



Universidad Autónoma Chapingo

DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGÍA AGRÍCOLA

**MORFOMETRÍA DE DOS ESPECIES DE CHINCHE
ROJA (*Hesperolabops nigriceps* Reuter y
Hesperolabops gelastops Kirkaldy) (Hemíptera:
Miridae) ASOCIADAS A *Opuntia* sp.**

TESIS

**QUE COMO REQUISITO PARCIAL
PARA OBTENER EL GRADO DE:**

MAESTRO EN CIENCIAS EN PROTECCIÓN VEGETAL



DIRECCIÓN GENERAL ACADÉMICA
DEPTO. DE SERVICIOS ESCOLARES
ORIGINA DE EXAMENES PARciales

PRESENTA:

HERNÁNDEZ VITAL ELVIA AZUCENA

Chapingo, México. Febrero de 2010.



MORFOMETRÍA DE DOS ESPECIES DE CHINCHES ROJAS
(*Hesperolabops nigriceps* Reuter y *Hesperolabops gelastops*
Kirkaldy) (Hemiptera: Miridae) asociadas a *Opuntia* sp.

Tesis realizada por **Elvia Azucena Hernández Vital** bajo la dirección del Comité Asesor indicado, aprobado por el mismo y aceptado como requisito parcial para obtener el grado de:

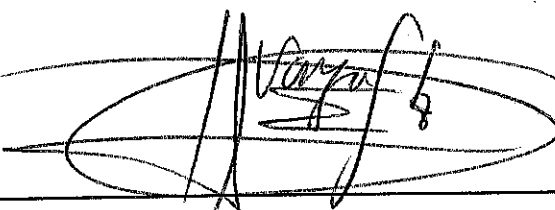
MAESTRO EN CIENCIAS EN PROTECCIÓN VEGETAL

DIRECTOR:



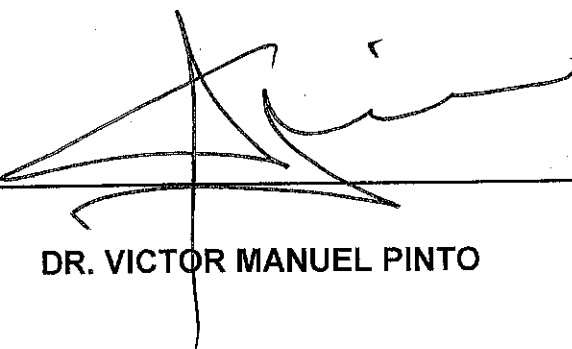
DR. SAMUEL RAMÍREZ ALARCÓN

ASESOR:



DR. MATEO VARGAS HERNÁNDEZ

ASESOR:



DR. VÍCTOR MANUEL PINTO

Chapingo, México, Febrero de 2010.

AGRADECIMIENTOS

A la **Universidad Autónoma Chapingo**, mi alma mater y especialmente al **Departamento de Parasitología Agrícola** que mediante el Programa de Protección Vegetal, me dieron la oportunidad de cursar mis estudios de Postgrado.

Al **Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología** (CONACYT) por el financiamiento otorgado para realizar mis estudios de Postgrado.

Al **Consejo Mexiquense de Ciencia y Tecnología**, por el apoyo económico otorgado para la realización de la Tesis de Maestría.

A mi director de Tesis, **Dr. Samuel Ramírez Alarcón** por su amistad, apoyo permanente durante mi estancia en el posgrado y por sus sugerencias para el desarrollo de esta investigación.

Al **Dr. Mateo Vargas Hernández** por su apoyo y tiempo brindado, sobre todo por sus sugerencias para llevar a una buena culminación este trabajo de investigación.

Al **Dr. Víctor Manuel Pinto**, por su apoyo, sugerencias, consejos para terminar mi trabajo de investigación.

Al **M.C Jorge Valdez** por la explicación de algunos temas de mi investigación y por su tiempo para la toma de fotografías.

Al **Dr. Harry Brailovsky**, taxónomo especialista del Instituto de Biología de la UNAM, por la corroboración en la identificación las dos especies de chinche.

Al **M.C. Martín Palomares Pérez** por su apoyo para las colectas de las especies, por su amabilidad y sugerencias para el desarrollo de la presente investigación.

A **Mari** por todo el apoyo que recibí durante mi estancia en la maestría y sobre todo por su gran amistad.

A cada uno de los Profesores del Programa de Protección Vegetal, por la formación profesional otorgada durante mi estancia en el Posgrado.

A mis compañeros y amigos de generación: **Adan, David, Ismael y Ulises** por su apoyo y amistad; y a mis amigos **Lupita, Cindy, Manuel, Quezada, Manuel, Vicente** por su amistad y por todos los momentos compartidos durante mi estancia en el posgrado.

A todas aquellas personas que de alguna forma contribuyeron a la realización de mi investigación y con los que compartí agradables momentos durante mi estancia en la maestría.

DEDICATORIA

A **Dios**, por darme la vida, fortaleza, por permitirme culminar esta meta fijada en mi vida profesional.

A mis padres **Rafael Hernández** y **Martha Guadalupe Vital**, por su cariño y comprensión, por el apoyo que siempre me han brindado, por su paciencia que han tenido para qué siempre logre mis objetivos. Gracias

A mis hermanos:

Martha Alejandra ^(†) Por que aunque no estas presente, se que siempre contare contigo. Te extraño

Carlos Rafael: Por tu apoyo, amistad, por ser como eres.

A **Katy, Ana y Xally** por ser la alegría en la familia y un motivo para seguir adelante.

A mi cuñada **Elizabeth Ramírez** por su apoyo y fortaleza que ha mostrado desde el tiempo que la conozco.

A ti que eres alguien especial.

A todos mis amigos.

Sinceramente Elvia

DATOS BIOGRÁFICOS

Elvia Azucena Hernández Vital

Nació en México, D.F, el 28 de Mayo de 1981. Realizó sus estudios básicos en San Andrés Chiautla, Estado de México. En 1996 ingreso a la Universidad Autónoma Chapingo donde realizó sus estudios de preparatoria, posteriormente en 1999 ingreso al Departamento de Parasitología Agrícola de la misma Universidad donde realizó sus estudios de Licenciatura, en el 2003 concluyó sus estudios satisfactoriamente, obteniendo el título de Ingeniero Agrónomo especialista en Parasitología Agrícola. Su trabajo profesional inició en el municipio de Villa Guerrero, Estado de México, donde se dedico a la supervisión de calidad de flores de corte y follaje.

Para el año 2007 se incorpora al Programa de Protección Vegetal, del departamento de Parasitología Agrícola, en donde realizó sus estudios de posgrado para obtener el grado de Maestro en Ciencias con el presente trabajo de investigación.

**“El deseo de saber y de superación
es innato en el corazón del hombre”**

Benito Juárez

INDICE GENERAL

	Pagina
ÍNDICE DE CUADROS.....	i
ÍNDICE DE FIGURAS.....	iii
RESUMEN.....	v
ABSTRACT.....	v
I. INTRODUCCIÓN.....	1
II. OBJETIVO.....	2
III. REVISION DE LITERATURA.....	3
3.1. Orden Hemíptera (Heteroptera).....	3
3.1.1. Daños causados por Heteroptera.....	3
3.1.1.1. Daño Mecánico.....	4
3.1.1.2. Daño Químico.....	4
3.1.1.3. Mecanismo Hormonal.....	5
3.1.2 Familia Miridae.....	6
3.1.3. Género <i>Hesperolabops</i>	8
3.1.3.1. Chinche roja, <i>Hesperolabops</i> spp.....	8
3.1.3.2. Principales especies de chinche roja en México.....	8
3.1.4. Clasificación taxonómica de la chinche roja.....	9
3.1.4.1. Daños.....	9
3.2. EL NOPAL (<i>Opuntia</i> spp).....	10
3.2.1. Importancia del cultivo.....	10
3.2.2. Usos.....	13
3.2.3. Problemas fitosanitarios del nopal.....	14
3.2.3.1. Plagas.....	14
3.2.3.2. Enfermedades.....	15
3.3. MORFOMETRIA.....	16

IV. MATERIALES Y METODO.....	19
4.1. En Campo.....	19
4.2. En laboratorio.....	20
4.3. En gabinete.....	20
4.3.1. Toma de material fotográfico.....	20
4.3.2. Toma de datos morfométricos.....	21
4.3.3. Captura y construcción de base de datos.....	24
4.3.4. Manejo estadístico.....	25
V. RESULTADOS	26
5.1. Claves para la identificación de especies del género <i>Hesperolabops</i>	26
5.2. Morfometría.....	28
5.2.1. Análisis de Varianza.....	29
5.2.2. Prueba de Comparación de Medias.....	34
VI. DISCUSIÓN GENERAL.....	40
VII. CONCLUSIONES.....	43
VIII. LITERATURA CITADA.....	44
IX. ANEXOS.....	46
9.1. Esquema para identificar especies del género <i>Hesperolabops</i>	50
9.2. Fotografías de las dos especies del género <i>Hesperolabops</i> utilizadas en esta investigación.....	52

INDICE DE CUADROS

	Página
Cuadro 1. Superficie, rendimiento, producción y valor de la producción de nopal verdura por estado en el año 2008.....	12
Cuadro 2. Principales usos del nopal.....	14
Cuadro 3. Plagas del nopal en México.....	15
Cuadro 4. Enfermedades del nopal en México.....	16
Cuadro 5. Tipo de medición o cuantificación, nombre de la estructura, abreviatura y forma para las dos especies.....	22
Cuadro 6. R^2 , Coeficiente de variación y valor de la probabilidad ($Pr>F$) para cada característica medida, obtenidas del Análisis de Varianza (ANOVA) para la etapa de desarrollo 1 (Ninfa 1), comparado las especies..	30
Cuadro 7. R^2 , Coeficiente de variación y valor de la probabilidad ($Pr>F$) para cada característica medida, obtenidas del Análisis de Varianza (ANOVA) para la segunda etapa de desarrollo (Ninfa 2) comparado las especies.....	30
Cuadro 8. R^2 , Coeficiente de variación, y valor de la probabilidad ($Pr>F$) para cada característica medida, obtenidas del Análisis de Varianza (ANOVA) para la etapa 3 de desarrollo (Ninfa 3), comparado las especies..	31
Cuadro 9. R^2 , Coeficiente de variación y valor de la probabilidad ($Pr>F$) para cada característica medida, obtenidas del Análisis de Varianza (ANOVA) para la cuarta etapa de desarrollo (Ninfa 4) comparado las especies.....	31
Cuadro 10. R^2 , Coeficiente de variación, y valor de la probabilidad ($Pr>F$) para cada característica medida, obtenidas del Análisis de Varianza (ANOVA) para la etapa 5 de desarrollo (Ninfa 5) comparado las especies..	32

Cuadro 11. R^2 , Coeficiente de variación, y valor de la probabilidad ($Pr>F$) para cada característica medida, obtenidas del Análisis de Varianza (ANOVA) para la etapa 6 de desarrollo (Adulto) comparado las especies...	33
Cuadro 12. Resumen del Análisis de Varianza (ANOVA) para todas las etapas de desarrollo de la chinche roja, comparado las especies. Se señalan en negritas los casos donde resultó significativa.....	34
Cuadro 13. Comparación múltiple de medias para la primera etapa de desarrollo (Ninfa 1).....	35
Cuadro 14. Comparación múltiple de medias para la etapa de desarrollo dos (Ninfa dos)	35
Cuadro 15. Comparación múltiple de medias para la etapa de desarrollo tres (Ninfa tres)	36
Cuadro 16. Comparación múltiple de medias para la etapa de desarrollo cuatro (Ninfa cuatro)	37
Cuadro 17. Comparación múltiple de medias para la quinta etapa de desarrollo (Ninfa cinco).....	37
Cuadro 18. Comparación múltiple de medias para el estado adulto.....	38
Cuadro 19. Resumen de la comparación múltiple de medias para las seis etapas de desarrollo de las dos especies de <i>Hesperolabops</i>	38

INDICE DE FIGURAS

Figura 1. Posible relación entre factores que inducen el daño y los síntomas resultantes por la alimentación de fitófagos de Heteróptera.....	6
Figura 2. Características morfométricas de <i>Hesperolabops</i> spp (Hemíptera: Miridae). a) Vista dorsal. b) Rostrum c) pata.....	22
Figura 3. Medición de estructuras de la chinche con el programa Image tool (Wilcox <i>et al.</i> , 1997).....	23
Figura 4. Chinche roja a) <i>Hesperolabops gelastops</i> Kirkaldy con el borde los hemélitros color blanco; b) <i>Hesperolabops nigriceps</i> Reuter muestra el borde de los hemélitros totalmente negros.....	27
Figura 5. Esquema para identificar especies del género <i>Hesperolabops</i>	50
Figura 6. <i>Hesperolabops periscopis</i> : 27, genital capsule, left view; 28,29, left cláster, dorsal and posterior views; 30, right cláster, posterior view; 31, genital capsule, right view.	51
Figura 7. Ninfa uno de <i>Hesperolabops nigriceps</i> Reuter.....	52
Figura 8. Ninfa dos de <i>Hesperolabops nigriceps</i> Reuter.....	52
Figura 9. Ninfa tres de <i>Hesperolabops nigriceps</i> Reuter.....	53
Figura 10. Ninfa cuatro de <i>Hesperolabops nigriceps</i> Reuter.....	53
Figura 11. Ninfa cinco de <i>Hesperolabops nigriceps</i> Reuter.....	54
Figura 12. Adulto de <i>Hesperolabops nigriceps</i> Reuter.....	54
Figura 13. Ninfa uno de <i>Hesperolabops gelastops</i> Kirkaldy.....	55
Figura 14. Ninfa dos de <i>Hesperolabops gelastops</i> Kirkaldy.....	55
Figura 15. Ninfa tres de <i>Hesperolabops gelastops</i> Kirkaldy.....	56
Figura 16. Ninfa cuatro de <i>Hesperolabops gelastops</i> Kirkaldy.....	56
Figura 17. Ninfa cinco de <i>Hesperolabops gelastops</i> Kirkaldy.....	57

Figura 18. Adulto de <i>Hesperolabops gelastops</i> Kirkaldy.....	57
--	-----------

MORFOMETRÍA DE DOS ESPECIES DE CHINCHE ROJA (*Hesperolabops nigriceps* Reuter y *Hesperolabops gelastops* Kirkaldy) (Hemiptera: Miridae) ASOCIADAS A *Opuntia* sp.

MORPHOMETRY OF TWO RED BUG (*Hesperolabops nigriceps* Reuter and *Hesperolabops gelastops* Kirkaldy) (Hemiptera: Miridae) SPECIES associated with *Opuntia* sp.

Hernández-Vital, E. A.¹; Ramírez-Alarcón, S.;² Vargas-Hernández, M.³, Pinto, V. M.⁴

RESUMEN

Las especies del género *Hesperolabops* están asociadas al nopal, y *H. nigriceps* se considera como una de las principales plagas asociadas al sistema de producción de nopal tunero y verdura en las zonas productoras y se le relaciona con el daño conocido como "cácarizo del nopal" lo que origina que la planta disminuya la fotosíntesis y se reduzca el período de vida, siendo un problema fitosanitario importante, debido a que existen al menos nueve especies de este género reportadas para las cactáceas en México y que con frecuencia se señala erróneamente la especie de *Hesperolabops* presentes en las zonas de producción que tradicionalmente en base a su morfología externa las especies se diferencian en el borde de los hemélitros *H. nigriceps* presenta el borde blanco y *H. gelastops* tiene los bordes oscuros totalmente. Se planteo el objetivo de caracterizar morfométricamente las especies de *H. nigriceps* y *H. gelastops* en sus diferentes estados biológicos. El análisis de varianza y la prueba de comparación de medias por el método de Tukey permitieron separar a *H. nigriceps* de *H. gelastops* con la longitud de Rostrum, protórax, distancia interocular, antenas, fémur (anterior, medio y posterior) y tibia (anterior, media y posterior) permitieron separar en todos sus estadios ninfales y adulto de ambas especies.

Palabras clave: *Hesperolabops*, nopal, morfometría.

ABSTRACT

The species of *Hesperolabops* are associated with *Opuntia*, and *H. nigriceps* is considered as one of the main pests associated with the *Opuntia* fruit and fresh stems production and is associated with the pitting disease which decrease the photosynthesis activity and the plant lifetime, so this bugs are a major phytosanitary problem, because there are at least nine species reported on cacti in Mexico and frequently misidentified. The *Hesperolabops* species present in the production areas commonly are identified by their external morphology as the hemelytra edge color, *H. gelastops* has a white border and *H. nigriceps* is totally dark. This work was carried out to characterizing morphometrically *H. nigriceps* and *H. gelastops* at different biological stages. The analysis of variance and Tukey means test allowed to identifying *H. nigriceps* and *H. gelastops* by the length of rostrum, prothorax, interocular distance, antennae, femora and tibia (fore, middle and hind) and back) both nymphal and adult stages..

Key words: *Hesperolabops*, cactus, morphometry.

¹Tesista del Programa de Maestría en Ciencias en Protección Vegetal

^{2,4}Profesor-Investigador del Depto. de Parasitología Agrícola. UACH.

³Profesor-Investigador del Depto. de Suelos. UACH.

I. INTRODUCCIÓN

Los hemípteros son un grupo grande y ampliamente distribuidos, se han registrado 23,000 especies descritas en todo el mundo, 4,500 de ellas presentes en Estados Unidos. La mayor parte de las especies son terrestres; pero muchas son acuáticas o semiacuáticas (Domínguez, 1989).

La familia Miridae es la más grande del suborden Heteroptera y es representado en Estados Unidos por alrededor de 1,700 especies. Se localizan en la vegetación y a menudo son muy abundantes (Domínguez, 1989).

Muchas de las especies terrestres se alimentan succionando la savia de las plantas y entre ellas se encuentran plagas agrícolas de gran importancia; otras son depredadoras y algunas de estas especies son hematófagas, atacan animales domésticos y al hombre atormentándolos al chuparles la sangre, entre éstas últimas hay algunas que son responsables de la transmisión de enfermedades (Domínguez, 1989).

La planta del nopal para el pueblo mexicano es de gran importancia histórica, cultural y alimenticia. La influencia de esta planta está más marcada en las zonas áridas y semiáridas de la República Mexicana, distribuido en un gran polimorfismo existiendo especies silvestres y cultivadas (Colin, 1976).

Sin embargo, como centro de origen de la planta, también es centro de origen de una gran cantidad de insectos especializados en aprovechar la fuente de alimento que representan los tejidos del nopal, afortunadamente, estos insectos plaga a la vez, están intrínsecamente relacionados con una gran diversidad artrópodos benéficos que mantienen sus poblaciones dentro de ciertos límites (Mena, 2002).

Al igual que toda planta cultivada el nopal es hospedero de diversos organismos perjudiciales (García, 1965; Méndez, 1994).

Dentro de los organismos plagas se encuentra la chinche roja (*Hesperolabops* spp. Kirkaldy) (Hemíptera: Miridae) que es de importancia económica para el cultivo del nopal, siendo muy agresiva a sus plantas hospedantes, tal es el caso de este insecto, el cuál, además del daño producido al alimentarse y transmitir patógenos capaces de causar un gran daño al nopal, convirtiéndose en vector y reservorio de enfermedades.

Debido a que existen al menos nueve especies de este género reportadas para las cactáceas en México (Carvalho 1957, Froeschner 1967, Schaffner & Carvalho 1981, Schuh 1995), y que con frecuencia se señala erróneamente la especie de *Hesperolabops* presentes en las zonas de producción de nopal verdura y tuna, se plantea el presente trabajo.

II. OBJETIVO

-Caracterizar morfométricamente las especies de *Hesperolabops nigriceps* y *Hesperolabops gelastops* en sus diferentes estados biológicos.

III. REVISIÓN DE LITERATURA

3.1 Orden Hemíptera

El orden Hemíptera se divide en dos principales grupos: el Heteróptera y el Homóptera. La división se basa en la estructura de los hemélitros (alas anteriores) la parte basal es casi del todo corácea y la parte apical membranosa (Miller, 1956).

Se conocen alrededor de 25,000 especies de Heteróptera, con una amplia distribución de hábitats. Estos insectos miden entre 2 a 100 milímetros de largo. Algunas especies son cosmopolitas. Pueden ser de hábitos acuáticos o terrestres. Las especies terrestres son encontradas en diferentes partes de la planta donde se alimentan (Miller, 1956).

El desarrollo de los heteróptera es de tipo hemimetábola, pasando por huevo, ninfa (cinco estadíos) y adulto, durante el curso de su desarrollo ocurren diferentes cambios externos principalmente las antenas, alas y patas. Están provistos con glándulas salivales situadas principalmente en el tórax, pero algunas de estas glándulas se extienden parcialmente de la cabeza al abdomen. Las especies fitófagas inyectan la saliva dentro de los tejidos de la planta hospedera. El área alrededor del sitio de la picadura cambia de color rápidamente de café a oscuro, lo que se puede extender rápidamente a la planta entera, por lo cual estos organismos juegan un papel económicamente importante (Miller, 1956).

3.1.1. Daños causados por Heteroptera

Los heterópteros causan varios cambios fisiológicos y bioquímicos en los tejidos de las plantas hospederas (Figura 1). En semillas de trigo las lesiones causadas por heterópteros se deben a los altos niveles de amilasa y proteasa que se encuentran en la saliva, que son atacados por la especie *L. rugulipennis* (Miridae) (Miles and Taylor, 1994).

3.1.1.1. Daño Mecánico

La mayor parte de los síntomas producidos por la alimentación de heterópteros puede ser explicada por la destrucción química de los componentes de la célula, o por el desequilibrio hormonal en las plantas como resultado de la infestación y además del efecto directo de la destrucción mecánica de las células alrededor de la inserción del estilete. Sin embargo, el daño total de la planta es causado primariamente por la destrucción mecánica de las células. La destrucción mecánica es especialmente importante cuando los tejidos meristematicos de la planta en crecimiento son atacados (Poteri *et al.*, 1987).

Un ejemplo de este daño el es que observó Hori (1968b) en la crucíferas como puntos blancos circulares formados en las hojas de éstas causadas por la alimentación de *E. rugosum* (Pentatomidae) que causa la destrucción mecánica del mesófilo de las células por la inserción del estilete. Además la cantidad de la clorofila en el tejido de la hoja se reduce como resultado del daño.

3.1.1.2. Daño Químico

Allen (1947, 1951) estableció que las toxinas de los insectos causan cambios en el crecimiento de la planta por la inyección de la proteasa contenida en la saliva.

Goodchild (1952) investigó que el daño que causa el mirido *Sahlbergella singularis* Hangelund en cacao no solo fue mecánico, sino que las células fueron afectadas por la saliva del insecto, que probablemente contenía enzimas que fueron inyectadas a los tejidos de las plantas hospederas durante la alimentación de los heterópteros.

Las enzimas que contiene la saliva de los heterópteros juegan un papel importante en el daño provocado a las plantas como:

- 1) Degradación en la calidad de los granos de trigo.
- 2) Perturbación de la fisiología de los tejidos de la planta.

3) Formación directa localizada de necrosis.

La Pectinasa es una enzima común en la familia Miridae. Se conoce que ésta enzima causa la disrupción de la lamela media de la pared de las células de las plantas (Batemann and Miller 1966) y esto puede ser útil para ablandar y matar las células circundantes del área lesionada o dañada.

3.1.1.3. Mecanismo Hormonal

Balances hormonales en las plantas son necesarios para el crecimiento normal pero pueden ser puestos fueran de orden por algún daño mecánico y/o químico debido a la alimentación de heterópteros. Strong (1970) reportó que la alimentación de los heterópteros destruye sitios específicos de producción de hormonas, por lo que resultan daños fisiológicos en las plantas.

Nuorteva (1956) confirma que la auxina IAA (ácido indolacético) es transferida en la saliva de *Stenodema calcaratum* Fallén (Miridae) y el asume que la IAA puede cambiar el estado fisiológico de las plantas hospederas cuando es inyectada.

Recientemente, Martin *et al.*, (1988) encontraron a IAA y ACC (1-amino-cyclopropano-1-carboxylate) en *P. seriatus* (Miridae) y sugirieron que estos dos componentes afectan directamente la producción de etileno de las plantas.

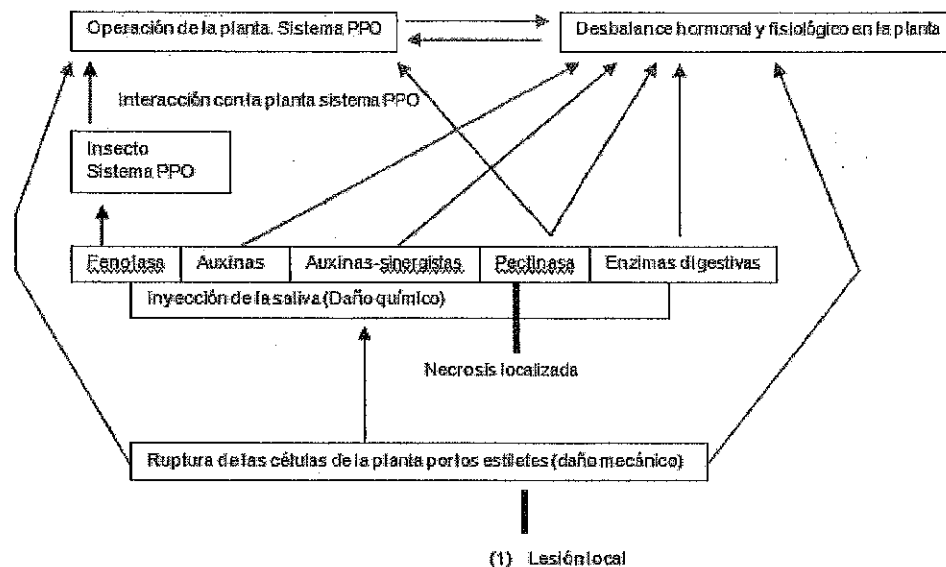


Figura 1. Posible relación entre factores que inducen el daño y los síntomas resultantes por la alimentación de fitófagos de Heteroptera.

3.1.2 Familia Miridae

Dentro del suborden Heteroptera se encuentra la familia Miridae a la cual pertenece el género *Hesperolabops*.

Es una familia grande, aproximadamente 10,000 especies (Schaefer, 2000) compuesta principalmente de insectos pequeños con delicado integumento, algunos glabros son cubiertos con pubescencia fina que es fácilmente removida, son de colores variados. Tienen grandes ojos, antenas compuestas por cuatro segmentos y hemélitros con distintos clavus, corium y usualmente un cuneo grande. Las patas son delgadas como una regla, pero en algunos géneros el fémur es un poco engrosado, el tarso tiene tres segmentos. La genitalia del macho es asimétrica. Generalmente el escutelo es triangular y plano. Son principalmente fitófagos, siendo algunas especies de importancia económica (Miller, 1970).

Los síntomas que causan los miridos pueden ser confundidos con los ocasionados por otros insectos, así como factores de sequía, granizo, altas

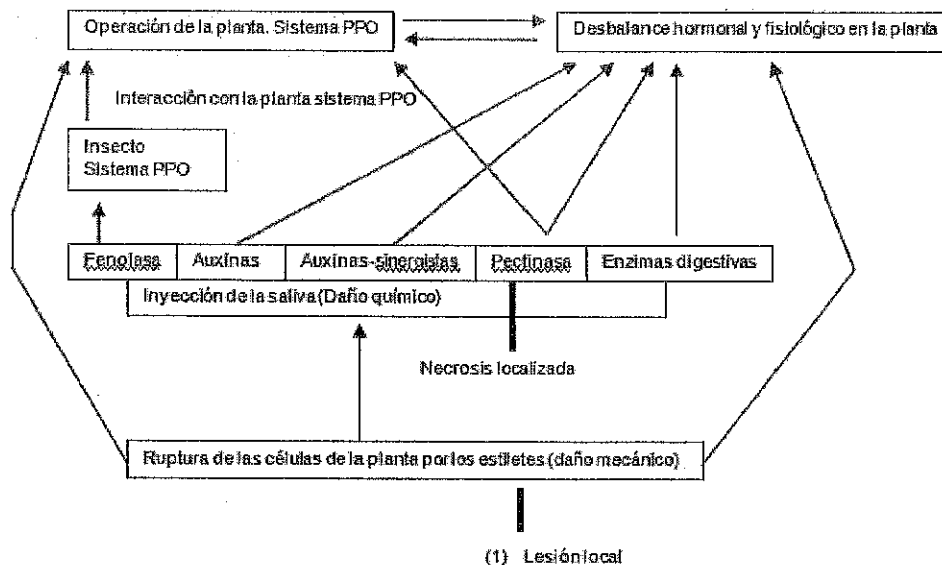


Figura 1. Posible relación entre factores que inducen el daño y los síntomas resultantes por la alimentación de fitófagos de Heteroptera.

3.1.2 Familia Miridae

Dentro del suborden Heteroptera se encuentra la familia Miridae a la cual pertenece el género *Hesperolabops*.

Es una familia grande, aproximadamente 10,000 especies (Schaefer, 2000) compuesta principalmente de insectos pequeños con delicado integumento, algunos glabros son cubiertos con pubescencia fina que es fácilmente removida, son de colores variados. Tienen grandes ojos, antenas compuestas por cuatro segmentos y hemélitros con distintos clavus, corium y usualmente un cuneo grande. Las patas son delgadas como una regla, pero en algunos géneros el fémur es un poco engrosado, el tarso tiene tres segmentos. La genitalia del macho es asimétrica. Generalmente el escutelo es triangular y plano. Son principalmente fitófagos, siendo algunas especies de importancia económica (Miller, 1970).

Los síntomas que causan los miridos pueden ser confundidos con los ocasionados por otros insectos, así como factores de sequía, granizo, altas

temperaturas, falta de polinización, daño mecánico, deficiencia nutrimental o toxicidad (Wheeler, 2001).

El rango de síntomas va desde lesiones locales hasta lesiones sistémicas, como falta de crecimiento y diferentes desordenes. Uno de los síntomas más comunes que causan estas chinches al alimentarse es la clorosis. Otros síntomas que causan son: reducción de brotes nuevos, arrugamiento foliar, tiro de munición; lesiones en tallos y canceres; distorsión, roña y abscisión de frutos como en manzano, mango, pera (Wheeler, 2001).

Los miridos inducen lesiones que permiten la invasión de hongos, además da una apariencia antiestética en plantas herbáceas y árboles ornamentales (Schaefer, 2000).

Las ninfas y adultos se alimentan de yemas y botones florales de sus hospederos, retardando la producción de flores. En plantas de tomate los síntomas que induce por su alimentación son nudos hinchados y entrenudos cortos. El resultado de la alimentación es una cicatriz que se hace visible en 24 horas tornándose de color café y abultado (Schaefer, 2000).

Muchos investigadores han detectado varias sustancias en las glándulas salivales de los heterópteros en los fluidos de la saliva. Estas sustancias se presume que afectan o causan disturbio en las condiciones fisiológicas de las plantas. Algunos componentes que se han detectado en las glándulas salivales de los miembros de la familia Miridae son la Amilasa, α -Glucosidasa, Proteasa (este el componente principal de las glándulas salivales en la mayoría de los heterópteros fitófagos), Pectinasa (es una enzima importante y fundamental solo en la familia Miridae), y la Fenoloxidasa (Schaefer, 2000).

Pocas especies fitófagas de la familia Miridae son monófagas en sentido estricto es decir se desarrollan en una sola especie de hospederos (Wheeler, 2001).

3.1.3. Género *Hesperolabops*

Las especies del género *Hesperolabops* se caracteriza por que todas sus especies tiene los ojos colocados en el ápice de un sobresaliente pedúnculo, denominándose comúnmente chinches de ojos periscópicos (Sánchez, 2002).

En estado de ninfa presenta todo el cuerpo, patas de color rojo incluyendo la cabeza, hemélitros de coloración gris ligeramente oscuro; gradualmente las extremidades van tornándose negras a medida que avanza su edad. Las patas son delgadas y relativamente largas, adaptadas para correr. Al llegar el invierno mueren los adultos y quedan los huevecillos invernantes para dar origen a las generaciones del siguiente año (Fierro *et al.*, 2006).

3.1.3.1. Chinche roja, *Hesperolabops* spp.

Estos insectos son muy fáciles de reconocer en base a la estructura de sus alas, al tipo de aparato bucal y a la forma de su cuerpo. La porción basal de las alas de las chinches es endurecida y coriácea; la porción distal es membranosa, por lo que debido a esta estructura peculiar a las alas anteriores se les llama hemélitros. Las alas posteriores son completamente membranosas y ligeramente más pequeñas que las alas anteriores. Tiene aparato bucal del tipo haustelado, adaptado para picar y chupar (Domínguez, 1989).

3.1.3.2. Principales especies de chinche roja en México

Carvalho (1957) en su trabajo "Catalogue of the Miridae of the World" menciona al género *Hesperolabops* Kirkaldy. Donde el menciona tres especies para este género que afectan las cactáceas. Froeschener (1967) indica que los estudios sobre *Hesperolabops* muestran que hay variedades que deben ser sinonimias y por lo tanto merecen un estado específico y una nueva especie. De acuerdo a esto, se registran nueve especies del género *Hesperolabops* causando daño a las cactáceas en la República Mexicana (Schuh, 1995).

Este género se ha reportado atacando a las cactáceas desde América del Norte hasta América Central y en la República Mexicana se encuentran las especies de este género distribuidas en los siguientes estados: *H. sanguineus* Carvalho, Orizaba Veracruz, Cuernavaca Morelos, sur y este de la ciudad de México (Schuh, 1995); *H. nigriceps* Reuter, Calpulalpan, Tlaxcala, Chapingo México (Schuh, 1995), Oriente del Estado de México (Ruiz, *et al.* 2009) y Milpa alta D.F. (Palomares, 2009 comunicación personal); *H. mexicana*, nueva especie, Querétaro, Guanajuato, México y Morelia, Michoacán; *H. periscopis* Knight, Chiapas y *H. gelastops* Kirkaldy: San Luis Potosí, Tampico, Tamaulipas, Cordoba y Jalapa, Veracruz; *H. cereus* y *H. zapotlanensis* en Puebla; en Oaxaca: *H. spinosus* y *H. murrayi* (Schuh, 1995).

3.1.4. Clasificación taxonómica de la chinche roja¹

Reino: Animal
 Phylum: Arthropoda
 Suborden: Hexapoda
 Clase: Insecta
 Subclase: Pterigota
 Orden: Hemiptera
 Suborden: Heteroptera
 Familia: Miridae
 Subfamilia: Bryocorinae
 Tribu: Eccritotarsini
 Genero: ***Hesperolabops***
 Especies: ***nigriceps*** Reuter;
gelastops Kirkaldy

3.1.4.1. Daños

Estos insectos insertan sus estiletes en el cladodio succionando la savia, lo que provoca pústulas resacas de diferentes tamaños, según la longitud y estado biológico de la chinche que se alimentó de éste. Si el daño es severo las pústulas pueden llegar a coalescer, provocando un aspecto áspero y reseco en toda la penca, por lo que estos cladodios no realizan fotosíntesis ni producen nuevos brotes florales ni vegetativos (Badii & Flores 2001).

1) www.discoverlife.org/.../200

Las chinches son muy agresivas a sus plantas hospedantes, ya que además del daño producido al alimentarse, son capaces de causar un gran daño al nopal, convirtiéndose en vector y reservorio de enfermedades (Sánchez, 2002).

En el Valle de México al daño que ocasiona esta chinche se le conoce como "cacarizo del nopal", originando que la planta disminuya la fotosíntesis y se reduzca el periodo de vida (Palomares, 2009 comunicación personal). El daño comienza cuando la chinche introduce su estilete en el cladodio al momento de alimentarse, formando una pequeña mancha que muestra un halo clorótico, posteriormente, las manchas crecen y se unen formando una pústula verde del tejido sobre la epidermis del cladodio. La pústula formada se torna solida y amarillenta al principio, para que posteriormente tome un color plateado, rígido y cuando el daño es severo se torna áspero, por último, la pústula se abre (Palomares, 2006).

3.2. EL NOPAL (*Opuntia* spp.)

El nopal tunero, *Opuntia* spp (Cactaceae) es parte primordial en la ideología y personalidad del pueblo mexicano, y es un icono del paisaje mexicano; se estima que se tienen unas 3,000,000 hectáreas de nopaleras silvestres (Soberón *et al.*, 2001). El centro de origen del nopal está en la parte central de México y la región del Caribe (Russel y Felker, 1987) por lo que la mayor riqueza en diversidad de especies de esta planta, está en nuestro país ya que se tienen 104 especies de *Opuntias*, de las cuales 34 son endémicas, y que representan más del 50% de las especies de esta planta en el mundo (Bravo-Hollis, 1978).

3.2.1. Importancia del cultivo

El nopal en México forma parte de la cultura alimenticia nacional y su consumo tiende a crecer en otros países debido a su versatilidad para el consumo y su alto contenido proteico.

Presenta características morfológicas y fisiológicas adaptadas a la escasa disponibilidad de agua, a las variaciones extremas de la temperatura y en general, a las condiciones de las zonas áridas y semiáridas.

En la actualidad el nopal es un recurso de alto valor económico, ya sea por su uso en la alimentación humana, del ganado, medicina tradicional, utilización de la fibra, elaboración de dulces y es muy apreciado como fruta de mesa (Aguirre, 1989). El nopal se usa como defensa contra la erosión del suelo al incrementar la permeabilidad de éste, debido a que el sistema radical penetra a través de las rocas, capas calizas y tepetates, por eso es una opción de aprovechamiento para las superficies que han dejado de adaptarse a las condiciones difíciles de temporal, además de ser utilizada como planta de ornato (Flores, 1994).

La importancia económica y social del cultivo del nopal en México radica sobre todo en la gran superficie ocupada por nopaleras, tanto silvestres como cultivadas, y en los tipos, números y regiones, así como en la diversidad de los productos generados. Se estima que en México existen alrededor de 3'000,000 hectáreas de nopaleras silvestres, localizadas principalmente en los estados de Jalisco, Zacatecas, Durango, Tamaulipas, Hidalgo, Estado de México, Distrito Federal, Tlaxcala, Puebla, Morelos y Sonora (Anónimo, 1982).

Según la información de la SAGARPA (1998) el nopal verdura ocupa el doceavo lugar entre las 16 hortalizas más importantes de México, en relación a la superficie sembrada (10,500 ha). Sin embargo, los rendimientos alcanzados de 54.8 ton.ha⁻¹ lo colocan en primer lugar. Según la producción de nopalito-verdura obtenida en ese mismo año (575,575 ton) ocupó el quinto lugar (Flores, 2003).

La producción de nopal ha permitido que grupos marginados y de subsistencia se arraiguen en el campo, produzcan alimentos y generen empleos (Flores *et al.*, 1997).

El Cuadro 1, muestra la superficie y rendimiento de nopal verdura por Estado en la República Mexicana, en el año 2008.

Cuadro 1. Superficie, rendimiento, producción y valor de la producción de nopal verdura por estado en el año 2008.

ESTADO	SUP. SEMBRADA (HA)	SUP. COSECHADA (HA)	PROD. (TON)	REND. (TON.HA ⁻¹)
AGUASCALIENTES	198	198	8.871,00	44.8
B.C.N	708	689	13.903,14	20.18
B. C. S	20	19,5	156	8
CHIHUAHUA	12	12	300	25
COLIMA	11,5	11,5	207,5	18.04
DISTRITO FEDERAL	4.337	4.337	272.82	62.91
DURANGO	75	75	1.805	24.07
GUANAJUATO	240	240	5.36	22.36
GUERRERO	9	9	118.5	13.17
HIDALGO	49	46.5	3.751	80.68
JALISCO	500	497	14.514	29.2
MEXICO	734	734	52.189	71.05
MICHOACAN	297	281,5	7.539	26.78
MORELOS	2.737,00	2.737	273.138	99.8
NAYARIT	42	42	181	4.31
OAXACA	117	109	1.254	11.51
PUEBLA	165.5	165.5	11.150	67.37
QUERETARO	34	34	318.67	9.37
SAN LUIS POTOSI	418	416	1.267	3.05
SINALOA	48	15	148.9	9.93
SONORA	99.25	97,25	758.75	7.8
TAMAULIPAS	597,48	597,48	4.654	7.79
TLAXCALA	10	10	43.5	4.35
VERACRUZ	67.55	67,55	48775	7.22
YUCATAN	5	5	147	29.4
ZACATECAS	486.63	402,63	8.028	19.94
	12.018	11.848	683.125	57.65

Fuente: SIAP, con información de las Delegaciones y Distritos de la SAGARPA, 2008.

Los nopales silvestres tienen su centro de distribución en los estados de San Luis Potosí, Zacatecas y Aguascalientes, sin embargo se han extendido hacia el norte y sur de México. En estas nopaleras se aprovechan los brotes o nopalitos durante algunos meses, cuando las condiciones climáticas son propicias; sin embargo, existen especies que son preferidas por los pobladores de estas regiones.

Así tenemos el nopal tapón (*Opuntia robusta*) y sus diferentes variedades, el nopal cardón (*O. streptacantha*), el nopal rastrero (*O. rastrera*), el nopal duraznillo (*O. leucotricha*) (SIACON, 2006).

El nopal tunero es el cultivo frutal más importante en las regiones semiáridas de temporal del centro de México; su importancia económica es apoyada en la tradición del consumo de tuna por el pueblo mexicano y la reciente apertura de nuevos mercados en el extranjero (Anónimo, 2001).

3.2.2. Usos

Este cultivo representa un importante ingreso para muchas familias, por el uso integral que se puede hacer de él, y por el potencial que ofrece en los diversos ámbitos en que se puede aprovechar, como es la industria alimenticia (humana y animal) (Badii, & Flores 2001); la medicina (Sánchez, 1982; Pimienta, 1990; Basurto *et al.*, 2006), la cosmetología (García, 1997), manejo biotecnológico, conservación de suelo, etc. (Flores, 1989).

En muchos países las plantas del género *Opuntia* y sus derivados sirven para varios propósitos.

El nopal es una planta de gran importancia para el hombre en gran parte del mundo, debido a la gran cantidad de usos que se le ha dado, como frutal, para la producción de tuna; como hortaliza, como planta forrajera, como sustrato para la producción de grana cochinilla y como planta medicinal; como materia prima para la producción de cosméticos, bebidas alcohólicas y conservas (Díaz, 2006) (Cuadro 2).

Cuadro 2. Principales usos del nopal

Alimento	Frutos y cáscara de frutos: (fresco, seco, enlatado, congelado, endulzado). Jugo, pulpa, bebidas alcohólicas (vino, licor, coloche). Mermelada: melcocha, queso de tuna, miel de tuna. Dulces, jaleas, pastelería, endulzador líquido. Aceite de semilla. Tallos (nopalitos): frescos, procesados en salmuera o vinagre, precosidos, congelados).
Forraje	Tallos, frutos, semilla, pastoreo.
Energía	Etanol (tallos, frutos); leña
Medicina	Diarrea (tallos), diurético (flores y raíces), diabetes (tallos), obesidad (fibras) y antiinflamatorio (tallos).
Cosméticos	Shampoo, crema humectante, jabones, astringentes y lociones para el cuerpo.
Ecológico	Protección de suelos, cerca, compostas, rompevientos, materia orgánica.
Otros	Adhesivos y gomas, pectinas, fibras para manualidades, papel (tallos), colorantes (cría de <i>Dactylopus</i> spp. en tallos), mucílago para la industria alimentaria (tallos), antitranspirantes (tallos) y ornamentales.

Fuente: Barbera *et al.*, (1995).

3.2.3. Problemas fitosanitarios del nopal

Como todos los cultivos agrícolas el nopal es afectado por problemas fitosanitarios, siendo uno de los factores importantes el problema de plagas, que en mayor o menor grado reducen su rendimiento.

3.2.3.1. Plagas

Se tienen 18 insectos plaga que actualmente son de importancia económica ó potencialmente pueden convertirse en limitantes para la producción de tuna en México.

Las especies de insectos plaga comúnmente encontradas en las plantaciones de nopal tunero, en la región del altiplano mexicano, se muestran en el Cuadro 3.

Cuadro 3. Plagas del nopal en México.

Nombre común	Nombre científico
Picudo barrenador	<i>Cactophagous spinolae</i> (Gyllenhal)
El barrenador o "torito"	<i>Moneilema</i> spp
Grana o cochinilla	<i>Dactylopius opuntiae</i> Lichtenstein
Gusano cebra	<i>Melitara (Olycella) nephelepasa</i> (Dyar);
El gusano blanco	<i>Laniifera (Megastes) cyclades</i> (Druce)
Minador del nopal	<i>Marmara opuntiella</i> Busck
Barrenador de la unión de las pencas del nopal	<i>Metapleura potosi</i> Busck
Trips	<i>Neohyadathrips (Sericothrips) opuntiae</i> (Hood)
Picudo de las espinas	<i>Cylindrocopturus biradiatus</i> (Champion)
Picudo de la penca	<i>Gerstaeckeria</i> spp
Chinche gris	<i>Chelinidea tabulata</i> (Burmeister)
Chinche roja	<i>Hesperolabops gelastops</i> (Kirk) y <i>H. nigricepes</i>
Chinche del fruto	<i>Narnia pallidicornis</i> Stål
Barrenador de la penca del nopal	<i>Aerotypia pleurotella</i> Walsingham

Fuente: Mena (2002).

Con menor frecuencia se han detectado las escamas (*Diaspis echinocacti* (Bouché)) y probablemente *Lepidosaphes* sp, y dos gusanos barrenadores del fruto probablemente del género *Ozamia* spp (Mena, 2002).

Los insectos antes mencionados pueden: 1) atacar preferentemente plantaciones en desarrollo, como el gusano cebra, 2) plantaciones en producción, como el gusano blanco, 3) tanto plantaciones en desarrollo como en producción, como el picudo barrenador, 4) alimentarse exclusivamente de los troncos, las pencas o los frutos como el gusano blanco, el picudo de la penca y los barrenadores del fruto *Ozamia* spp, respectivamente.

3.2.3.2. Enfermedades

Es otro factor importante que impide el desarrollo de esta cactácea, se mencionan en el Cuadro 4.

Cuadro 4. Enfermedades del nopal en México.

Nombre común	Nombre científico
Pudrición suave o bacteriana	<i>Erwinia carotovora</i> subps. <i>carotovora</i>
Mal del oro	<i>Alternaria</i> sp.
Pudrición de la epidermis	<i>Phoma</i> sp
Mancha negra	<i>Pseudocercospora</i> sp
Engrosamiento de cladodios	Virus
Pudrición blanca de los cladodios	<i>Pythium</i> sp.
Agalla del nopal	<i>Agrobacterium tumefaciens</i>
Antracnosis de la penca y fruto	<i>Colletotrichum gloesporoides</i>
Fumagina o Negrilla	<i>Capnodium</i> sp.
Pudrición del epidermis	<i>Phoma</i> spp.

Fuente: Quezada *et al.*, (2005).

3.3. MORFOMETRIA

La taxonomía tradicional fue enriquecida con la incorporación de varios métodos numéricos y el desarrollo de investigaciones en variaciones morfológicas, cariotípicas y bioquímicas. Mediante análisis multivariados de estas características es posible caracterizar a las diferentes especies de insectos para evitar identificaciones erróneas y confundirlas con otras especies (Villegas, 2003).

La morfometría es el estudio cuantitativo de la variación de las formas biológicas. Juega un rol principal en varios campos de la entomología, para la descripción de nuevas especies (Bernardes *et al.*, 2006, Ferreira & Coelho 2006) y estados inmaduros, y la distinción entre algunas especies, la comparación de estructuras morfológicas internas, para distinguir características relacionadas con la genitalia de los insectos (Pires, 2008).

Utilizando este método es posible cuantificar el tamaño y la forma de los organismos aplicando estadística multivariada (Pimentel 1979; Dujardín 2000). La morfometría se caracteriza por la aplicación de métodos multivariados como el Análisis de Función Discriminante (AFD) o el Análisis de Componentes Principales (ACP) sobre los grupos en estudio. Las variables en general corresponden a medidas de longitud o de ancho de estructuras o de distancias entre hitos previamente definidos (Rohlf & Marcus 1993).

Con respecto a las aplicaciones prácticas, la morfometría es una herramienta que se puede utilizar en estudios descriptivos relacionados con cambios en poblaciones y entre organismos y cualquier otra variación basada en el tamaño y la forma de los individuos. Puede contribuir en estudios de tipo biológico como las relaciones filogenéticas, fenómenos de especiación, estructuras de poblaciones, cambios asociados a la domesticación, reinfestaciones y migraciones (Dujardin *et al.*, 1999).

Adicionalmente puede ser usada para poner a prueba hipótesis referidas a la diferenciación de poblaciones locales en el marco de una distribución geográfica más amplia de la especie, utilizando morfómetros como marcadores de la población con el fin de analizar su origen (Haas & Tolley 1998; Dujardin 2000).

La morfometría es una herramienta matemática con fundamentos biológicos, que ha demostrado ser muy efectiva para descomponer la variación resultante de la fisiología de los individuos (variación del tamaño) de aquella más estable, propia de la población y producto probablemente del componente genético (variación de la forma) (Jaramillo, 2002).

Las técnicas multivariadas son usadas también para investigar la variación morfológica entre diferentes poblaciones de una misma especie de diferentes localidades en varios países del mundo (Eastop 1985, Danielsson 1985).

Se han realizado estudios de morfometría para los casos de transmisión de enfermedades virales donde la identificación de los agentes transmisores debe ser precisa como los áfidos, donde es fundamental ya que la toma de decisiones y el manejo de los problemas fitosanitarios dependen para su éxito de la correcta identificación tanto del agente causal como del vector (Eastop 1985; Eastop y Blackman 1988 citado por Villegas, 2003).

En México se han realizado estudios morfométricos en áfidos como el de Ruíz-Montoya *et al.* (1984) donde investigaron la variación estacional en las estructuras morfológicas de las poblaciones de *Eriosoma lanigerum*, sobre pericanta en la Ciudad de México, trabajo que concluye en que existen componentes reflejados en las dimensiones morfológicas ligadas al desarrollo fenológico estacional de la planta hospedera. Otro estudio en áfidos es el que realizó Villegas (2003) donde elaboró bases de datos morfométricas y un estudio morfométrico de caracteres cuantitativos de nueve especies de áfidos vectores de virus en México.

Al igual que en áfidos se han realizados estudios de Morfometría de especies de *Trichogramma* Westwood (Hymenoptera: Trichogrammatidae) de centros reproductores de México por García-González (2009) ya que por el tamaño de las especies resulta difícil separarlas, por lo que el uso de esta técnica es más fácil para su identificación.

En cuanto a Hemípteros, principalmente se han hecho estudios de morfometría para especies vectores de enfermedades del hombre como el transmisor de la enfermedad del Chagas, *Triatoma venosa* (Hemíptera: Reduviidae) como el que realizaron Vargas *et al.*, (2002) donde estudiaron la Estructura Genética de *Triatoma venosa* (Hemíptera: Reduviidae): evidencia morfométrica y molecular y encontraron diferencias significativas en cuanto al análisis de tamaño y forma de tres especies de triatomidos vectores de la enfermedad de Chagas.

Entre otros ejemplos de estudios sobre morfometría, está el que realizaron Pires *et al.*, (2008) titulado Variación morfométrica interpoblacional y estacional de *Platyscytus decempunctatus* (Carvalho 1945) (Heteroptera: Miridae). Así como el de Carlessi *et al.*, (1999) sobre Aspectos biológicos y morfométricos de *Collaria scenica* (Stal) (Hemíptera: Miridae) en Trigo.

IV. MATERIALES Y MÉTODO

El presente trabajo se realizó en el laboratorio de Control Biológico del Posgrado en Protección Vegetal del Departamento de Parasitología Agrícola de la Universidad Autónoma Chapingo. Los materiales utilizados son los disponibles en dicho laboratorio como equipo de microscopía, de cómputo, reactivos, cristalería. La metodología se realizó en tres etapas; en campo, en laboratorio y en gabinete, de manera sucinta se mencionan las diferentes actividades desarrolladas:

4.1. En Campo

Colectas directas:

La especie *Hesperolabops nigriceps* Reuter; se colectó tanto en nopaleras silvestres como cultivadas durante los meses de Junio y Julio del 2009, en las localidades de Chapingo, México, que se localiza a los 19° 29' 43.4" de latitud Norte y 98° 52' 27.3" de longitud Oeste, altitud de 2263 msnm; San Martín de la Pirámides, Estado de México que se ubica a los 19° 40' 44.7" de longitud Norte y 98° 50' 01.9" de longitud Oeste, a una latitud de 2258 msnm, y Milpa Alta D. F. ubicada a los 19° 11" de latitud norte y 99° 01" de longitud oeste con altitud de 2,420 msnm. Considerando que es la época en que tiene mayor fluctuación y los lugares donde se ha identificado.

La especie *Hesperolabops gelastops* Kirkaldy, se colectó en nopaleras silvestres en la localidad El Arenal, Municipio de Maravillas en el estado de Hidalgo que se localiza a los 29° 10' 45.8" de latitud Norte y 98° 53' 40.7" de longitud Oeste con una altitud de 2197 msnm; durante los meses de Julio y Agosto del 2009.

Se colectaron tanto ninfas como adultos de ambas especies, con la ayuda de un aspirador manual, realizándose un muestreo dirigido en cladodios que presentaban síntomas típicos del daño que ocasiona este insecto.

Se sacrificaron algunos ejemplares en acetato de etilo y se conservaron en alcohol al 70%. El resto de los individuos se transportaron en vasos de plástico vivos por parejas para obtener mas ejemplares y realizar la investigación.

4.2. En laboratorio

Los ejemplares colectados se llevaron al laboratorio de Entomología del Departamento de Parasitología Agrícola en Chapingo, México para su identificación.

- Identificación de insectos: Los insectos sacrificados en acetato de etilo se montaron en triángulos pequeños de papel previamente insertados en alfileres entomológicos, procurando que todos los apéndices quedaran expuestos para facilitar la identificación; se etiquetaron con el nombre del colector y lugar de colecta. Los ejemplares fueron determinados y separados por medio de las claves del género *Hesperolabops*, publicadas por Froeschner (1967) en "Revision of the Cactus Plant Bug Genus *Hesperolabops* Kirkaldy (Hemiptera: Miridae). Proceedings of the United States National Museum SMITHSONIAN INSTITUTION WASHINGTON, D.C. Vo. 123 Number 3614" y corroboradas por el Dr. Harry Brailovsky, taxónomo especialista adscrito al Instituto de Biología de la UNAM, en México, D.F., y puestos en depósito en la colección del Instituto de Biología de la UNAM.

4.3. En gabinete

4.3.1. Toma de material fotográfico

Las fotografías se realizaron con dos fines distintos: para el estudio morfométrico y para la ilustración de los diferentes estadíos de desarrollo de las dos especies.

- Fotografías para medición de características taxonómicas de la chinche roja.

- El trabajo fotográfico se realizó en el laboratorio de Morfología de Insectos del Instituto de Fitosanidad del Colegio de Posgraduados, Montecillos, Edo. de México, con la asesoría del M.C. Jorge Valdez Carrasco. Se usó un fotomicroscopio III de Carl Zeiss, con una cámara digital Pixera Profesional.
- Se tomaron cerca de 1400 fotografías digitales correspondientes a cuerpos completos y estructuras diagnosticadas de ambas especies objetos de estudio. Durante los meses de Junio, Julio y Agosto del 2009.

Para la toma de las fotografías a cada uno de los ejemplares se les quitó los apéndices (patas) y antenas, se colocaron en tubos ependorf etiquetados para cada uno de los apéndices disectados, así como el cuerpo y las antenas con glicerina pura para conservarlos. Posteriormente se colocaron los apéndices en portaobjetos con glicerina y se cubrieron con un cubreobjetos para tomar la fotografía.

Las fotografías fueron tomadas en sesiones de trabajo donde se estandarizaron los aumentos de los objetivos y el software de la computadora con el tamaño de los organismos, de manera que estos se observaran completos y con el tipo de iluminación idónea que fue proporcionada por una fuente de luz de fibra óptica.

Se tomó la fotografía de una escala de referencia de medida obtenida a partir de un micrómetro de objeto a 1000 μ . Una vez estandarizado el equipo se procedió a capturar la serie de imágenes programadas para esa sesión. Se tuvo especial cuidado en no mover el sistema (aumentos), sólo se permitió mover el tornillo micrométrico del microscopio para enfocar los ejemplares. Las fotografías fueron guardadas en discos compactos para computadora en formato .tif con una resolución de 1024 x 768 px.

4.3.2. Toma de datos morfométricos

La toma de las medidas de las estructuras taxonómicas fue realizada con un analizador de imágenes Image tool 1.28 para Windows (Wilcox *et al.*, 1997).

Se cuantificó longitud del cuerpo, rostrum; anchura del protórax, distancia interocular, longitud de la antena, fémur y tibia de los 6 apéndices; de todos los estados de desarrollo. Las estructuras medidas y cuantificadas se presentan en el Cuadro 5 y se ilustran en la Figura 2 y 3.

Cuadro 5. Tipo de medición o cuantificación, nombre de la estructura, abreviatura y forma para las dos especies.

	Estructura taxonómica	Abreviatura	Forma
Longitud	Cuerpo	C	H.n, H.g
	Rostrum	R	H.n, H.g
	Antena	A	H.n, H.g
	Fémur anterior	FA	H.n, H.g
	Fémur medio	FM	H.n, H.g
	Fémur posterior	FP	H.n, H.g
	Tibia anterior	TA	H.n, H.g
	Tibia media	TM	H.n, H.g
	Tibia posterior	TP	H.n, H.g
Anchura	Protórax	PTX	H.n, H.g
Distancia	Interocular	DI	H.n, H.g

H.n: *Hesperolabops nigriceps*; H.g: *Hesperolabops gelastops*

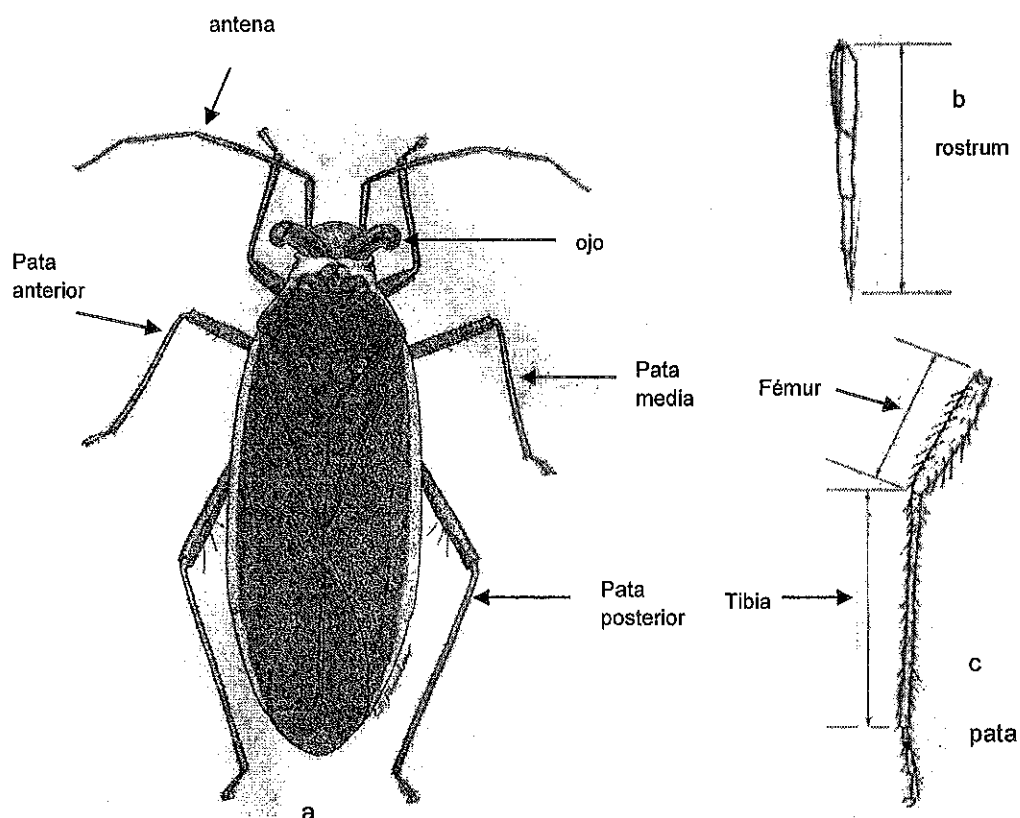


Figura 2. Medidas de las características morfométricas de *Hesperolabops* spp (Hemiptera: Miridae). a) Vista dorsal. b) Rostrum c) pata.

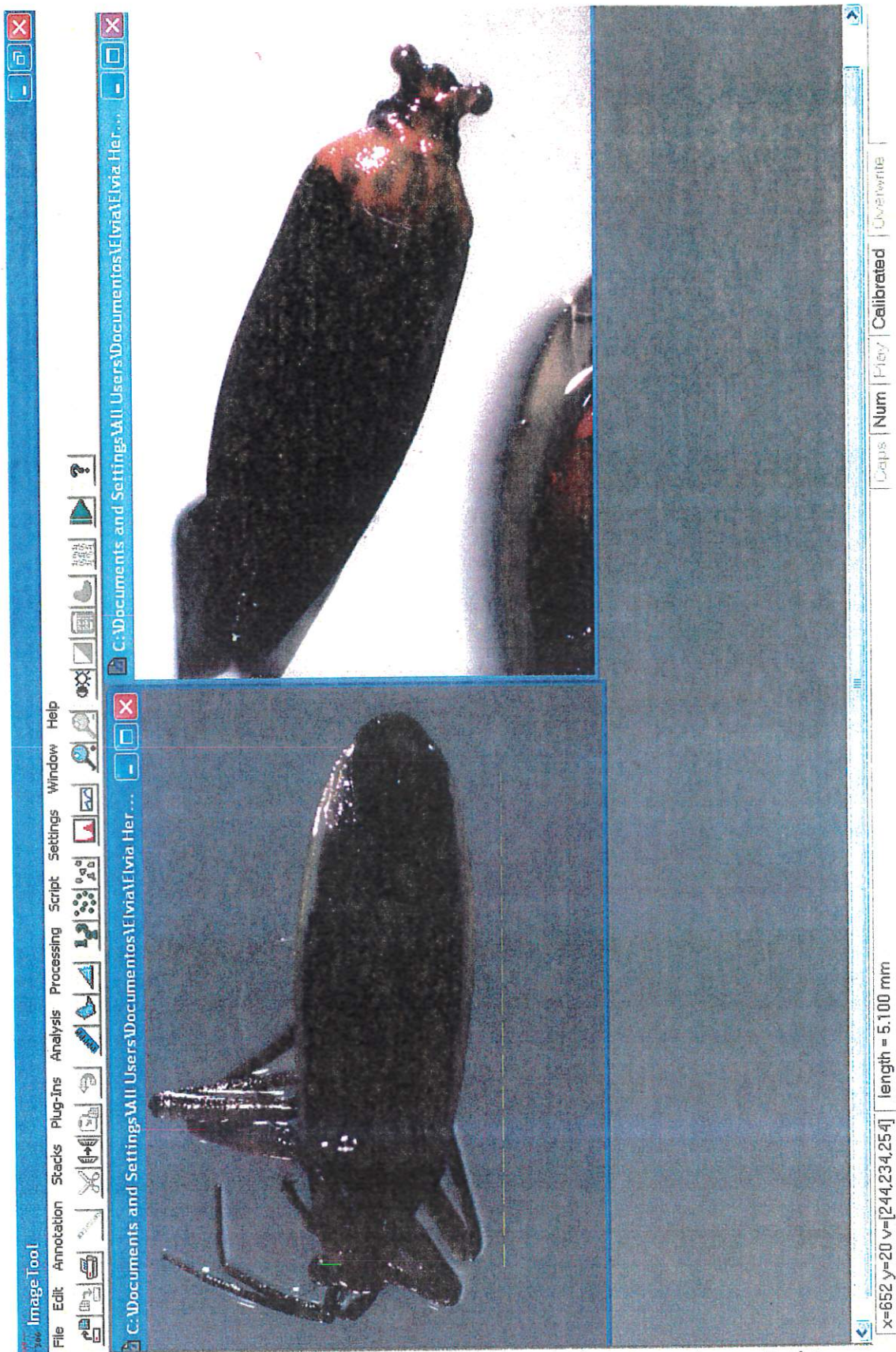


Figura 3. Medición de estructuras de la chinche con el programa Image tool.p

El protocolo para la toma de medidas en el analizador de imágenes Image tool se detalla a continuación:

Una vez abierto el analizador de imágenes en la computadora se procede a calibrar el sistema, se abre la imagen correspondiente a la escala de la sesión de trabajo, se va a la opción de *Settings*, ahí se selecciona la opción *Calibrate spatial measurements*; y se dibuja una línea con una dimensión conocida, aparece el cursor del ratón en forma de lápiz y se dibuja una línea sobre la escala lo más precisa posible, se finaliza con "doble clic", y aparece una ventana donde se elige el tipo de medida, el sistema en realidad mide en "píxeles", en esta opción podemos elegir la conversión a unidades métricas en este caso fueron milímetros. Se regresa a la opción *Settings* para guardar la escala y posteriormente se recuperó mediante la opción *Load spatial calibration*. Una vez hecho lo anterior el sistema esta calibrado en milímetros y se procede a abrir cada una de las imágenes correspondientes a esa sesión de trabajo.

Una vez abierta la imagen mediante la herramienta "medir" con forma de regla en la barra de herramientas se ajusta al principio y fin de la estructura que queremos medir y aparece en un recuadro las dimensiones de esta estructura. Las medidas así generadas fueron vertidas en formatos ex profeso para después ser capturadas en el programa Excel para Windows versión 2007.

4.3.3. Captura y construcción de bases de datos

Se construyó la base de datos morfométrica en el programa de Excel para Windows versión 2007.

Los datos morfométricos fueron capturados en bases de datos por columnas en Excel, para cada estado de desarrollo. Los datos que contiene esta base son: especie de chinche, estado de desarrollo (instar: 1, 2, 3, 4,5; adulto) estructura fotografiada.

4.4. Manejo estadístico

Los datos morfométricos capturados en Excel fueron explorados mediante el programa SAS ®. Las pruebas que se corrieron fueron: Análisis de Varianza (por estructura morfológica y especie) y Pruebas de Comparación de medias (Método de Tukey) comparando especies por cada etapa de desarrollo en cada estructura medida.

V. RESULTADOS

Las especies del género *Hesperolabops* se reconocen fácilmente porque en la parte dorsolateral de la cabeza se forman unos largos pedúnculos que sostienen a los ojos.

5.1. Claves para la identificación de especies del género *Hesperolabops*

Clave para las especies del género *Hesperolabops* (Froeschner, 1967).

1.- Hemélitros totalmente oscuros o negros (especímenes con una línea a veces ligeramente clara a lo largo de la costa); segmento genital masculino con un proceso muy largo y delgado en el ángulo derecho posterodorsal (Anexo 1. Figuras 16, 18 y 26).....2

Hemélitros no oscuros totalmente; segmento genital masculino con el proceso largo y delgado en el ángulo derecho posterodorsal (Anexo 1. Figura 3, 31).....4

2.- Cuello y/o collar oscuro, al menos lateralmente; escutelo oscuro a negro, excepto en el área basal hundida; cláster derecho del macho sin un gancho largo, delgado y curvo hasta el ápice superior (Anexo 1. Figura 14, 20).....3

Cuello, collar y escutelo totalmente rojo a rojo naranja, en ninguna parte oscuro; ápice del cláster derecho del macho con el gancho largo, delgado, hacia arriba como la parte basal (Anexo 1. Figura 24); 5.6-6.4 mm de longitud.....*sanguineus* Carvalho

3.- Cuello con el tercio o más de la superficie dorsal firmemente oscuro a negro; segmento genital del macho pequeño; ganchos laterales posterodorsales delgados de la base (Anexo 1. Figura 18); 6.3-7.3 mm de longitud.....*nigriceps* Reuter

Cuello oscuro a negro, limitado por la cara exterior, no invadiendo la superficie dorsal; macho sin el gancho en este punto (Anexo 1. Figura 16); 6.2-7.0 mm de longitud.....*mexica*, nueva especie

4.- Hemélitro, excepto dos tercios apicales del clavus, ángulos apicales interiores del corio y membrana, totalmente rojos; cláster sin alguna angulación dorsal rectangular (Anexo 1. Figura 30); 6.2 mm de longitud.....*peroscopis* Knigh

Hemélitro obscuro en la costa y con el borde adyacente del corio y un tercio o más de la cuña de color crema a blanco; cláster recto en el macho con una larga angulación rectangular dorsal (Anexo 1. Figura 4); 5.4-7 mm de longitud.....*gelastops* Kirkaldy

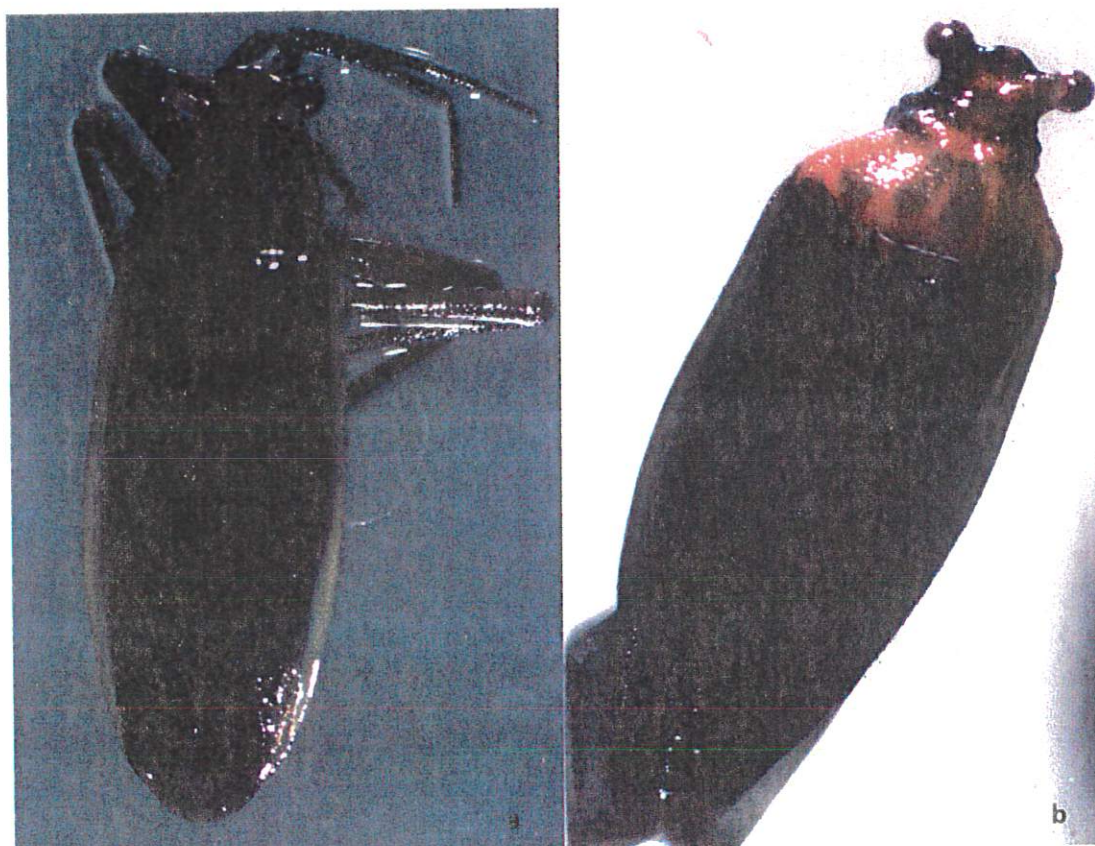


Figura 4. Chinche roja a) *Hesperolabops gelastops* Kirkaldy, con el borde los hemélitros color blanco; b) *Hesperolabops nigriceps* Reuter muestra el borde de los hemélitros totalmente negros.

5.2. Morfometría

En este apartado se proporcionan los elementos para caracterizar morfométricamente las dos especies de chinche roja: *Hesperolabops nigriceps* y *Hesperolabops gelastops*. La caracterización se presenta mediante la utilización de caracteres cuantitativos.

Para cubrir el objetivo planteado al principio de este trabajo, se hizo uso de los siguientes procedimientos estadísticos: Análisis de Varianza (ANOVA), Pruebas de Comparación Múltiples de Medias (Método de Tukey) los cuales se realizaron usando en el programa Statical Analysis System (SAS, 2008).

Los caracteres morfológicos cuantitativos evaluados fueron: Longitud de: cuerpo, rostro, antenas; distancia interocular, protórax, fémur: anterior, medio, posterior; tibia: anterior, media, posterior; en ambas especies, de desarrollo ninfal (todos los estadios del 1° al 5°) hasta el estado adulto.

5.2.1. Análisis de Varianza

El Análisis de Varianza (ANOVA) es aplicado en el presente estudio para evaluar si existen o no diferencias significativas entre las especies, utilizando como parámetros cada una de las características por etapa, para ello se proponen las siguientes hipótesis generales:

H_0 : Las medias muestrales para cada característica son iguales para las dos especies, tanto que para cada estadío individual como a través de los diferentes estadíos.

H_a : Las medias muestrales para cada característica son diferentes para las dos especies, tanto para cada estadío individual como a través de los diferentes estadíos.

El estadístico de prueba utilizado está basado en el valor de F y la regla de decisión es:

Si el valor de la Probabilidad de Error Tipo I (Probabilidad de Falso Positivo: $Pr > F$) es menor o igual a 0.05 (5%) se rechaza la Hipótesis Nula.

El análisis de la información de cada especie, dentro de cada etapa, se realizó empleando un diseño experimental completamente al azar para cada una de las características. Del análisis de varianza se obtuvieron los siguientes resultados para cada característica en cada etapa de desarrollo (Cuadros 6 a 11).

Para el estadío Ninfal 1 en los casos de la variable: rostrum, protórax, fémur anterior, tibia media y posterior; como el valor de $Pr > F$ es menor al valor de $\alpha=0.05$ se rechaza la hipótesis de igualdad (señaladas en negritas) lo que indica que existen diferencias entre las medias muestrales (Cuadro 6). En este estadío se dificulta la medición porque los ejemplares son pequeños.

Cuadro 6. R^2 , Coeficiente de variación y valor de la probabilidad ($Pr > F$) para cada característica medida, obtenidas del Análisis de Varianza (ANOVA) para la etapa de desarrollo 1 (Ninfa 1), comparado las especies.

Característica	Abreviatura	R^2	Coeficiente de variación	$Pr > F$
Longitud Cuerpo	LC	1.00	10.25	0.4350
Longitud Rostrum	LR	7.19	10.21	0.0335
Longitud antenas	LA	.9688	6.66	0.2848
Protórax	PTX	36.53	15.81	<0.0001
Distancia Interocular	DIO	.2039	12.59	0.7253
Fémur anterior	FA	37.58	8.76	<0.0001
Fémur medio	FM	1.39	11.60	0.1986
Fémur posterior	FP	0.0377	10.17	0.8333
Tibia anterior	TA	1.83	8.12	0.1397
Tibia media	TM	16.95	11.45	<0.0001
Tibia posterior	TP	27.50	10.66	<0.0001

En el segundo estadio ninfal como el valor de $Pr > F$ es menor al valor de $\alpha=0.05$ se rechaza H_0 en todas las características, lo que indica que existen diferencias entre las medias muestrales (Cuadro 7). Estas diferencias pueden ser porque ya los individuos tienen un tamaño adecuado para hacer las mediciones mas precisas.

Cuadro 7. R^2 , Coeficiente de variación y valor de la probabilidad ($Pr > F$) para cada característica medida, obtenidas del Análisis de Varianza (ANOVA) para la segunda etapa de desarrollo (Ninfa 2) comparado las especies.

Característica	Abreviatura	R^2	Coeficiente de variación	$Pr > F$
Longitud Cuerpo	LC	24.43	9.03	<0.0001
Longitud Rostrum	LR	67.90	7.06	<0.0001
Longitud antenas	LA	20.27	8.70	<0.0001
Protórax	PTX	54.34	8.37	<0.0001
Distancia Interocular	DIO	9.89	10.45	0.0144
Fémur anterior	FA	16.31	9.49	<0.0001
Fémur medio	FM	6.86	9.17	0.0039
Fémur posterior	FP	19.08	8.34	<0.0001
Tibia anterior	TA	52.16	7.81	<0.0001
Tibia media	TM	55.34	9.49	<0.0001
Tibia posterior	TP	69.54	7.66	<0.0001

En el caso del tercer estadio ninfal, en las variables longitud de cuerpo y distancia interocular no se rechazó H_0 por que el valor de $Pr > F$ fue mayor al valor de α , por lo que en esta etapa son iguales estas variables para ambas especies, mientras que para el resto de las variables la regla de decisión fue

rechazar H_0 (Cuadro 8), lo que indica que efectivamente existen diferencias en las medias muestrales, lo que puede deberse a que las especies se desarrollaron en diferente ambiente y pueden tener algún hospedante alternativo que puede influir directamente en la alimentación del insecto.

Cuadro 8. R^2 , Coeficiente de variación, y valor de la probabilidad ($Pr > F$) para cada característica medida, obtenidas del Análisis de Varianza (ANOVA) para la etapa 3 de desarrollo (Ninfa 3), comparado las especies.

Característica	Abreviatura	R^2	Coeficiente de variación	$Pr > F$
Longitud Cuerpo	LC	3.33	9.69	0.1627
Longitud Rostrum	LR	70.82	6.06	<0.0001
Longitud antenas	LA	42.96	5.95	<0.0001
Protórax	PTX	34.29	6.22	<0.0001
Distancia Interocular	DIO	5.54	4.18	0.0301
Fémur anterior	FA	34.69	6.19	<0.0001
Fémur medio	FM	14.9	5.44	<0.0001
Fémur posterior	FP	22.89	6.35	<0.0001
Tibia anterior	TA	67.13	5.26	<0.0001
Tibia media	TM	87.37	3.82	<0.0001
Tibia posterior	TP	86.94	3.90	<0.0001

En el cuarto estadio ninfal las variables que son iguales en las dos especies son la longitud del cuerpo ($Pr > F$ fue mayor al valor de α); para el resto de las variables la regla de decisión fue rechazar la hipótesis nula en estos casos (Cuadro 9), lo que nos indica que existen diferencias en las medias muestrales significando que las mediciones se han realizado correctamente en este instar.

Cuadro 9. R^2 , Coeficiente de variación y valor de la probabilidad ($Pr > F$) para cada característica medida, obtenidas del Análisis de Varianza (ANOVA) para la cuarta etapa de desarrollo (Ninfa 4) comparado las especies.

Característica	Abreviatura	R^2	Coeficiente de variación	$Pr > F$
Longitud Cuerpo	LC	2.91	9.10	0.1919
Longitud Rostrum	LR	82.96	4.41	<0.0001
Longitud antenas	LA	65.05	4.98	<0.0001
Protórax	PTX	0.1423	7.44	0.7748
Distancia Interocular	DIO	67.75	3.53	<0.0001
Fémur anterior	FA	34.46	5.96	<0.0001
Fémur medio	FM	24.81	6.06	<0.0001
Fémur posterior	FP	24.84	6.43	<0.0001
Tibia anterior	TA	37.33	9.18	<0.0001
Tibia media	TM	76.58	5.86	<0.0001
Tibia posterior	TP	62.68	7.42	<0.0001

En el caso del quinto estadio ninfal al igual que el cuarto estadio ninfal, las variables que son iguales en las dos especies son la longitud del cuerpo y el protórax ya que el valor de $Pr > F$ fue mayor al valor de α ; estas mismas características están presentes en el cuarto instar lo que nos señala que estas partes del insecto son constantes y no muestran diferencia alguna que permita separar a las dos especies; para el resto de las variables la regla de decisión fue rechazar la hipótesis nula en estos casos (Cuadro 10), lo que nos indica que existen diferencias en las medias muestrales.

Cuadro 10. R^2 , Coeficiente de variación, y valor de la probabilidad ($Pr > F$) para cada característica medida, obtenidas del Análisis de Varianza (ANOVA) para la etapa 5 de desarrollo (Ninfa 5) comparado las especies.

Característica	Abreviatura	R^2	Coeficiente de variación	$Pr > F$
Longitud Cuerpo	LC	38.37	9.27	0.1336
Longitud Rostrum	LR	69.74	6.76	<0.0001
Longitud antenas	LA	73.32	3.58	<0.0001
Protórax	PTX	0.4408	4.95	0.6143
Distancia Interocular	DIO	69.90	3.30	<0.0001
Fémur anterior	FA	26.98	6.41	<0.0001
Fémur medio	FM	32.94	5.57	<0.0001
Fémur posterior	FP	49.89	4.83	<0.0001
Tibia anterior	TA	68.06	6.24	<0.0001
Tibia media	TM	73.18	6.81	<0.0001
Tibia posterior	TP	83.34	4.71	<0.0001

En el caso del estado de desarrollo adulto la variable longitud de cuerpo es igual en las dos especies como se muestra en el Cuadro 11, para el resto de las variables la regla de decisión fue rechazar H_0 lo que nos indica que existen diferencias en las medias muestrales por tratarse de individuos correspondientes a diferentes especies. Pires *et al.*, (2008) mencionan que las medidas de longitud del cuerpo pueden variar de acuerdo al ambiente en donde se encuentren ya que la alimentación y los factores ambientales pueden afectar en el crecimiento de las especies, por lo que puede o no existir diferencia alguna entre los individuos que pertenecen a una misma familia.

Cuadro 11. R^2 , Coeficiente de variación, y valor de la probabilidad ($Pr > F$) para cada característica medida, obtenidas del Análisis de Varianza (ANOVA) para la etapa 6 de desarrollo (Adulto) comparado las especies.

Característica	Abreviatura	R^2	Coeficiente de variación	$Pr > F$
Longitud Cuerpo	LC	0.7165	5.54	0.5202
Longitud Rostrum	LR	77.75	3.55	<0.0001
Longitud antenas	LA	54.76	5.77	<0.0001
Protorax	PTX	74.52	4.08	<0.0001
Distancia Interocular	DIO	45.52	3.28	<0.0001
Fémur anterior	FA	34.32	5.18	<0.0001
Fémur medio	FM	21.23	6.97	<0.0001
Fémur posterior	FP	41.72	5.50	<0.0001
Tibia anterior	TA	68.30	5.10	<0.0001
Tibia media	TM	56.86	6.85	<0.0001
Tibia posterior	TP	66.01	5.88	<0.0001

Como se muestra en los análisis de varianza para cada etapa (Cuadro 12) donde se comparan ambas especies, los resultados nos indican que tanto *Hesperolabops nigriceps* como *Hesperolabops gelastops* no presentan diferencia alguna en la longitud del cuerpo la cual no es una característica útil para separar las especies en la práctica en forma segura; para las demás variables (longitud del rostrum, longitud de antenas, protórax, distancia interocular, fémur: anterior, medio y posterior; tibia: anterior, media y posterior) el ANOVA muestra diferencias entre las especies por lo que se realizó la prueba de comparación de medias. Este estudio concuerda con el trabajo que realizaron Pires *et al.*, (2008) donde utilizaron estas variables para el análisis morfométrico de *Platyscytus decempunctatus* (Carvalho 1945) (Heteroptera: Miridae) donde menciona que una de las variables: longitud de las antenas es importante por que son instrumentos sensoriales para detectar alimento e individuos del sexo opuesto.

Cuadro 12. Resumen del Análisis de Varianza (ANOVA) para todas las etapas de desarrollo de la chinche roja, comparado las especies. Se señalan en negritas los casos donde resultó significativa.

Característica	ETAPA DE DESARROLLO (Pr>F)					
	1	2	3	4	5	6
Longitud Cuerpo	0.4350	<0.0001	0.1627	0.1919	0.1336	0.5202
Longitud Rostrum	0.0335	<0.0001	<0.0001	<0.0001	<0.0001	<0.0001
Longitud antenas	0.2848	<0.0001	<0.0001	<0.0001	<0.0001	<0.0001
Protorax	<0.0001	<0.0001	<0.0001	0.7748	0.6143	<0.0001
Distancia Interocular	0.7253	0.0144	0.0701	<0.0001	<0.0001	<0.0001
Fémur anterior	<0.0001	<0.0001	<0.0001	<0.0001	<0.0001	<0.0001
Fémur medio	0.1986	0.0039	<0.0001	<0.0001	<0.0001	<0.0001
Fémur posterior	0.8333	<0.0001	<0.0001	<0.0001	<0.0001	<0.0001
Tibia anterior	0.1397	<0.0001	<0.0001	<0.0001	<0.0001	<0.0001
Tibia media	<0.0001	<0.0001	<0.0001	<0.0001	<0.0001	<0.0001
Tibia posterior	<0.0001	<0.0001	<0.0001	<0.0001	<0.0001	<0.0001

5.2.2. Prueba de Comparación de Medias

Siempre que el análisis de varianza conduce a rechazar la hipótesis nula de no diferencia entre las medias de las variables, surge la pregunta: ¿cuáles son las medias que difieren entre sí? Para dar respuesta a esta pregunta, es necesario realizar pruebas de comparación de las medias de las variables. En este trabajo se utilizó la prueba de Tukey para resolver esta pregunta.

En el Cuadro 13, se observa las variables que muestran diferencias significativas estadísticamente para separar ambas especies en el estadio ninfal uno, pero como los individuos de ambas especies en esta etapa son muy pequeños, estas características solo pueden ser observadas por medio de microscopio de alta resolución, además por la coloración que presentan, ya que la especie *Hesperolabops nigriceps* es de color rojo oscuro, mientras que *Hesperolabops gelastops* es rojo claro con las líneas blancas en el borde de los hemélitros, características que matienen todo el ciclo de desarrollo. Características de coloración que ocupa Stichel (1956) para separar especies de la familia Miridae

Cuadro 13. Comparación múltiple de medias para la primera etapa de desarrollo (Ninfa 1).

Característica	Agrupación* Tukey	
	<i>H. nigriceps</i>	<i>H. gelastops</i>
Longitud de cuerpo	1.41427 a*	1.38582 a
Longitud Rostrum	0.82573 a	0.78067 b
Protórax	0.53788 a	0.42357 b
Distancia interocular	0.55236 a	0.54620 a
Antenas	1.58308 a	1.56253 a
Fémur anterior	0.49936 b	0.57163 a
Fémur medio	0.55372 a	0.53875 a
Fémur posterior	0.66910 a	0.66648 a
Tibia anterior	0.674450 a	0.659733 a
Tibia media	0.78545 a	0.70875 b
Tibia posterior	0.98986 a	0.86880 b

*Las diferencias entre las medias de las especies para cada característica fueron analizadas mediante la prueba de comparación múltiple de medias con el método de Tukey. Diferentes letras indican diferencias significativas (0.05%) entre las medias.

En la etapa de desarrollo dos (Cuadro 14), ambas especies ya se diferencian en todas las características morfométricas de acuerdo al análisis estadístico, donde los resultados muestran que la especie *Hesperolabops nigriceps* fue mayor estadísticamente a *H. gelastops*. Lindberg (1958) separa a *Tuponia mixticolor* (Miridae) de otras especies de miridos por la distancia interocular y antenas lo que concuerda con este trabajo en las características que se utilizaron para separar las especies de *Hesperolabops*.

Cuadro 14. Comparación múltiple de medias para la etapa de desarrollo dos (Ninfa dos)

Característica	Agrupación Tukey	
	<i>H. nigriceps</i>	<i>H. gelastops</i>
Longitud de cuerpo	1.89876 a*	1.82593 a
Longitud Rostrum	1.07200 a	0.87527 b
Protórax	0.63227 a	0.52800 b
Distancia interocular	0.68970 a	0.64427 b
Antenas	1.89472 a	1.73657 b
Fémur anterior	0.64608 a	0.59450 b
Fémur medio	0.64467 a	0.61358 b
Fémur posterior	0.83963 a	0.77478 b
Tibia anterior	0.83773 a	0.71232 b
Tibia media	0.95585 a	0.77447 b
Tibia posterior	1.27033 a	1.00853 b

*Las diferencias entre las medias de las especies para cada característica fueron analizadas mediante la prueba de comparación múltiple de medias con el método de Tukey. Diferentes letras indican diferencias significativas (0.05%) entre las medias.

En el Cuadro 15 se observa que *H. nigriceps* puede ser separada de *H. gelastops* por la mayoría de las variables morfométricas, excepto por la longitud del cuerpo y la distancia interocular, que en la ninfa tres aún en campo es complicado observar, ya que los individuos de ambas especies son aun pequeños, pero se comienzan a diferenciar de la ninfa dos por la aparición de escasos paquetes alares.

Cuadro 15. Comparación múltiple de medias para la etapa de desarrollo tres (Ninfa tres)

Característica	Agrupación Tukey			
	<i>H. nigriceps</i>		<i>H. gelastops</i>	
Longitud de cuerpo	2.39683	a*	2.31343	a
Longitud Rostrum	1.32427	a	1.09910	b
Protórax	0.78130	a	0.71510	b
Distancia interocular	0.87780	a	0.86046	a
Antenas	2.35730	a	2.12738	b
Fémur anterior	0.859033	a	0.785450	b
Fémur medio	0.874383	a	0.835650	b
Fémur posterior	1.14337	a	1.06748	b
Tibia anterior	1.092467	a	0.940667	b
Tibia media	1.248883	a	1.022283	b
Tibia posterior	1.69915	a	1.39060	b

*Las diferencias entre las medias de las especies para cada característica fueron analizadas mediante la prueba de comparación múltiple de medias con el método de Tukey. Diferentes letras indican diferencias significativas (0.05%) entre las medias.

Para el cuarto estadio ninfal (Cuadro 16) *Hesperolabops nigriceps* puede ser separada de *Hesperolabops gelastops* por la longitud del Rostrum, distancia entre los ojos, longitud de las antenas, fémur (anterior, medio y posterior) y tibia (anterior, media y posterior), variables que son confiables para la separación de estas especies; los paquetes alares en ambas especies ya son más visibles en este estadio.

Cuadro 16. Comparación múltiple de medias para la etapa de desarrollo cuatro (Ninfa cuatro).

Característica	Agrupación Tukey	
	<i>H. nigriceps</i>	<i>H. gelastops</i>
Longitud de cuerpo	3.07823 a*	2.98417 a
Longitud Rostrum	1.68033 a	1.38647 b
Prótorax	0.91337 a	0.90833 a
Distancia interocular	1.079000 a	0.975433 b
Antenas	3.02297 a	2.64108 b
Fémur anterior	1.09512 a	1.00497 b
Fémur medio	1.15658 a	1.07928 b
Fémur posterior	1.48913 a	1.38380 b
Tibia anterior	1.40898 a	1.22395 b
Tibia media	1.62625 a	1.31685 b
Tibia posterior	2.20882 a	1.82410 b

*Las diferencias entre las medias de las especies para cada característica fueron analizadas mediante la prueba de comparación múltiple de medias con el método de Tukey. Diferentes letras indican diferencias significativas (0.05%) entre las medias.

Al igual que en el cuarto estadio ninfal las características que sirvieron para diferenciar ambas especies, sirven para diferenciar en el quinto estadio ninfal como se muestra en el Cuadro 17, además en esta etapa los paquetes alares ya están diferenciados y sigue permaneciendo la característica principal de la coloración de los hemélitros que sirve para diferenciar las especies.

Cuadro 17. Comparación múltiple de medias para la etapa de desarrollo quinta (Ninfa cinco)

Característica	Agrupación Tukey	
	<i>H. nigriceps</i>	<i>H. gelastops</i>
Longitud de cuerpo	3.92163 a*	3.78137 a
Longitud Rostrum	2.10833 a	1.72140 b
Prótorax	1.11363 a	1.10643 a
Distancia interocular	1.27537 a	1.15510 b
Antenas	3.69072 a	3.27955 b
Fémur anterior	1.37243 a	1.27018 b
Fémur medio	1.47690 a	1.36673 b
Fémur posterior	1.91848 a	1.74332 b
Tibia anterior	1.82872 a	1.52567 b
Tibia media	2.07220 a	1.65580 b
Tibia posterior	2.87112 a	2.32732 b

*Las diferencias entre las medias de las especies para cada característica fueron analizadas mediante la prueba de comparación múltiple de medias con el método de Tukey. Diferentes letras indican diferencias significativas (0.05%) entre las medias.

Para el estado de desarrollo adulto (Cuadro 18) las variables longitud de rostrum, distancia interocular, antenas, fémur y tibia (anterior, media y

posterior) y protórax son características que estadísticamente muestran las diferencias entre ambas especies. Que junto con las características morfológicas visibles en campo se puede separar a *Hesperolabops nigriceps* de *Hesperolabops gelastops*.

Cuadro 18. Comparación múltiple de medias para el estado adulto.

Característica	Agrupación Tukey	
	<i>H. nigriceps</i>	<i>H. gelastops</i>
Longitud de cuerpo	4.90740 a*	4.86213 a
Longitud Rostrum	2.41173 a	2.11593 b
Protórax	1.88123 a	1.63943 b
Distancia interocular	1.32920 a	1.25287 b
Antenas	4.23383 a	3.73157 b
Fémur anterior	1.56815 a	1.45583 b
Fémur medio	1.72173 a	1.60242 b
Fémur posterior	2.27517 a	2.07423 b
Tibia anterior	2.07858 a	1.79100 b
Tibia media	2.42415 a	2.07295 b
Tibia posterior	3.33808 a	2.83633 b

*Las diferencias entre las medias de las especies para cada característica fueron analizadas mediante la prueba de comparación múltiple de medias con el método de Tukey. Diferentes letras indican diferencias significativas (0.05%) entre las medias.

De esta manera se demuestra que las características evaluadas (Cuadro 19) son eficientes para separar las especies, por lo que estas variables constituyen elementos a examinar para efectuar correctas identificaciones por medio de la morfometría.

Cuadro 19. Resumen de la comparación múltiple de medias para las seis etapas de desarrollo de las dos especies de *Hesperolabops*.

Característica	ETAPA DE DESARROLLO (Pr>F)					
	1	2	3	4	5	6
Long. Cuerpo	1) 1.41427 a *	1.89876 a	2.39683 a	3.07823 a	3.92163 a	4.9074 a
	2) 1.38582 a	1.82593 a	2.31343 a	2.98417 a	3.78137 a	4.8621 a
Long. Rostrum	1) 0.82573 a	1.07200 a	1.32427 a	1.68033 a	2.10833 a	2.4117 a
	2) 0.78067 b	0.87527 b	1.09910 b	1.38647 b	1.72140 b	2.1159 b
Long. antenas	1) 0.53788 a	0.63227 a	0.78130 a	0.91337 a	1.11363 a	1.8812 a
	2) 0.42357 b	0.52800 b	0.71510 b	0.90833 a	1.10643 a	1.6394 b
Protórax	1) 0.55236 a	0.68970 a	0.87780 a	1.07900 a	1.27537 a	1.3292 a
	2) 0.54620 a	0.64427 b	0.86046 a	0.97543 b	1.15510 b	1.2528 b
Dist. Interocular	1) 1.58308 a	1.89472 a	2.35730 a	3.02297 a	3.69072 a	4.2338 a
	2) 1.56253 a	1.73657 b	2.12738 b	2.64108 b	3.27955 b	3.7315 b
F. anterior	1) 0.49936 b	0.64608 a	0.85903 a	1.09512 a	1.37243 a	1.5681 a
	2) 0.57163 a	0.59450 b	0.78545 b	1.00497 b	1.27018 b	1.4558 b
F. medio	1) 0.55372 a	0.64467 a	0.87438 a	1.15658 a	1.47690 a	1.7217 a
	2) 0.53875 a	0.61358 b	0.83565 b	1.07928 b	1.36673 b	1.6024 b
	0.66910 a	0.83963 a	1.14337 a	1.48913 a	1.91848 a	2.2751 a

F. posterior	1) 2)	0.66648 a	0.77478 b	1.06748 b	1.38380 b	1.74332 b	2.0742 b
T. anterior	1) 2)	0.67445 a 0.65973 a	0.83773 a 0.71232 b	1.09246 a 0.94066 b	1.40898 a 1.22395 b	1.82872 a 1.52567 b	2.0785 a 1.7910 b
T. media	1) 2)	0.78545 a 0.70875 b	0.95585 a 0.77447 b	1.24888 a 1.02228 b	1.62625 a 1.31685 b	2.07220 a 1.65580 b	2.4241 a 2.0729 b
T. posterior	1) 2)	0.98986 a 0.86880 b	1.27033 a 1.00853 b	1.69915 a 1.39060 b	2.20882 a 1.82410 b	2.87112 a 2.32732 b	3.3380 a 2.8363 b

1) *Hesperolabops nigriceps*, 2) *Hesperolabops gelastops*.

* Las diferencias entre las medias de las especies para cada característica fueron analizadas mediante la prueba de comparación múltiple de medias con el método de Tukey. Diferentes letras indican diferencias significativas (0.05%) entre las medias.

VI. DISCUSIÓN GENERAL

El cultivo del nopal es una cactácea importante, en nuestro país se consume el fruto (tunas) y/o los cladodios inmaduros (nopalitos) como verdura. Esta planta se cultiva en más de 10,500 ha en todo el país, principalmente *O. ficus-indica* es la especie predominante en la obtención de nopalitos y tunas en Milpa Alta y el Estado de México pero se carece de documentos que especifiquen las relaciones específicas de algunas plagas con este cultivo. Este es el caso del insecto conocido como chinche roja, *Hesperolabops* spp. Kirkaldy (Hemiptera: Miridae) (Palomares, 2009 comunicación personal).

Debido a que esta chinche causa daños en el nopal conocidos como “cacarizo del nopal” no se han desarrollado estudios que identifiquen a la especie de chinche roja en las zonas de producción ya que se menciona como *Hesperolabops gelastops* Kirkaldy sin indicar como se identificó, puesto que existen al menos nueve especies de este género reportadas para las cactáceas en México (Carvalho 1957, Froeschner 1967, Schaffner & Carvalho 1981, Schuh 1995), (Palomares, 2009, comunicación personal). Por lo que es necesaria la identificación de la especie, no solo por claves sino también por otras técnicas como la morfometría.

Pires, *et al.*, (2008) trabajaron con la especie *Platyscytus decempunctatus* (Carvalho 1945) (Heteroptera: Miridae), utilizaron las variables longitud del cuerpo, longitud del rostrum, antenas, protórax, fémur (anterior, medio, posterior) y tibia (anterior, media y posterior) que concuerdan con las utilizadas en este trabajo lo cual indica que son importantes para diferenciar las especies.

Möller & Swaddle (1997) mencionan que el factor clima puede influir en el desarrollo de las especies, al igual que la alimentación, lo que concuerda con este trabajo ya que en todos los análisis estadístico de comparación de medias la especie *Hesperolabops nigriceps* tuvo los datos mayores ya que este insecto se encontró directamente sobre especies de nopal del genero *Opuntia* spp que

es el hospedero primario de esta plaga, mientras que *Hesperolabops gelastops* se encontró en hospederos alternos del genero *Cylindropuntia* spp que se encontraban cerca de nopaleras, en una región con clima más frío que en el que se encuentra *H. nigriceps* que es un clima más templado.

Acerca de las técnicas de estudio implementadas, la obtención de imágenes por medio de dispositivos electrónicos permite obtener un número importante de fotografías digitales, las que junto con la utilización de programas analizadores y digitalizadores de imágenes me permitió disminuir significativamente el error inherente a la toma de datos de manera "tradicional" con ocular y regilla micrométricos. La inversión en tiempo en la toma de fotografías se encontró justificada al realizar las mediciones en el monitor de la computadora, además de la información obtenida a las medidas, las imágenes permitieron hacer una ilustración precisa de las estructuras que se utilizaron en la investigación.

El análisis de datos generados por medio de paquetes estadísticos computacionales nos permitió explorar y analizar toda la información morfométrica generada en forma confiable y reproducible. Al ejecutar el análisis en forma secuencial, la información obtenida da cada paquete proporcionó información para los siguientes análisis, de manera que los resultados obtenidos reflejaron la "realidad" en el comportamiento morfométrico de las especies tratadas, lo que permitió extraer valiosa información que podría ser reproducible a cualquier especie del género *Hesperolabops* y miembros de familia Miridae.

La morfometría tiene la facultad de poder corroborar o confirmar especies de chinche que previamente hayan sido determinadas en base a características morfológicas, como lo indican Jaramillo *et al.*, 2002 la morfometría permite la recolección de información del tamaño y la forma de los organismos que son datos útiles.

Una ventaja que tiene esta técnica con respecto a otras de identificación como las moleculares, es que no es necesario estar capacitado y contar con equipos costosos para desarrollarla.

Existen pocos estudios sobre estas especies, los estudios sobre la morfometría de estas son nulos. Los únicos estudios morfométricos que se han realizado para especies de Hemíptera son los relacionados a la especie *Triatoma venosa* (Hemíptera: Reduviidae) vector importante de la enfermedad del Mal del Chagas en humanos.

VII. CONCLUSIONES

- La característica de longitud del cuerpo no presentó resultados significativos ($\text{Prob} > 0.05$) para la separación de las especies en todas las etapas de desarrollo.
- La longitud del rostrum, el protórax, el fémur anterior y tanto la tibia media como la posterior permitieron separar al estadio ninfal uno de las dos especies.
- Con la distancia interocular, antenas, fémur (anterior, medio, posterior) y tibia (anterior, media, posterior) fue posible separar al estadio ninfal tres y cuatro de ambas especies.
- Con la longitud de rostrum, protórax, distancia interocular, antenas, fémur (anterior, medio y posterior) y tibia (anterior, media y posterior) permitieron separar a los estadios ninfales cuarto, quinto y al adulto de las especies.
- La especie *Hesperolabops gelastops* Kirkaldy, presenta el borde los hemélitros en color blanco, mientras que *Hesperolabops nigriceps* Reuter, presenta el borde de los hemélitros totalmente negros.
- La morfometría es una buena técnica de diagnostico para cualquier especie.

VIII. LITERATURA CITADA

- _ Anónimo. 1982. Instituto Nacional de Capacitación del Sector Agropecuario. Talleres Gráficos del Instituto Nacional Agropecuario. México.
- _ Anónimo. 2001. Claridades Agropecuarias: Nopal, Leyenda, Comercio y futuro de México. Num. 98. ACERCA. SAGARPA .
- _ Badii, M. H. & A. E. Flores 2001. Prickly pear cacti pests and their control in Mexico. *Florida Entomologist*. 84: 503-505.
- _ Barbera, G., Inglese, P, y Pimienta, B. 1995. Agroecología, Cultivo y Usos del Nopal. FAO. 226 p.
- _ Basurto, D. S.; Jiménez, M. L.; Magos, G. A. 2006. Utilidad del Nopal para el Control de la Glucosa en la Diabetes Mellitus Tipo 2. Revista. *Facultad de Medicina UNAM*. 49: 157-161.
- _ Bernardes, J.L.C., Grazia, J. & Barcellos, A. 2006. New species of *Neotibilis* Grazia & Barcellos (Hemiptera: Pentatomini). *Neotropical Entomology*. 35(3):344-348.
- _ Borrego, E.F y Burgos, V.N. 1986. El Nopal. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Buenavista, Saltillo, Coahuila, México. 210 p.
- _ Bravo-Hollis, H. H. 1978. Las Cactáceas de México. Vol. 1. Universidad Nacional Autónoma de México, 743 pp.
- _ Carvalho, J. C. M., 1957. Catalogue of the Miridae of the World. Partl.. Arq. *Mus.Nac. R. Jan*. 44: 1-158.
- _ Colín, C.B. 1976. Industrialización del Nopal y sus Productos. Tecnología Lanfi, Conneticut. USA .

_Dolling, R.W. 1991. The Hemiptera. British Museum Natural History. Oxford University Press. New York. 274 p.

_Dominguez, R.R. 1989. Taxonomía: Protura a coleóptera, claves y diagnosis. V1. Departamento de Parasitología Agrícola. Universidad Autónoma Chapingo. 256 p.

_Dujardin, JP; P Panzera & CJ Schofield. 1999. Triatominae as a Model of Morphological Plasticity under Ecological Pressure. *Mem I Oswaldo Cruz, Rio de Janeiro*, 94:223-228.

_Dujardín, JP. 2000. Introducción a la morfometría con énfasis en Triatominae y Phlebotominae. IRD (Institut de Recherches pour le Développement, Paris, France).

_Fierro A.A.; F. Rodríguez, y A.M.M. González L. 2006. Cultivo del nopal verdura (*Opuntia Ficus-indica* (L.) Mill.) en el sur del Distrito Federal. Universidad Autónoma Metropolitana. DCBS. 70 P.

_Flores, V.C y J.R. Aguirre. 1989. El Nopal como Forraje. CIIESTAM. Universidad Autónoma Chapingo, Chapingo, México.

_Flores V. C.A; P.P. Ramírez, M., J.M. de Luna. E.J. y Ponce J. 1997 Diagnostico y Programa de Desarrollo del Sistema Producto Tuna. SAGAR-UACH, CIIESTAMM, Chapingo, México. 84 p.

_ Flores, V.C y Corrales, G.J. 2003. Nopalitos y Tunas. Producción, Comercialización, Poscosecha e Industrialización. CIIESTAAM. Universidad Autónoma Chapingo. 1-209 pp.

_Froeschner, C.R. 1967. Revisión of the cactus plan Bug genus *Hesperolabops* Kirkaldy (Hemiptera: Miridae). *Proceedings of the United States National Museum SMITHSONIAN INSTITUTION WASHINGTON, D.C.* Volume 123, Number 3614.

- _ García, M.T. 1965. Principales plagas del nopal en el Valle de México. Fitófilo. Boletín trimestral. SAGAR. DGS. México.
- _ García, O.P. 1997. Conservación del nopal mínimamente procesado. Universidad Autónoma Chapingo.
- _ García, B.A. 2000. Principales Plagas Insectiles del Nopal Tunero en el Estado de México. Tesis. Departamento de Parasitología Agrícola. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, México. 110 p
- _ García-González, F., A. González-Hernández, V.M. Pinto y S. Ramírez Alarcón. 2009. Morfometría de especies de *Trichogramma* Westwood (Hymenoptera: Trichogrammatidae) de centros reproductores de México. *Acta Zoológica Mexicana* (n.s.), 25(2):409-425.
- _ Haas, HL & KA Tolley. 1998. Geographic variation of wing morphology in three Eurasian populations of the fruit fly, *Drosophila lummei*. *J. Zool. Lond.*, 245:197-203.
- _ Jaramillo N & Dujardin JP, 2002. Análisis Morfométrico: Significado Biológico del Tamaño y la Conformación. In: F Guhl, CJ Schofield (eds.) Proceedings Fourth International Workshop on Population Genetics and Control of Triatominae, Cartagena de Indias (ECLAT 4), pp. 151-166. CIMPAT, Universidad de los Andes, Corcas Editores Ltda., Bogotá, Colombia.
- _ Lindberg, H. 1958. Hemiptera Insularum Caboverdensium, Soc.Sci. Fenn., Comm. Biol. 19: 1-246.
- _ Mena, C. J. 2002. Manejo integrado de las plagas del nopal. Avances de investigación dentro del proyecto "Optimización de los procesos productivos del nopal (*Opuntia* spp) en función de su competitividad y sustentabilidad en Zacatecas". INIFAP Zacatecas. Documento interno.

- _ Méndez, G., S de J. 1994. Principales plagas del nopal. Memorias de la Reunión sobre Aportaciones Técnicas y Experiencias de la Producción de Tuna en Zacatecas. Zacatecas. 49-57 pp.
- _ Miller, E.C.N. 1956. The Biology of the Heteroptera Commonwealth Institute of Entomology. London. 162 p.
- _ Miles, P.W., and G.S. Taylor. 1994. "Osmotic pump" feeding by coreids. *Entomol. Exp. Appl.* 73:163-173.
- _ Moller, A.P. and Swaddle, J.P. 1997. Asymmetry, developmental stability and evolution. Oxford Series in ecology and evolution. Oxford University Press, Oxford. 291 p.
- _ Palomares-Pérez, M., E. Rodríguez-Leyva, S. Ramírez-Alarcón y H. Brailowky. 2010 (Inn press.). First Record of *Hesperolabops nigriceps* Reuter (Hemiptera: Miridae) on *Opuntia ficus-indica* (L.) Mill. in Milpa Alta México City. *Neotropical Entomology*.
- Palomares, P.M. 2006. Etilogía del Cacarizo del Nopal Verdura (*Opuntia* sp.) en Milpa Alta, D.F. Tesis Protección Vegetal. Departamento de Parasitología Agrícola. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo, México. 73 p.
- _ Pimentel, RA. 1979. *Morphometrics: The Multivariate Analysis of Biological Data*. Kendall/Hunt Publishing Co. Dubuque, IA.
- _ Pimienta, B. E. 1990. El Nopal Tunero. Universidad de Guadalajara, México. 246 p.
- _ Pires, E.M., Guedes, R.N.C., Serrão, J.E. & Ferreira, P.S.F. 2008. Seasonal and interpopulational morphometry variation of *Platyscytus decempunctatus* (Carvalho 1945) (Heteroptera: Miridae). *Biota Neotrop.* 8(2) Abril-Junio.
- _ Ribes, J & R. Eva. 1996. El complejo *Tuponia mixticolor* (Costa, 1862) (Heteroptera, Miridae, Phyllinae) Butll. *Inst. Cat. Hist. Nat.*, 64:111-121.

- _ Rohlf, F.J. & L.F. Marcus. 1993. A revolution in morphometrics. *Trends Ecol. Evol.*, 8:129-132.
- _ SAS. Institute. 2008. The SAS System for Windows V 9.0.
- _ Schuh, R.T. 1995. Planys bugs of the world (Insecta: Heteroptera: Miridae). Systematic catalog, distributions, host list and bibliography. New York. The New York Entomological Society. 1329 p.
- _ SIACON. Sistema de INFORMACIÓN Agropecuaria de Consulta. 2006. Anuario Estadístico de la Producción Agrícola.
- _ Quezada, S.A.; J.S. Sandoval I.; D. Alvarado R.; y E. Cárdenas S. 2005. Etiología de la mancha negra del nopal (*Opuntia ficus-indica* Mill) en Tlanepantla, Morelos, México. *Agrociencia*. Volumen 40, número 5. 641-653 pp.
- _ Ruiz-Machuca, M., S. Ramírez-Alarcón, M. Palomares-Pérez. 2009. Identificación y Distribución de la Chinche Roja (*Hesperolabops nigriceps* Reuter) (Hemiptera: Miridae) sobre *Opuntia* sp. en la Zona Oriente del Estado de México. *Entomología Mexicana* vol. 8. Congreso de Entomología. Los Cabos B. C. México.
- _ Russell C. and P. Felker. 1987. The prickly pears (*Opuntia* spp. Cactaceae): a source of human and animal food in semiarid regions. *Econ. Bot.* 41: 433-445
- _ SAGARPA. 1998. La producción de nopal (tuna y verdura) en México. Dirección General de Agricultura. SAGAR, México.
- _ Sánchez, B.M. 2002. Insectos Plaga del Nopal Verdura en Milpa Alta, D.F. Tesis de Maestría en Ciencias. Colegio de Postgraduados. Montecillos, México.
- Sánchez, M. R. 1982. Algunos Usos Prehispánicos de las Cactáceas Entre los Indígenas Mexicanos. Gobierno del Estado de México. Secretaría de Desarrollo Agropecuario. Toluca México 48p.

- _ Schaefer, W.C., Panizzi, A.R. 2000. Heteroptera of economic importance. Boca Raton. Florida, USA.
- _ Soberón, J. J. Golubov, and J. Sarukhán. 2001. The importance of Opuntia in Mexico and routes of invasion and impact of *Cactoblastis cactorum* (Lepidoptera: Pyralidae). *Fla. Entomol.* 84: 486-492.
- _ Wheeler, A.G., Jr. 2001. Biology of the Plant Bugs (Hemiptera: Miridae): Pests, Predators, Opportunists. Cornell University Press. Ithaca, New York, USA.
- _ Wilcox, D., B. Dove, D. McDavid & D. Greer. 2002. UTHSCSA Image Tool for Windows ver. 3.0. The University of Texas Health Science Center in San Antonio. U.S.A.
- _ Villegas, J.N. 2003. Biología y Morfometría de las principales especies de áfidos (Homoptera:Aphididae) vectores de virus en México. Tesis de Maestría en Ciencias con la especialidad en Biología. Escuela Nacional de Ciencias Biológicas. IPN. México, D.F. 203 p.

IX. ANEXOS

Anexo 1. Esquema para identificar especies del genero *Hesperolabops*.

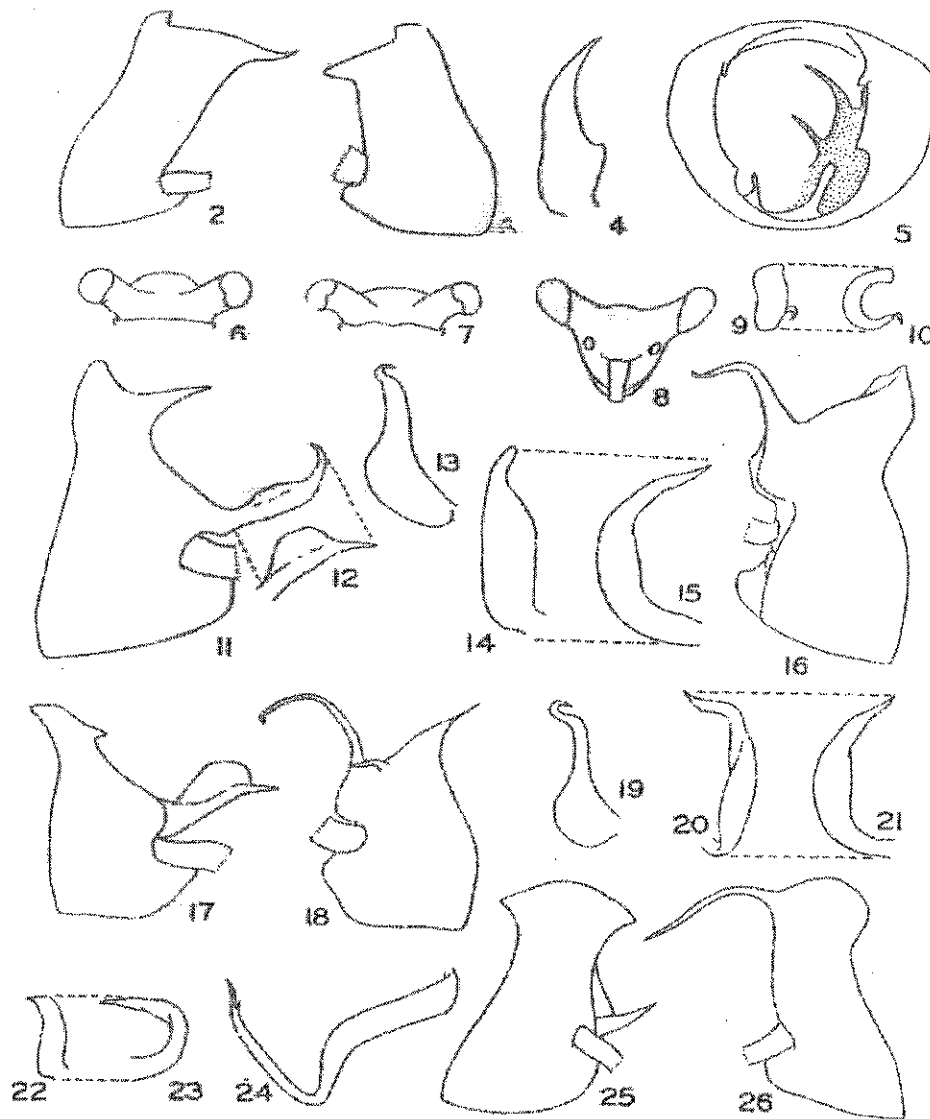


Figura 5. 2-26.-*Hesperolabops gelastops*: 2,3, capsule genital, left and right views; 4, right clasper, lateral view; 5, genital chamber, posterior view. *Hesperolabops mexicana*: 6, head, dorsal view. *Hesperolabops gelastops*: 7,8, head, dorsal and anterior view; 9,10, left clasper, lateral and dorsal views. *Hesperolabops mexicana*: 11, 12, genital capsule, left view and projection of posterior process; 13, left clasper, lateral view; 14,15, right clasper, lateral and dorsal views; 16, genital capsule, right view. *Hesperolabops nigriceps*: 17,18, genital capsule, left and right views; 19, left clasper, lateral view; 20,21, right clasper, ventral and lateral views; 22, 23, 24, 25, 26, genital capsule, left and right views.

clásper, lateral view; 25,26, genital capsule, left and right views /all genital structures to same scale)

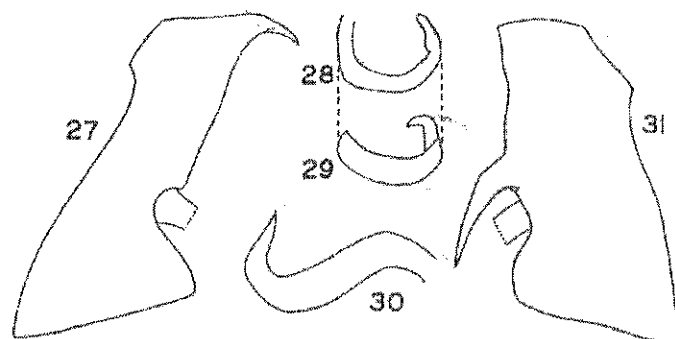


Figura 6. 27-31.- *Hesperolabops periscopis*: 27, genital capsule, left view; 28,29, left clásper, dorsal and posterior views; 30, right clásper, posterior view; 31, genital capsule, right view.

Anexo 2. Fotografías de las dos especies del genero *Hesperolabops* utilizadas en esta investigación.



Figura 7. Ninfa uno de *Hesperolabops nigriceps* Reuter.

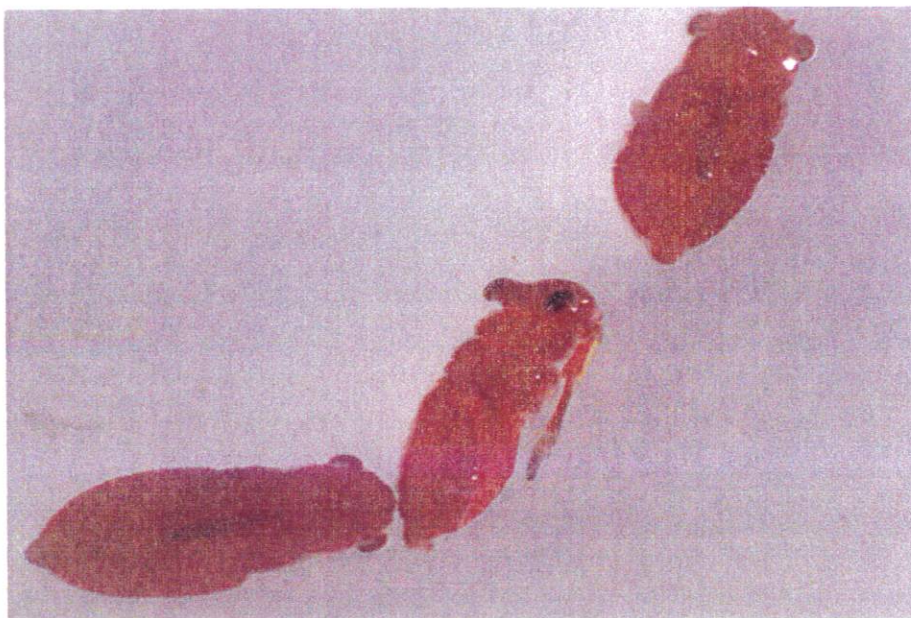


Figura 8. Ninfa dos de *Hesperolabops nigriceps* Reuter.

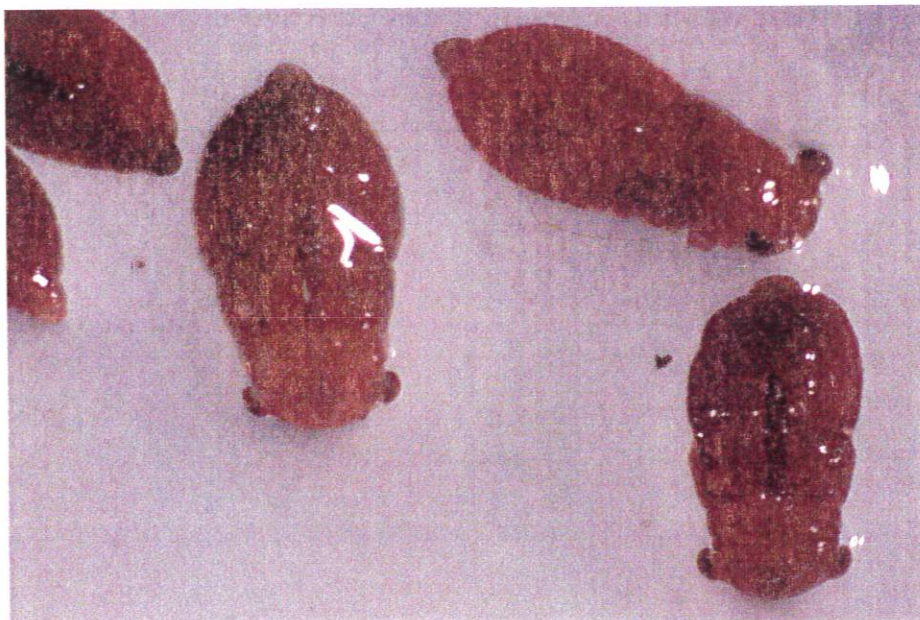


Figura 9. Ninfa tres de *Hesperolabops nigriceps* Reuter.



Figura 10. Ninfa cuatro de *Hesperolabops nigriceps* Reuter.



Figura 11. Ninfa cinco de *Hesperolabops nigriceps* Reuter.



Figura 12. Adulto de *Hesperolabops nigriceps* Reuter.

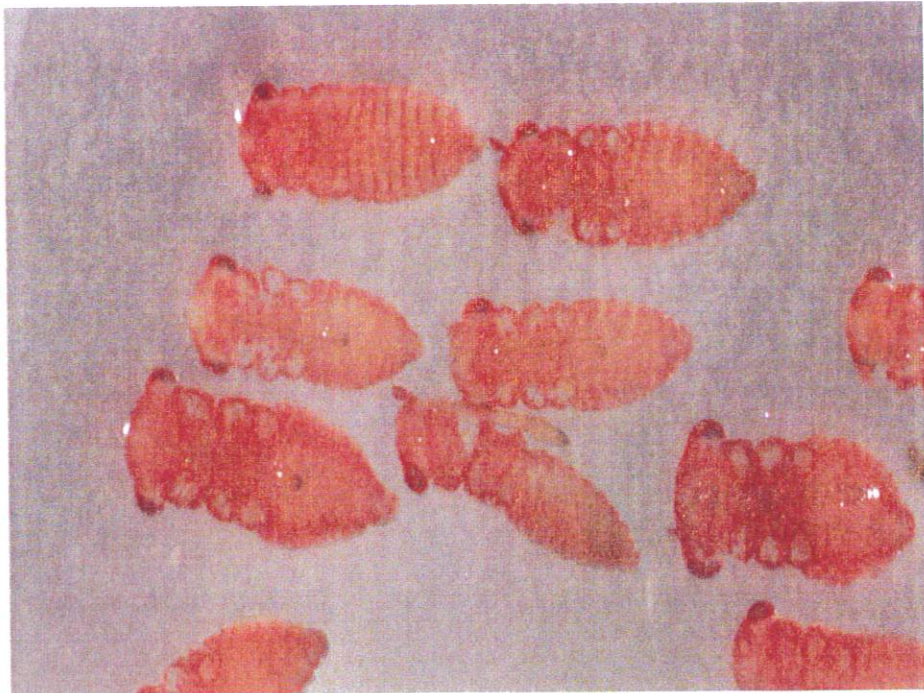


Figura 13. Ninfa uno de *Hesperolabops gelastops* Kirkaldy.

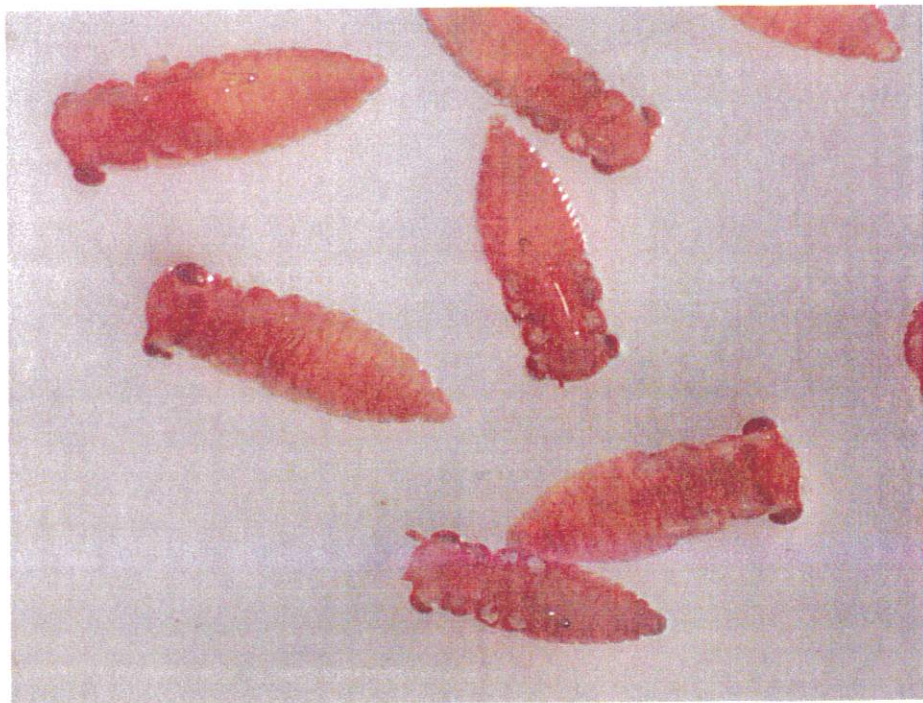


Figura 14. Ninfa dos de *Hesperolabops gelastops* Kirkaldy.

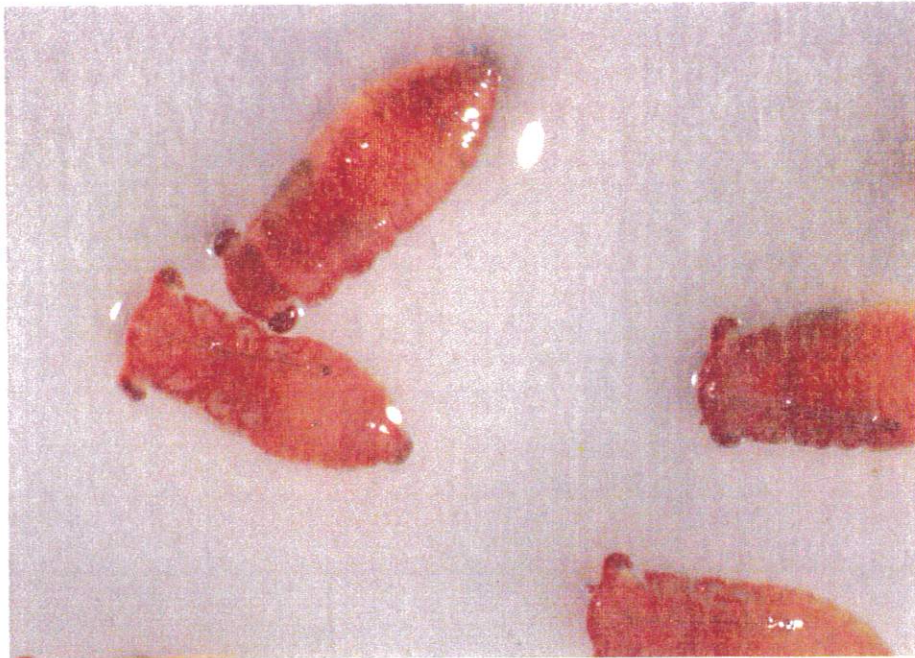


Figura 15. Ninfa tres de *Hesperolabops gelastops* Kirkaldy

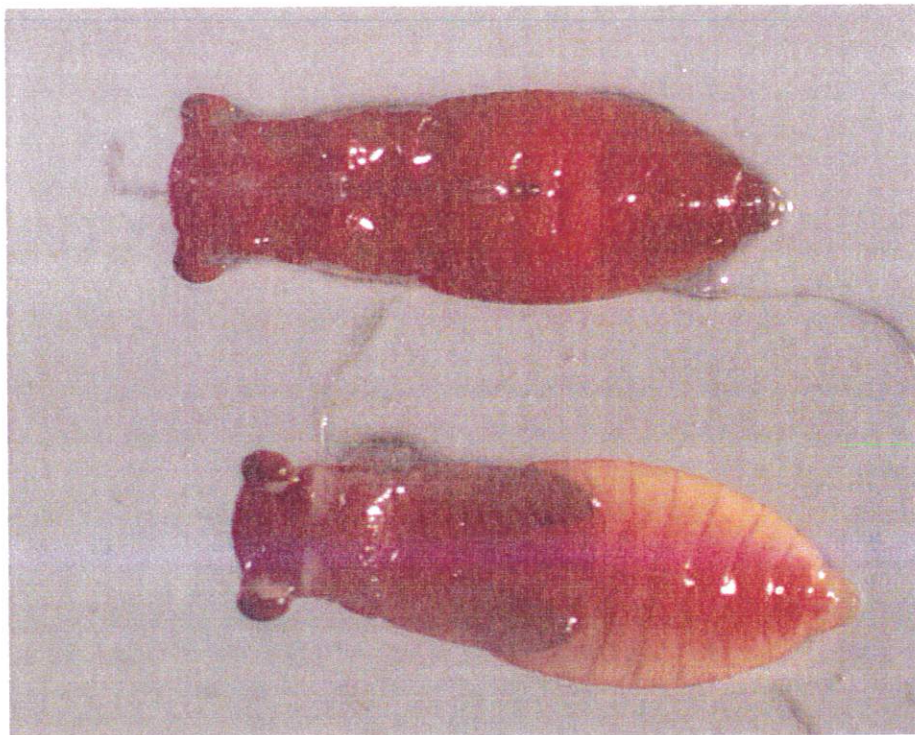


Figura 16. Ninfa cuatro de *Hesperolabops gelastops* Kirkaldy



Figura 17. Ninfa cinco de *Hesperolabops gelastops* Kirkaldy

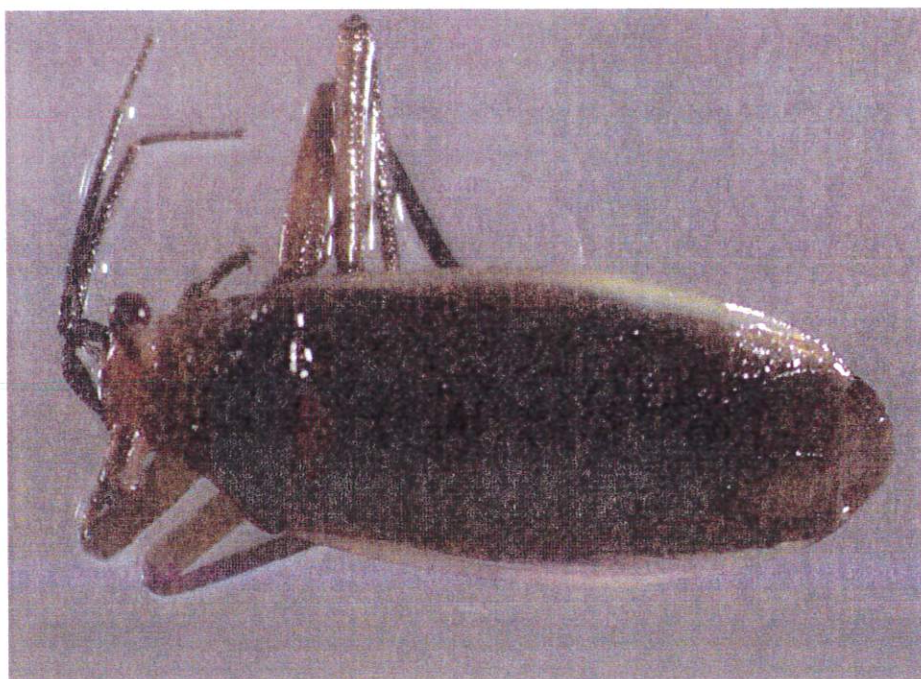


Figura 18. Adulto de *Hesperolabops gelastops* Kirkaldy.