. J. Pinkava. 2001. *Opuntia* cacti of north America—an overview. *Florida Entomologist* 84 (4): 474-483.

- Rodríguez, L. J. 2005. Gaceta geográfica. La UNAM desarrolla indicadores para optimizar el uso de recursos ambientales en Milpa Alta. Año1, No.4. pp. 1-3.
- Rodríguez G. M y López, B. J. 2006. Caracterización de unidades biofísicas a partir de indicadores ambientales en Milpa Alta, Centro de México. Investigaciones Geográficas, Boletín del Instituto de Geografía, UNAM , Núm. 60, pp. 46-61.
- Rotem J. 1994. The Genus *Alternaria*. Biology, Epidemiology and Pathology. APS Press. Minnesota, USA. 326 p.
- Russell C. E. 1990. Estabilización de la productividad en regiones semiáridas: el caso de un sistema silvopastoril cactus/leguminosas. *Interciencia* 15: 272-277.
- Schaefer C. W. and R. A. Panizzi. 2000. Heteroptera of Economic Importance. Boca Raton, U. S. A. CRC press, 828 p.
- Schlein Y., I. Polacheck and B. Yuval. 1985. Mycoses, bacterial infections and antibacterial activity in sandflies and their possible role in the transmission of Leishmaniosis. *Parasitology* 90: 57-66.
- Shortt B. J., J. B. Sinclair, C. G. Helm, M. R. Jeffords and M. Kogan. 1982. Soybean seed quality losses associated with bean leaf beetles and *Alternaria tenuissima*. *Phytopathology* 72(6). 615-618.
- SIAP. Servicio de Información Agropecuaria y Pesquera. 2011. Anuario Estadístico de la Producción Agrícola, 2009. [en línea] http://www.siap.gob.mx/index.php?option=com_wrapper&view=wrapper&Itemid=350
- Skiles R. L. 1953. Purple and brown blotch of onions. *Phytopatology* 43: 409-412.
- Smith K. M. 1920. Investigation of the nature and cause of the damage to plant tissue resulting from the feeding of capsid bugs. *Annals of Applied Biology* 7: 40-55.
- Soberon J., J. Golubov and J. S. Arukhán. 2001. The importance of *opuntia* in mexico and routes of invasion and impact of *Cactoblastis cactorum* (Lepidoptera: Pyralidae) *Florida Entomologist* 84(4): 486-492.
- Strong F. E. 1970. Physiology of injury caused by *Lygus hesperus*. *Journal Economic Entomology* 63: 808-814.
- Tingey W. M. and E. A. Pillemer. 1977. *Lygus* bugs: crop resistance and physiological nature of feeding injury. *Bulletin of the Entomological Society of America* 23: 277-287.
- Urquhart D. H. 1963. Cacao. Instituto Interamericano de Ciencias Agrícolas de la O.E.A. Turrialba Costa Rica. 311 p.

- Varis A.L. 1972. The biology of *Lygus rugulipennis* Popp. (Het., Miridae) and the damage caused by this species to sugar beet. *Annales Agriculturae Fenniae* 11: 1–56.
- Vigueras A. L. G. and L. Portillo. 2001. Uses of *opuntia* species and the potential impact of *cactoblastis cactorum* (Lepidoptera: Pyralidae) in Mexico. *Florida Entomologist* 84(4): 493-498.
- Zenil-Ferrero F. y Gutiérrez-Castorena E. V. 2011. Control cultural y químico de la chinche roja (*Hesperolabops nigriceps* Reuter) en nopal verdura (*Opuntia ficus-indica*). 1^{er} Congreso de investigaciones modulares y trabajos terminales 2011. Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Xochimilco.
- Zoberi M. H. and K. Grace. 1990. Fungi associated with subterranean termite *R. flavipes* in Ontario. *Mycologia* 82: 289-294.

CAPITULO V

5.1 CONCLUSIONES GENERALES

En México, el nopal (*O. ficus-indica*) se utiliza principalmente como verdura y en Milpa Alta, al sur de la Ciudad de México, se encuentra la zona productora más importante de esta hortaliza en el mundo. En esta zona existe una sintomatología denominada cacarizo del nopal y, con este trabajo, se determinó su distribución en la zona productora (56%), con cierta tendencia hacia la parte poniente, y con una severidad moderada (10%) donde los cladodios maduros son siempre los más afectados.

Se presenta, por primera vez, información completa de la biología de *Hesperolabops nigriceps* y se documenta la forma alargada del huevo, la oviposición de manera individual en el tejido de los cladodios de *O. ficus-indica*, el prolongado periodo de incubación (alrededor de 280 días) que hace que la especie presente un ciclo al año. Esta especie también tiene un cierto dimorfismo sexual basado en el color rojo del abdomen de los machos en comparación con el color negro de las hembras.

De acuerdo a las condiciones en que se desarrolló este trabajo, no existe evidencia suficiente para afirmar que el “cacarizo del nopal” es de origen patogénico; pero sí que la chinche roja mantiene una relación importante con el síntoma del “cacarizo del nopal”. Adicionalmente, se necesita continuar con trabajos químicos y enzimáticos de la saliva de la chinche roja para realizar bioensayos efectivos que permitan concluir si ésta es el agente causal del “cacarizo del nopal”, o si existen algunos otros factores involucrados para la expresión de ese síntoma.