

UNIVERSIDAD AUTONOMA CHAPINGO

DEPARTAMENTO DE PARASITOLOGÍA AGRÍCOLA

PARASITOIDES ASOCIADOS A LA ESCAMA ARMADA
(*Acutaspis agavis*) Y AL PIOJO HARINOSO (*Pseudococcus*
sp.), plagas del Agave Tequilero (*Agave tequilana* Weber),
EN JALISCO, MÉXICO

TESIS PROFESIONAL

COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL TITULO
DE:

MAESTRO EN CIENCIAS

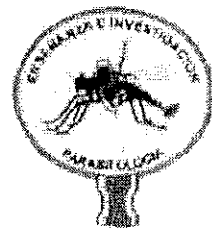
ESPECIALISTA EN PROTECCIÓN VEGETAL

PRESENTA:

OSCAR LÓPEZ DOMÍNGUEZ DIRECCION GENERAL ACADEMICA
DEPTO. DE SERVICIOS ESCOLARES
OFICINA DE EXAMENES PROFESIONALES



Chapingo, México. Febrero de 2008.

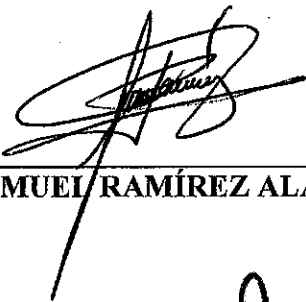


**PARASITOIDES ASOCIADOS A LA ESCAMA ARMADA (*Acutaspis agavis*) Y
AL PIOJO HARINOSO (*Pseudococcus* sp.), PLAGAS DEL AGAVE
TEQUILERO (*Agave tequilana* Weber) EN JALISCO, MÉXICO**

Tesis realizado por el alumno Oscar López Domínguez, bajo la dirección del
Comité Asesor indicado, aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial
para obtener el grado de:

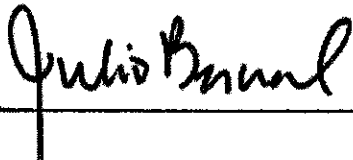
MAESTRO EN CIENCIAS EN PROTECCIÓN VEGETAL

DIRECTOR:



DR. SAMUEL RAMÍREZ ALARCON

CO-DIRECTOR:



DR. JULIO S. BERNAL

ASESOR:



DR. HECTOR GONZALEZ HERNANDEZ

ASESOR:



DR. JUAN FERNANDO SOLÍS AGUILAR

Chapingo, Texcoco, México, Febrero de 2008.



INDICE

Titulo	Pág.
INDICE	i
INDICE DE FIGURAS	IV
RESUMEN.....	VI
ABSTRACT.....	VI
AGRADECIMIENTOS	VII
DEDICATORIA.....	VIII
DATOS BIOGRAFICOS.....	IX
I. INTRODUCCION.....	1
I.I. JUSTIFICACIÓN.....	2
II. OBJETIVOS	3
2.1. General.....	3
2.2. Particulares.....	3
2.3. Meta.....	3
III. REVISIÓN DE LITERATURA.....	4
3.1. El agave tequilero <i>A. tequilana</i> Weber.....	4
3.1.1. Taxonomía del Género <i>Agave</i>	4
3.1.2. Clasificación Taxonómica.....	5
3.1.3. Características morfológicas y reproductivas.....	5
3.1.4. Factores abióticos	6
3.2. Plagas del agave tequilero	7
3.2.1. Picudo, <i>Scyphophorus acupunctatus</i> Gyll. (Coleoptera: Curculionidae).....	7



3.2.1.1. Síntomas y daño.....	7
3.2.1.2. Descripción.....	8
3.2.2. Rondón, <i>Strategus aloeus</i> (L.) (Coleoptera: Scarabaeidae: Dynastinae).....	9
3.2.2.1. Descripción.....	9
3.2.3. Escarabajo funerario del agave, <i>Acanthoderes funeraria</i> Bates (Coleoptera: Cerambycidae).....	9
3.2.3.1. Descripción.....	10
3.3. Orden Hemiptera	10
3.3.2. Familia Diaspididae	11
3.3.3. Familia Pseudococcidae.....	12
3.4. Control Biológico	13
3.4.1. Tipos de enemigos naturales.....	14
3.5. Evaluación de enemigos naturales	15
3.5.1. Métodos de evaluación.....	17
3.5.2. Método de adición	18
3.5.3. Método de exclusión.....	19
3.5.4. Métodos de interferencia	21
3.5.5. Interferencia química	21
3.5.6. Eliminación manual	22
3.5.7. Método trampa	23
3.5.8. Inhibición biológica	23
3.6. Tabla de vida	24
IV. METODOLOGIA	27
4.1. La zona de estudio	27
4.2. Muestreos	28
4.2.1. Escama armada <i>Acutaspis agavis</i>	29
4.2.2. Piojo harinoso <i>Pseudococcus</i> sp.	29
4.3. Determinación del porcentaje de parasitismo acumulado.....	30



4.3.1. Escama armada	30
4.3.2. Piojo harinoso.....	32
4.4. Identificación de género de las especies parasitoides.....	32
4.5. Tabla y ciclo de vida de la escama armada.....	32
4.5.1. Establecimiento del cohorte de la escama armada.....	33
4.5.2. Tabla de vida.....	33
V. RESULTADOS Y DISCUCION	34
5.1. Porcentaje de parasitismo.....	34
5.1.1. Escama armada <i>Acutaspis agavis</i>	34
5.1.2. Piojo harinoso <i>Pseudococcus</i> sp.	36
5.2. Identificación de los Parasitoides de la escama armada y del piojo harinos	37
5.2.1. Escama armada	37
5.2.1.1. Descripción del género <i>Aphytis</i> Howard	37
5.2.1.2. Descripción del género <i>Encarsia</i> Foerster (1878)	38
5.2.1.3. Descripción del género <i>Ablerus</i> Howard (1894).....	39
5.3.2. Piojo harinoso.....	41
5.3.1.1. Descripción de la Hembra de <i>Pseudleptomastix mexicana</i>	42
5.3.1.2. Descripción del Macho de <i>Pseudleptomastix mexicana</i>	42
5.4. Ciclo y tabla de vida de la Escama armada <i>Acutaspis agavis</i>	44
5.4.1. Ciclo de vida de <i>A. agavis</i>	44
5.4.2. Descripción de los etados de desarrollo de <i>A. agavis</i>	44
5.4.3. Tabla de vida de la escama armada <i>A. agavis</i>	47
5.4.3.1. Supervivencia.....	48
VI. CONCLUSIONES	49
VII. LITERATURA CITADA.....	50
ANEXO I.....	60



INDICE DE FIGURAS

Figura		Pág.
1	Vista lateral del picudo del Agave (<i>S. acupunctatus</i>).....	8
2	Estados de desarrollo de la familia Diaspididae.....	11
3	Localización de los municipios de Tequila y Ameca, Jalisco.....	28
4	Localización del predio "Los Pitayos", Ameca, Jalisco.....	28
5	Localización del predio "Los Pueblitos", Tequila Jalisco.....	28
6	Diagrama del método de muestreo en campo.....	29
7	Escama del agave parasitada, cubierta protectora con aberturas, por la cual emerge el parasitoide.....	30
8	Promedio de escama del agave <i>Acutaspis agavis</i> por planta de agave tequilero. Predio los Pitayos, Ameca, Jalisco. 2006. Porcentaje real de parasitismo.....	34
9	Porcentaje de parasitismo acumulado de la escama armada <i>Acutaspis agavis</i> en agave tequilero. Predio Los Pitayos, Ameca, Jal. 2006.....	35
10	Fluctuación poblacional de piojo harinoso <i>Pseudococcus</i> sp., en hijuelos de agave tequilero, porcentaje de parasitismo. Predio los Pueblitos, Tequila, Jal. 2006.....	36
11	(a) <i>Aphytis</i> sp., (b) <i>Encarsia</i> sp., (c) <i>Ablerus elegantulus</i> . Parasitoides asociados a la escama armada del agave tequilero <i>A. agavis</i> , en Ameca, Jalisco.....	41



12	(a) Hembra, (b) macho de <i>Pseudleptomastix mexicana</i> parasitoide asociado al piojo harinoso del agave <i>Pseudococcus</i> sp, en Tequila, Jalisco.....	43
13	(a) Antena, (b) ala de la hembra de <i>P. mexicana</i>	43
14	(a) Antena (b) ala del macho de <i>P. mexicana</i>	43
15	(a-h) Etapas de desarrollo de la escama armada del agave <i>A. agavis</i>	46
16	Riesgo de mortalidad durante el ciclo de desarrollo de la escama armada <i>A. agavis</i>	47
17	Curva de supervivencia de la escama armada <i>A. agavis</i>	48



**PARASITOIDES ASOCIADOS A LA ESCAMA ARMADA (*Acutaspis agavis*) Y AL
PIOJO HARINOSO (*Pseudococcus* sp.), PLAGAS DEL AGAVE TEQUILERO (*Agave
tequilana* Weber), EN JALISCO, MÉXICO**

**ASSOCIATED PARASITOIDES WITH THE ARMORED SCALE (*Acutaspis agavis*) AND
THE AGAVE MEALYBUG (*Pseudococcus* sp.), PESTS OF AGAVE TEQUILERO
(*Agave tequilana* Weber), IN JALISCO, MÉXICO**

Oscar López Domínguez¹, Samuel Ramírez Alarcón², Julio Bernal Santos³, Héctor González Hernández⁴, Juan Fernando Solís Aguilar⁵

RESUMEN

El cultivo del agave tequilero es afectado por varias plagas que se alimentan de la piña y del follaje, el objetivo del presente trabajo fue conocer los parasitoides asociados a la escama armada y al piojo harinoso del agave, así como el porcentaje del control ejercido por estos insectos. Los muestreos se realizaron de febrero de 2006 a enero de 2007. De cada muestreo (9), se cuantificaron insectos vivos y parasitados para obtener el % de parasitismo. La identificación de los parasitoides se realizó mediante la utilización de guías taxonómicas. En la escama armada el parasitismo fue de 36,7% y los insectos parasitoides asociados a esta fueron *Aphytis* sp., *Ablerus elegantulus* (Silvestri) y una nueva especie del género *Encarsia* (Hymenoptera: Aphelinidae). En el piojo harinoso la media anual de parasitismo fue de 7,12%. Por la especie *Pseudleptomastix mexicana* Noyes & Schauff (Hymenoptera: Encyrtidae).

Palabras clave: Parasitoides, *Aphytis*, *Ablerus elegantulus*, *Encarsia*, *Pseudleptomastix mexicana*.

ABSTRACT

The tequilero agave crop is affected by several pests that feed on the foliage and the bole. The objective of this study was to known parasitoids associated with the agave armored scale and agave mealybug and to quantify the control caused by these insects. Sampling were carried out from February 2006 to January 2007. Alive insects and parasited were quantified to obtain the % of parasitism. The identification of parasites were obtained using taxonomic guides. In the armoured scale parasitism was 36,7% and the associated parasitoides were determined as *Aphytis* sp., *Ablerus elegantulus* (Silvestri) and a new specie of the genus *Encarsia* (Hymenoptera: Aphelinidae). The annual mean parasitism in the agave mealybug was 7,12%, exarted by *Pseudleptomastix mexicana* Noyes and Schauff (Hymenoptera: Encyrtidae).

Key words: Parasitoids, *Aphytis*, *Ablerus elegantulus*, *Encarsia*, *Pseudleptomastix mexicana*.

¹ Tesista Maestría en Protección Vegetal.

^{2,5} Director y Asesor. Posgrado en Protección Vegetal. Departamento de Parasitología Agrícola

³ Co-Director. Texas A&M University.

⁴ Asesor. Colegio de Postgraduados. Programa de Entomología y Acarología



AGRADECIMIENTOS

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología, por el apoyo económico otorgado para la realización de mis estudios de Maestra.

A la Universidad Autónoma Chapingo y al Departamento de Parasitología Agrícola, por darme la oportunidad de realizar mis estudios.

A la compañía Tequila Sauza S.A. de C.V. y Casa Herradura por el apoyo económico y logístico para el desarrollo de este trabajo.

A TAMU-CONACYT Collaborative Research Grant Program por el apoyo económico al proyecto: "Developing environmentally friend management Technologies for emerging insects pest of tequila agave".

Al Dr. Héctor González Hernández y al Dr. Julio S. Bernal, por darme la oportunidad de participar en este proyecto.

Al Dr. Samuel Ramírez Alarcón y al Dr. Juan Fernando Solís Aguilar, por el apoyo otorgado para la realización de este trabajo.

A la Dr. Svetlana N. Myartseva, por su apoyo en la identificación de especies.

Al Dr. José Refugio Lomeli Flores, por su apoyo en la identificación de la especie *Pseudleptomastix mexicana*.

Al M. C. Jorge Valdez Carrasco, por su apoyo durante el trabajo fotográfico.

A los Ing. Saúl Montecinos, Miguel Hernández y Hugo S. López, por el apoyo técnico.



DEDICATORIA

A la memoria de mi PADRE



DATOS BIOGRAFICOS

Datos generales:

Nombre: Oscar López Domínguez

Fecha de Nacimiento: 5 de enero de 1981

Lugar de Origen: Texcoco, estado de México

Profesión: Ingeniero en Agroecología

Formación Académica:

Estudios de licenciatura:

Universidad Autónoma Chapingo.

Departamento de Agroecología. Generación 1998 – 2003.

Estudios de Maestría:

Universidad Autónoma Chapingo.

Programa. Protección Vegetal.

Departamento de Parasitología Agrícola.

Generación: 37. 2005 – 2007.



I. INTRODUCCION

Los usos del agave son tan diversos como la necesidad y capacidad artística del hombre lo han permitido. Entre éstos destaca el agave tequilero, por la importancia económica, social y tradicional que reviste. El agave tequilero enfrenta hoy día una crisis productiva por su excesiva explotación, así como la afectación y pérdida de plantas por la incidencia de plagas y enfermedades, resultado de la poca investigación y transferencia de tecnología.

El cultivo de agave azul *Agave tequilana* Weber var. Azul para la producción de tequila ha tomado gran importancia en el estado de Jalisco y algunos municipios de Michoacán, Nayarit, Guanajuato y Tamaulipas, debido a la gran demanda de este producto en el mercado nacional e internacional, gracias a la Denominación de Origen otorgada a esta bebida y la promoción mundial realizada por el Consejo Regulador del Tequila (CRT, 2004).

El aumento de la superficie cultivada ha crecido de manera importante, ya que en el año de 1970 la superficie sembrada era de 20,350 ha mientras que para el año de 1998 se tenían registradas 62,000 ha (CRT, 1999), para el año 2000 se sembraron 45,000 ha, lo que representó una reducción del 25% en la superficie sembrada. Esta disminución se atribuye a diferentes causas incluyendo el bajo costo de las piñas o cabezas del agave, además de la incidencia de plagas que afectan al cultivo como el picudo del agave *Scyphophorus acupunctatus* Gyll., piojo harinoso *Pseudococcus* sp., la escama armada *Acutaspis agavis*, el gusano blanco *Aegiale hesperiaris* (Wlk.), y enfermedades como la pudrición del cogollo causada por la bacteria *Pectobacterium carotovorum* Waldee y la marchitez causada por hongos como *Fusarium oxysporum* (Flores, 2000).

Para solucionar los problemas fitosanitarios en el cultivo del agave tequilero se requiere de la aplicación de productos químicos a lo largo del ciclo productivo, lo que hace incosteable la producción. Por tal motivo surge la necesidad de buscar



alternativas que permitan tener un manejo más eficiente en el control de plagas, una de estas es la búsqueda e identificación de enemigos naturales ya sean parasitoides, depredadores o patógenos que estén asociados a cualquier etapa fenológica de las plagas, las cuales representan desde el punto de vista económico, ecológico y de salud una alternativa adecuada para el manejo y control de estas.

I.I. JUSTIFICACIÓN

Uno de los principales problemas en la producción del agave tequilero son los relacionados con la presencia de plagas, las cuales han surgido con mayor frecuencia debido a que se han establecido plantaciones en áreas donde antes se destinaban a cultivos como maíz o caña de azúcar y al mal uso de insecticidas, lo que ha generado que poblaciones del picudo del agave *S. acupunctatus*, piojo harinoso *Pseudococcus* sp., escama armada *A. agavis*, sean un problema para la producción de agave, ya que al encontrarse grandes extensiones de un solo cultivo la dispersión y el incremento poblacional de estas plagas es rápida, ya que encuentran condiciones de alimento favorables para su adaptación, por lo que se tiene que recurrir al control químico como única alternativa de solución. Lo anterior hace incosteable la producción debido a que se realizan varias aplicaciones de productos químicos para resolver el problema.

Por tal motivo surge la necesidad de buscar nuevas alternativas que permitan tener un manejo más eficiente en el control de plagas, una de éstas es la búsqueda de enemigos naturales. Los enemigos naturales pueden mantener en equilibrio a las poblaciones de insectos plaga, de tal modo que éstas no sobrepasen los umbrales económicos, y así obtener buenos resultados en el manejo de estas plagas.



El presente trabajo se enfoca hacia la identificación de enemigos naturales de escamas armadas y piojos harinosos, dos plagas al succionar la savia pueden afectar la distribución de nutrientes en la planta, además de los problemas indirectos que éstas ocasionan al producir exudados azucarados que favorecen el crecimiento del hongo *Fumagina*, el cual reduce la capacidad fotosintética de la planta al cubrirla con una costra oscura, lo que provoca una reducción de la capacidad fotosintética de la planta.

II. OBJETIVOS

2.1. General

- Determinar el parasitismo que ejercen los parasitoides en la escama armada *Acutaspis agavis* y el piojo harinoso *Pseudococcus* sp., plagas del agave tequilero.

2.2. Particulares

- Identificar los parasitoides asociados a la escama armada *A. agavis*, y al piojo harinoso *Pseudococcus* sp., plagas del agave tequilero, así como el nivel de parasitismo por cada especie.
- Obtener la tabla y el ciclo de vida de la escama armada *A. agavis*.

2.3. Meta

- Al evaluar la relación existente entre estas plagas del agave y sus enemigos naturales, determinar si los parasitoides se asocian con las fluctuaciones poblacionales de estas plagas en un nivel que no produzca daño significativo en el cultivo del agave.



III. REVISIÓN DE LITERATURA

3.1. El agave tequilero *A. tequilana* Weber

El agave tequilero *A. tequilana* Weber, se considera muy noble y especial ya que por mas de 200 años se ha utilizado para la producción de la bebida mundialmente conocida como “Tequila”, que es una bebida alcohólica y típicamente mexicana, la cual se prepara del jugo que es extraído de la piña o cabeza de planta, a través de un proceso de fermentación y posteriormente un proceso de doble destilación.

3.1.1. Taxonomía del Género *Agave*

La palabra agave proviene del griego agavos, que significa “notable” o “admirable”. Linneo describió el género por primera vez en 1753, siendo la primera especie *Agave americana* L. (Gentry, 1982).

La Familia Agavaceae está integrada por ocho géneros, entre los cuales se encuentra el género *Agave*. En el continente americano se encuentran 273 especies de esta familia, desde el norte de Dakota hasta Bolivia y Paraguay. México es considerado el centro de origen ya que cuenta con 205 especies (75% de las especies del género), de las cuales 151 son endémicas (Ramírez, 2006).

El subgénero *Agave* fue reconocido por Gentry en 1982 sobre la base de una inflorescencia en forma de panícula donde las flores aparecían en racimo sobre ramas laterales. Autores anteriores utilizaron el nombre *Euagave*. Gentry organizó este subgénero en 20 grupos, integrando 82 especies y un total de 126 taxa, incluyendo subespecies, variedades y formas (Kolendo, 2006).



3.1.2. Clasificación Taxonómica

Reino: Plantae

División: Antophyta

Clase: Monocotiledoneae

Orden: Liliales

Familia: Agavaceae

Subfamilia: Agavoideae

Género: Agave

Especie: *Agave tequilana*

Entre los nombres más recientemente asignados a alguna especie, figura uno relativo al *Agave tequilana* Weber var. Azul, clasificado como *Agave tequilana* cv. Limeño, nombre que fue establecido por Kimnach y Trager en 1991 (Kolendo, 2006).

3.1.3. Características morfológicas y reproductivas

Son plantas herbáceas suculentas, en algunos casos arborescentes. Sus hojas están dispuestas en forma de roseta, generalmente con espinas marginales o “dientes” y una espina terminal. Con algunas excepciones, son acaulescentes o de tallo muy corto y grueso. Con respecto a sus características reproductivas, son plantas perennes o monocárpicas. La inflorescencia, que puede llegar a medir varios metros de altura, emerge del centro de la roseta, ya sea con forma de espiga (racemosa) o ramificada (paniculada) con las flores creciendo en grandes agregados (umbrelas) sobre pedúnculos laterales (Eguiarte *et al.*, 2000).

La reproducción puede ser sexual y asexual mediante vástagos llamados “hijuelos”, los cuales emergen de rizomas de la planta madre, creciendo cerca de la base de la roseta, pequeñas plántulas que surgen de la inflorescencia. Estas formas reproductivas se consideran mecanismos de adaptación evolutiva para



asegurar la producción de progenie cuando la inflorescencia es cortada por el humano o por herbívoros (Eguiarte *et al.*, 2000).

3.1.4. Factores abióticos

Entre los factores abióticos que repercuten en la producción del agave se mencionan a la temperatura, suelo, humedad y altitud.

3.1.4.1. Temperatura

Los rangos de temperatura del agave oscilan entre los 3.5° C como mínima y 47° C como temperatura máxima, la temperatura óptima oscila entre los 20 – 26° C. En los climas cálidos su ciclo llega a alcanzar los 9 años, mientras que en las zonas altas y templadas este promedio es de 11 años (Serrano, 1984).

3.1.4.2. Suelo

Como la mayoría de los cultivos, el agave prospera mejor en suelos con buena fertilidad, con unos 30 – 40 cm. de profundidad, que tenga buen drenaje, debido a que no soporta excesos de humedad por largos tiempos (Gómez, 1984).

3.1.4.3. Humedad

El régimen pluviométrico para esta planta es de 800 mm de precipitación anual y las variaciones ligeras no afectan gravemente al cultivo, ya que es resistente a sequías prolongadas. En los climas templados el ciclo de cultivo dura más, pero tiene una mayor concentración de azúcares, sucediendo lo contrario en climas tropicales (Gómez, 1984).

3.1.4.4. Altitud

El agave tequilero es una planta que se desarrolla entre los 800 y 1700 msnm y en topografías accidentadas. La región de los altos es la más adecuada para el desarrollo del agave, pues la temperatura, humedad y precipitación son más favorables (Gómez, 1984).



3.2. Plagas del agave tequilero

Entre las plagas de la raíz destacan las gallinas ciegas *Anomala* spp. y *Phyllophaga* spp., las diabroticas *Diabrotica* spp., y los nematodos, que pueden presentarse en plantas con edades avanzadas, pero preferentemente en plantaciones nuevas donde la rizosfera es más succulenta (Valenzuela, 1997). También se señala que las plagas del cogollo pueden resultar muy importantes, ya que con sus lesiones sirven de entrada a otros fitopatógenos tales como hongos y bacterias, los cuales causan pudriciones severas.

Las plagas consideradas del follaje son: la escama armada *Acutaspis agavis* y el piojo harinoso *Pseudococcus* sp., que con sus secreciones interfieren en la traslocación de nutrientes reduciendo la concentración de azúcares (García, 1997).

Dentro de las plagas que atacan a la piña se encuentra el barrenador o gusano blanco del maguey *Aegiale hesperiaris*, el picudo del agave *Scyphophorus acupunctatus*, el escarabajo rinoceronte o rondón *Strategus aloeus*, y el cerambícido *Acanthoderes funeraria* (García, 1997).

3.2.1. Picudo, *Scyphophorus acupunctatus* Gyll. (Coleoptera: Curculionidae)

Este insecto es considerado como plaga de la piña del agave, sin embargo se ha visto que es capaz de atacar el cogollo; aunque también es común encontrar hojas con daños por este picudo (CRT, 2005).

3.2.1.1. Síntomas y daño

Las hojas pierden su posición normal por el daño que sufre la base del cogollo. Las hojas se marchitan, cambian de color verde azulado al gris violáceo principalmente por el envés y la base del cogollo se pudre. El daño es causado por

las larvas al alimentarse y que forman galerías en la piña o la base de las pencas (CRT, 2005).

Otro síntoma de la presencia del insecto, es el llamado cuello de ganso, el cual consiste en una inclinación excesiva del cogollo hacia un lado, esto se debe a que el insecto, al alimentarse, va formando galerías que afectan un lado de la planta por la parte interna, por lo cual el crecimiento de un lado se hace más lento o se detiene definitivamente, mientras el lado opuesto continua creciendo de manera normal, causando la inclinación del cogollo por el crecimiento hacia un solo lado (CRT, 2005).

3.2.1.2. Descripción

Los adultos de *S. acupunctatus* miden en promedio de 12 a 15 mm de longitud (Fig. 1). El cuerpo es color negro brillante. El abdomen es de 10 segmentos, aunque dorsalmente solo ocho son visibles (Siller, 1985; Booth *et al.*, 1990). Los huevecillos son ovoides de aproximadamente 1.5 mm de longitud y de 0.5 a 0.6 mm de diámetro y de color blanco-cremoso. Las larvas completamente desarrolladas miden alrededor de 18 mm de largo por 4 mm de ancho, son de color blanco cremoso. Las pupas, que son de tipo exarata, miden en promedio 16 mm de largo (Lock, 1969; Ramírez, 1993).



Figura 1. Vista lateral del picudo del Agave (*S. acupunctatus*) Foto por J. Valdez C.



3.2.2. Rondón, *Strategus aloeus* (L.) (Coleoptera: Scarabaeidae: Dynastinae)

El signo característico de la presencia de este insecto es un orificio redondo cerca de la base de la planta, donde puede o no encontrarse al adulto alimentándose en el interior de la piña, o bien al final del túnel que realiza en el suelo, el cual puede tener hasta 40 cm de profundidad (CRT, 2005). El daño a la planta es un orificio del ancho del cuerpo del insecto, ya que éste va trozando la fibra con sus mandíbulas y alimentándose del tallo de la planta. No se ha observado que estas plantas presenten pudrición después del ataque, y pocas mueren por el mismo, pero por lo general su crecimiento se detiene o disminuye drásticamente.

3.2.2.1. Descripción

El cuerpo es pardo oscuro a casi negro brillante, en ocasiones la cabeza y pronoto son negros y los élitros rojizos. La longitud del cuerpo es de 3.1 a 6.1 cm, con una anchura máxima de élitros de 1.3 a 3.0 cm. Machos con tres proyecciones agudas en el pronoto. Hembras con una depresión amplia en la mitad anterior del pronoto precedida por un tubérculo redondeado (Ratcliffe y Morón, 1997).

3.2.3. Escarabajo funerario del agave, *Acanthoderes funeraria* Bates (Coleoptera: Cerambycidae)

El adulto al alimentarse en la superficie de las pencas cercanas al cogollo de la planta provoca una raspadura cerca de la base de éstas y aunque el daño no es de consideración para la planta, la herida superficial puede servir como puerta de entrada de algún patógeno. En las plantas en donde se observan las raspaduras típicas causadas por el adulto de este insecto, por lo general pueden observarse pequeñas manchas hundidas de color café rojizo en la base de las pencas cerca de la piña donde, en la mayoría de los casos, puede encontrarse una pequeña larva o huevecillo del insecto. La larva se alimenta haciendo galerías solo en la base interna de las hojas con lo cual destruye el área radical y causa en la planta síntomas de marchitez (CRT, 2005).



3.2.3.1. Descripción

El adulto es color negro con patrones de manchas blancas en el dorso, mide alrededor de 2 cm y las antenas 1.5 cm. Éstas tienen 11 segmentos donde el primero y tercero son los más largos (CRT, 2005).

Es común observar al adulto en la zona cercana a la base de las pencas al inicio de la época de lluvias, donde puede encontrarse solo o en grupos. No se conoce si el insecto emerge en una solo época del año, o si hay generaciones sobrepuestas, lo que si se sabe es que tanto el adulto como la larva tienen un periodo de vida largo, y todo indica que como larva puede durar hasta un año. Además se ha visto que los huevecillos pueden empezar a eclosionar desde 15 días de haber sido ovipositados, pero pueden permanecer en ese estado hasta por 4 o 5 meses (CRT, 2005).

3.3. Orden Hemiptera

Dentro del orden Hemiptera actualmente se consideran tres subórdenes: Sternorrhyncha (cochinillas y escamas), Auchenorrhyncha (cigarras, loritos verdes, membrácidos) y Heteroptera (chinchas verdaderas) (Ramos y Serna, 2004).

El término “Sternorrhyncha” (del griego sternon que significa “pecho” o “vientre” y rhynchos que significa “nariz”, “pico” u “hocico”) se refiere a la posición corporal de las partes bucales, las cuales se encuentran en la región ventral del insecto, debajo de la cabeza, entre las coxas anteriores y proyectadas hacia atrás. De acuerdo con Chandler y Watson (1999) el suborden Sternorrhyncha incluye las superfamilias de los áfidos (Aphidoidea), psílidos (Psylloidea) y moscas blancas (Aleyrodoidea) y escamas (Coccoidea).

Los individuos de la superfamilia Coccoidea se caracterizan por tener tarsos casi siempre de un segmento y con uñas simples (Howell & Williams, 1976).

Esta superfamilia comprende 28 familias de cochinillas y escamas, y contiene más de 7500 especies distribuidas mundialmente (Gullan y Martín, 2003). Las familias con mayor número de especies son Diaspididae con 2500 especies, Pseudococcidae con 2000 y Coccidae con 1000 especies (Ramos y Serna, 2004).

3.3.2. Familia Diaspididae

Comprende numerosas especies de escamas sésiles conocidas como “escamas armadas”, causan severos daños a la fruticultura. Las hembras tienen las antenas y las patas vestigiales carecen de espiráculos abdominales y de opérculo anal. La cubierta está formada por secreciones de cera y las exuvias de estadios anteriores (figura 2); el cuerpo blando se protege bajo la mencionada escama que adopta multitud de formas: alargadas, elípticas, ovales, redondas (Sermeño, y Navarro, 2000).

Su reproducción puede ser sexual o partenogenética, ovípara u ovovivípara. Son muy dañinas y atacan multitud de plantas, dispersándose las formas inmaduras sobre sus hospederos jóvenes. Los machos adultos son pequeños y alados, con antenas y patas bien desarrolladas; en el ápice caudal generalmente presentan dos filamentos relativamente largos (stylus).

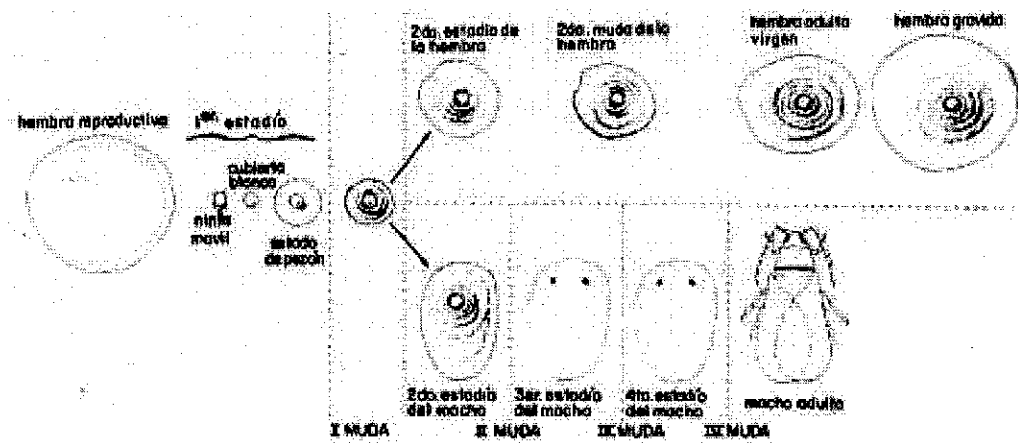


Figura 2. Estados de desarrollo de la familia Diaspididae. Fuente: Sermeño y Navarro (2003)



3.3.3. Familia Pseudococcidae

Los Pseudococcidae también llamados Cochinillas ó piojos harinosos, ésta típicamente representada por el género *Pseudococcus* Westwood, el cual incluye un elevado número de especies que causan daños considerables tanto en la parte aérea como en las raíces de plantas de importancia agronómica y ornamentales. En su cubierta corporal hay glándulas que segregan un material polvoriento o algodonoso ceroso de color blanco (Sermeño y Navarro, 2000).

Las cochinillas pueden encontrarse en casi cualquier parte de su planta hospedera, aunque muchas especies adquieren una posición característica. Relativamente pocas especies se encuentran en situación expuesta, tales como el haz de las hojas. Muchas especies viven debajo de la corteza, en envolturas de hojas y axilas, en brácteas, debajo de los cálices o en las raíces (Cox, 1987).

Las hembras poseen antenas que pueden presentar hasta nueve segmentos. En el ovisaco depositan varios cientos de huevos (especies ovíparas) o ninfas de primer estadio (especies ovovivíparas). Al completar la oviposición la hembra muere; el saco que contiene los huevos se encontrarán en las axilas de los tallos que se ramifican o en las hojas, ramas, yemas, botones florales, frutos y hasta en las raíces. El desarrollo de los huevos toma de 3-9 días, según las condiciones climáticas (Sermeño y Navarro, 2000).

El macho inmaduro de Pseudococcidae, cuando está casi desarrollado forma una cápsula blanca algodonosa (prepupa o pupa) alrededor de él y dentro de esta cápsula se transforma en adulto; éste es muy pequeño y débil, por lo tanto es difícil de localizar o se puede confundir con otros insectos, pues es generalmente alado (dos alas), con sus halteres peculiares, por lo que puede ser fácilmente confundido con diminutas mosquitas. Sus partes bucales están atrofiadas por lo que son incapaces de alimentarse. Los ojos aparecen constituidos por un corto número de omatidios, confundibles con 2 a 3 ocelos y situados en el vertex. Las



antenas multisegmentadas ubicadas por delante de la cabeza, muy cercanas entre sí y regularmente son plumosas (Sermeño y Navarro, 2000).

Las alas con una vena subcosta poco evidente y corta. Las patas, sin embargo están bien desarrolladas con un solo tarso y una uña con cerdas especiales capituladas, llamadas digitales; sin embargo algunas especies son ápodas.

El abdomen se prolonga por detrás en un órgano copulador llamado stylus, apareciendo a veces un par de apéndices caudales, sedosos, alargados y ondulados como un par de flecos. Una de las actividades importantes del macho es la copula con las hembras (Sermeño y Navarro, 2000).

3.4. Control Biológico

Las comunidades de plantas que han sido modificadas para satisfacer las necesidades especiales de alimento y fibra de los seres humanos son altamente susceptibles al daño ocasionado por plagas. En general, cuanto más ha sido modificada una comunidad vegetal, más abundantes y serias son las plagas (Altieri, 1994). Los monocultivos extensos compuestos generalmente de plantas genéticamente similares o idénticas y que han sido seleccionadas por su mayor palatabilidad, son altamente vulnerables a herbívoros adaptados (Price, 1981). Las prácticas agrícolas comúnmente usadas en el manejo de monocultivos (pesticidas, fertilizantes químicos, etc.), tienden a alterar a las poblaciones de enemigos naturales de los herbívoros, desencadenando con frecuencia los problemas de plagas (Papavizas, 1981).

La estabilidad ecológica y la autorregulación, características de los ecosistemas naturales, se pierden cuando el hombre simplifica las comunidades naturales a través de la ruptura de las frágiles interacciones a nivel de comunidades. De todas formas, esta ruptura puede ser reparada restituyendo los elementos perdidos en la comunidad a través del incremento de la biodiversidad funcional en los



agroecosistemas. Una de las razones más importantes para restaurar y/o mantener la biodiversidad en la agricultura, es que ésta presta una gran variedad de servicios ecológicos. Uno de estos servicios es la regulación de la abundancia de organismos indeseables a través de la depredación, el parasitismo y la competencia (Altieri, 1994).

En la mayoría de los grupos de insectos se encuentran especies entomófagas, que se alimentan de otros insectos como depredadores o como parásitoides (Badii *et al.*, 2000). La evolución de los sistemas de producción agrícola han derivado en los últimos años hacia métodos de control de plagas y enfermedades más racionales y respetuosas con el medio ambiente (Badii & Ruvalcaba, 2006) y la noción de la conservación de recursos, la biodiversidad y la ética ambiental. Además se ha usado el control biológico para las malezas, vertebrados, arañas rojas, etc. Estas nuevas técnicas han derivado hacia el concepto y desarrollo de la producción integrada (Badii *et al.*, 2000).

Por ello nace el concepto de manejo Integrado, método de control de plagas y enfermedades en el que se emplean conjuntamente productos químicos, insectos benéficos y prácticas culturales. El objetivo fundamental de este tipo de agricultura, es el control racional y eficaz de las plagas y enfermedades, reduciendo la cantidad de residuos de los productos que se van a recolectar. También se puede hablar de lucha biológica, que es la manipulación deliberada de parasitoides, depredadores y entomopatógenos de las especies plaga, dentro del agrosistema, diseñada o proyectada para reducir la población plaga a un nivel que no produzca daños económicamente importantes (Badii y Abreu, 2006).

3.4.1. Tipos de enemigos naturales

La mayoría de las plagas tienen varios enemigos naturales y la abundancia de estos últimos es por tanto muy grande. Estos enemigos naturales se pueden



clasificar en tres grandes grupos: parasitoides, depredadores y entomopatógenos (Alcázar *et al.*, 2000).

Los parasitoides son insectos entomófagos que atacan a una sola presa u hospedero. Entre los insectos existe un tipo especial de parasitismo que llega a matar al hospedero y recibe el nombre particular de parasitoide. Los parasitoides son aquellos insectos cuyo desarrollo tiene lugar sobre o dentro de otro insecto. Es una relación de parasitismo que sólo se presenta en insectos. El parasitoide se come al insecto plaga, rompe el tegumento y la larva se convierte en pupa y después en adulto. Ejercen un papel muy importante en el control de plagas (Pérez, 2000).

Los depredadores son otros insectos o ácaros que no causan daño al cultivo pero capturan y se alimentan de otros insectos y ácaros fitófagos plaga. Difieren de los parasitoides porque atacan a varias presas durante su vida. En la mayoría de los casos, ambos estados larvas y adultos de los depredadores son los que buscan activamente a sus presas y se alimentan de ellas (Malais & Ravensberg, 1995).

Los entomopatógenos son microorganismos que producen enfermedades a los insectos, siendo muy diversos los agentes causales. Penetran en la especie plaga a través del tubo digestivo o del integumento, dando lugar a la expresión de la enfermedad que provoca la muerte del hospedante. Los entomopatógenos son los únicos que no buscan de forma activa a sus presas.

3.5. Evaluación de enemigos naturales

En el control biológico, como en otros métodos convencionales de combate de plagas, se requiere de la aplicación de distintas técnicas para evaluar el papel real que juegan los agentes naturales o artificiales en la regulación de las poblaciones de plagas. En los sistemas naturales y en los agroecosistemas, existen casos de control biológico natural o aplicado que requieren de una explicación a través de

métodos experimentales de como una plaga es regulada por la acción de los enemigos naturales (Badii *et al.*, 2004).

Es importante evaluar la actividad de los enemigos naturales nativos, en dado caso de que sea necesaria la introducción de especies exóticas. En ocasiones, el detectar altos niveles de parasitismo o depredación por un enemigo natural, no es una indicación contundente de la efectividad de éstos. En experimentos para determinar densidades de liberación mediante comparación de tratamientos, el uso erróneo de los porcentajes de parasitismo no es tan importante como lo puede ser en estudios encaminados a determinar el impacto de enemigos naturales como agentes de control de sus hospederos o presas (Van Driesche, 1983).

Los porcentajes de parasitismo no pueden ser igualados con los niveles de control obtenidos, ya que es el número de sobrevivientes y no el porcentaje de éstos que escaparon a la acción de los enemigos naturales, son los que determinarán la futura densidad de la plaga. Otro de los problemas en el uso de los porcentajes de parasitismo es que algunos de los hospederos, tomados como muestra para observar eclosión y calcular dichos porcentajes, mueren durante el manejo o almacenamiento (Waage & Mills, 1992).

De acuerdo con Legner (1969), el método más confiable para evaluar la efectividad de un parasitoide después de su liberación, es la reducción de la posición de equilibrio del hospedero. La introducción de especies exóticas o el uso de especies nativas se pueden realizar a través de varias estrategias generales de control biológico.

Estas estrategias de control son: el control biológico clásico, aumento de enemigos naturales (inoculativo o inundativo) y conservación de los mismos. Las últimas dos estrategias son más útiles cuando se trata de controlar plagas nativas. Una vez que se ha seleccionado la estrategia de control biológico, es necesario determinar como se va a evaluar el impacto de los enemigos naturales sobre la



dinámica poblacional de la plaga. De acuerdo con Hassell y Varley (1969), las pruebas de laboratorio pueden mostrar si un enemigo natural es exitoso o no; sin embargo, una introducción a nivel de campo y su establecimiento es la prueba real.

Algunos de los métodos experimentales de evaluación son fáciles de aplicar en especies plaga y enemigos naturales de poca movilidad (insectos escama), mientras que en especies de amplia dispersión (larvas de lepidópteros), los métodos de evaluación se tienen que adecuar a las características de comportamiento, por lo que se requiere el uso de grandes extensiones experimentales (González-Hernández *et al.*, 2000).

3.5.1. Métodos de evaluación

En el control biológico aplicado existen dos grupos de metodologías generales para determinar el papel de los enemigos naturales en la regulación de sus presas (hospederos). Uno de estos grupos comprende el uso de métodos comparativos experimentales de evaluación, los cuales pueden demostrar la contribución precisa de los enemigos naturales en la regulación poblacional de sus presas u hospederos (González-Hernández *et al.*, 2000).

DeBach y Bartlett (1964), consideran que los métodos comparativos son los mejores para evaluar la efectividad de los enemigos naturales. El otro grupo comprende aquellos métodos usados para determinar los mecanismos involucrados en la regulación de plagas; esto es, mediante la aplicación de modelos poblacionales y de tablas de vida (Bellows *et al.*, 1992).

Los métodos comparativos de evaluación sólo nos indican que tan efectivo es un enemigo natural, mientras que los modelos poblacionales y tablas de vida describen el porque éstos son efectivos, o cómo es de que la regulación realmente ocurre. Por otro lado, las tablas de vida y los modelos permiten crear un marco de



referencia cuantitativo para deducir las consecuencias potenciales de las interacciones biológicas, pero no demuestran la eficiencia de los enemigos naturales (Luck *et al.*, 1988).

DeBach y Huffaker (1971) mencionan algunas clasificaciones de los métodos de evaluación de enemigos naturales, entre los que se mencionan el de adición, exclusión y los de interferencia.

3.5.2. Método de adición

Este método consiste en la introducción o adición de enemigos naturales en el sistema. El punto de comparación es observar básicamente el estado general del cultivo antes de la liberación y el estado final de éste después de un tiempo razonable (dos o tres años), aunque también es recomendable el uso de censos poblacionales. En el establecimiento del experimento se puede usar un total de 10 a 20 parcelas, en la mitad de las cuales se liberan los enemigos naturales y el resto se dejan como control, sin liberaciones (Badii *et al.*, 2004).

Las parcelas tratadas deben estar separadas de aquellas usadas como control a una distancia considerable, para prevenir la invasión a las parcelas control. Huffaker y Kennett (1969) usaron este método de adición para analizar mediante fotografías (tomadas desde 1948 hasta 1966) el grado de control que el escarabajo exótico *Chrisolina quadrigemina* Suffrian tuvo sobre la maleza Klamath *Hypericum perforatum* L. en el estado de California (EUA). Esta introducción fue un caso de control biológico completo y exitoso.

Otro ejemplo del empleo de este método de adición, fue usado de 1951 a 1957 para evaluar la efectividad de los afelínidos parasitoides *Aphytis paramaculicornis* DeBach y Rosen y *Cocophagoides utilis* Doutt, en el control de la escama armada *Parlatoria oleae* Colvée (Diaspididae) en California (EUA) (DeBach & Rosen, 1991).



En México a principios de la década de 1950, se inició el control de la mosca prieta de los cítricos *Aleurocanthus woglumi* Ashm, mediante la introducción de calcidoideos parasitoides de origen asiático como *Encarcia* (=Prospaltela) *clipealis* y *Amitus hesperidum* (Smith *et al.*, 1964). En este caso exitoso de control biológico clásico y reconocido mundialmente como tal, se puede decir que se utilizó el método de adición, pues sólo se observó el estado de la plaga antes y después de la introducción de estos parasitoides.

3.5.3. Método de exclusión

Este método consiste en la eliminación y subsiguiente exclusión de enemigos naturales de un determinado número de parcelas o unidades experimentales, las cuales se comparan con otra serie de parcelas en donde los enemigos naturales no han sido excluidos. La eliminación de los enemigos naturales puede ser mecánica o con plaguicidas (González-Hernández *et al.*, 2000).

Después de la eliminación, los enemigos naturales se mantienen fuera de una serie de plantas mediante el uso de cajas o bolsas de organdí cerradas, mientras que en la otra serie de plantas, los enemigos naturales tienen libre acceso, pues se usan cajas o bolsas similares en diseño pero con aberturas para la facilitar la entrada o salida de los enemigos naturales. Por lo anterior, este método es comúnmente conocido como el de la “caja par” (González-Hernández *et al.*, 2000).

Los cambios en las densidades poblacionales con diferentes niveles de equilibrio entre ambos tratamientos, indican la acción positiva de los enemigos naturales. Una de las recomendaciones que se sugiere en el establecimiento y desarrollo de este método es que éste se adhiera a una realidad biológica, esto es, no modificar en gran medida el efecto normal de la temperatura, humedad, viento, o reducir la dispersión de los organismos involucrados (González-Hernández *et al.*, 2000).



De acuerdo con Hand y Keaster (1967), el uso de cajas cambia el micro-ambiente interior y el comportamiento de los depredadores y sus presas. En un estudio de campo realizado por González-Hernández *et al.*, (1999) para observar el papel de los enemigos naturales en la regulación del piojo harinoso rosado de la piña *Dysmicoccus brevipes* Cockerell, se utilizaron cajas de exclusión en las cuales se detectaron diferencias de alrededor de 4°C. Las temperaturas fueron mayores en las cajas cerradas, que en aquellas abiertas, lo cual pudo haber afectado negativamente la densidad poblacional de los piojos harinosos de la piña en las primeras cajas. Este método de exclusión se recomienda principalmente para insectos de baja movilidad (escamas, piojos harinosos, escamas blandas, ninfas de mosquita blanca), aunque se ha usado continuamente en estudios de control biológico de áfidos y de algunas especies de lepidópteros.

Smith y DeBach (1942) fueron los primeros en desarrollar este método para demostrar cuantitativamente el control biológico del parasitoide *Metaphycus helvolus* Compere sobre la escama negra *Saissetia oleae* Bern. Reimer *et al.* (1993) también usaron este método de exclusión para probar la hipótesis de que las hormigas, particularmente *Pheidole megacephala* L., reducen la eficiencia de los enemigos naturales de la escama blanda verde *Coccus viridis* Green en árboles de cafeto en Hawaii (EUA).

Las densidades poblacionales más bajas de la escama se presentaron en las cajas abiertas libres de hormigas y con presencia de enemigos naturales, mientras que las densidades más altas se observaron en las cajas cerradas con hormigas, y en las cajas con hormigas abiertas o cerradas con o sin enemigos naturales. Los resultados de Reimer *et al.*, (1993) indican que la eliminación de hormigas de los cafetos es indispensable para un manejo eficiente de las escamas blandas en ese cultivo, debido a que en ausencia de hormigas, los enemigos naturales de *C. viridis*, particularmente coccinélidos, controlan eficientemente a la escama verde del cafeto.



En otro estudio Simmons y Minkenberg (1994) usaron cajas de campo (1.83 x 1.83. x 3 m) para evaluar el control biológico por aumento de *Bemisia argentifolii* Bellows & Perring con el parasitoide *Eretmocerus* nr. *californicus* en algodón en el Sureste de California, EUA. Ellos encontraron mayor parasitismo y por consiguiente menor densidad de pupas de *B. argentifolii* (un quinto de los otros tratamientos) en cajas con alta densidad de parasitoides liberados (295-755 parasitoides/m²), que en los tratamientos con baja densidad de parasitoides liberados (14-59 parasitoides/m²) o donde no se liberaron a los parasitoides. De acuerdo a las diferencias significativas de rendimiento de semillas de algodón, que fue mayor en cajas con alta densidad de parasitoides liberados, ellos sugieren que este parasitoide puede ser utilizado como un agente de control en un programa de liberaciones inundativas en contra de mosquitas blancas en algodón.

3.5.4. Métodos de interferencia

Estos métodos se usan para reducir la eficiencia de los enemigos naturales en una serie de parcelas que se comparan con otra serie en donde no se interfiere con los enemigos naturales. Cualquier incremento en la densidad de la plaga en las parcelas con interferencia relativa a las parcelas testigo, demostrarán la eficiencia de los enemigos naturales. Sin embargo, tal conclusión debe tomarse con cautela, puesto que dicha comparación revela solo una parte del control total que realmente ocurre, debido a que los enemigos naturales no son completamente removidos del sistema, lo cual puede tener un efecto limitante en la evaluación final. Los métodos de interferencia incluyen las siguientes técnicas: interferencia química, eliminación manual, método trampa e inhibición biológica (González-Hernández *et al.*, 2000).

3.5.5. Interferencia química

De los métodos de interferencia, el químico es el más usado. Los enemigos naturales son eliminados con la aplicación de insecticidas selectivos y que por lo tanto no tienen un efecto negativo sobre la densidad de la plaga. DeBach (1946)



fue el primero en proponer este método para evaluar el complejo de enemigos naturales del piojo harinoso *Pseudococcus longispinus* Targioni en árboles de cítricos. En ausencia de suficientes depredadores, en los árboles químicamente tratados, la densidad del piojo se incrementó, no obstante de la presencia de parasitoides; mientras que las densidades más bajas del piojo se observaron en los árboles no tratados; esto es, donde los enemigos naturales estuvieron presentes. Con estos resultados, DeBach sugirió que los depredadores eran los responsables de la rápida disminución de los piojos en árboles no tratados químicamente. Esta misma técnica también fue usada para determinar la acción compensatoria de los parasitoides *Aphitis paramaculicornis* y *Coccophagoides utilis* sobre la escama del olivo *Parlatoria oleae* (DeBach *et al.*, 1976). En este experimento se encontró que *A. paramaculicornis* tenía un papel más determinante en el control de esta escama que *C. utilis*, aunque la actividad de esta última especie era complementaria en el control general de la escama del olivo. Una de las limitantes en el uso de esta técnica es el efecto positivo o negativo que el insecticida tiene sobre la densidad de la plaga. La aplicación de dosis subletales en poblaciones de ácaros frecuentemente estimula la reproducción de los ácaros fitófagos (Bartlett, 1968). Debido a esta restricción, se recomienda que esta técnica química sea usada sólo para determinar proporciones de depredación y bajo ciertas condiciones. Esta técnica se pueda aplicar para determinar el papel relativo de los enemigos naturales (Luck *et al.*, 1988).

3.5.6. Eliminación manual

En esta técnica, los enemigos naturales son removidos frecuentemente. Esta técnica es poco usada por lo caro que resulta, ya que se requiere de mucha mano de obra, tanto en recursos humanos como en tiempo. Sin embargo, la eliminación manual no altera el micro-clima o no causa una posible activación química en la reproducción de la plaga. Se recomienda para especies entomófagas que ocurran a densidades razonables y de actividad diurna (González-Hernández *et al.*, 2000).



3.5.7. Método trampa

Para esta técnica se requiere de un área grande. Se aplica un insecticida sobre una banda amplia del borde externo, por la cual los organismos no cruzaran hacia fuera o hacia dentro del área experimental. No hay una modificación directa del área experimental, ya que la actividad de los enemigos naturales dentro de esta área no es afectada. Bartlett (1957) usó esta técnica para demostrar que el piojo harinoso de los cítricos *Planoccus citri* Risso era controlado a niveles económicos aceptables, por la actividad de los enemigos naturales.

3.5.8. Inhibición biológica

En esta técnica, la interferencia química o física se dirige hacia las hormigas, las cuales interfieren naturalmente con los enemigos de los insectos chupadores que excretan sustancias melosas. La interferencia de las hormigas con los enemigos naturales de los insectos productores de secreciones melosas está ampliamente documentada (Hölldobler & Wilson, 1990). La comparación experimental entre parcelas con hormigas y sin hormigas es similar a los métodos experimentales de evaluación. Por lo tanto, en la ausencia de hormigas la disminución en la densidad de la plaga, puede deberse a la acción reguladora de los enemigos naturales. DeBach *et al.* (1951) obtuvieron un control biológico substancial de la escama roja de California *Aonidiella aurantii* Maskell cuando la hormiga Argentina *Linepithema humile* Mayr fue eliminada de árboles de cítricos. Cudjoe *et al.* (1993) al usar este método de interferencia encontraron que las hormigas *P. megacephala*, *Camponotus* sp., y *Crematogaster* sp., reducen el parasitismo del piojo harinoso de la mandioca *Phenacoccus manihoti* Matile-Ferrero por el encírtido parasitoide *Epidinocarsis lopezi* De Santis.

En ocasiones, es necesario adecuar o combinar algunos métodos experimentales de evaluación de acuerdo con las características biológicas de las especies involucradas (parasitoide-huésped/depredador-presa). González-Hernández



(1995) y González-Hernández *et al.* (2000) realizaron un estudio para determinar el posible papel de los enemigos naturales en la regulación del piojo harinoso rosado de la piña *Dysmicoccus brevipes* Cockerell y el efecto de la hormiga *P. megacephala* en la sobrevivencia de poblaciones de campo de este piojo harinoso. En el experimento de interferencia biológica, la eliminación de *P. megacephala* estuvo asociada con un aumento en la actividad de parasitoides y depredadores además de una disminución significativa en las densidades del piojo harinoso. En este experimento, sólo se observó la participación de los enemigos naturales en la disminución de la densidad poblacional del piojo harinoso. Sin embargo, en otro experimento en donde se usó una combinación de los métodos de interferencia biológica y el de exclusión (caja par), fue posible concluir que las hormigas son benéficas en el desarrollo y sobrevivencia de los piojos al realizar actividades de protección contra enemigos naturales y de saneamiento u otra actividad no determinada sobre los piojos harinosos. Al comparar los resultados de los experimentos de interferencia biológica y el combinado de interferencia biológica y el de exclusión, se apreció que el método de interferencia biológica no es suficiente para evaluar la eficiencia de enemigos naturales, en situaciones donde el incremento de los cocoideos o lepidópteros está parcialmente asociado con el saneamiento proporcionado por las hormigas (González-Hernández *et al.*, 2000).

3.6. Tabla de vida

Una tabla de vida se define como un catálogo, sumario o inventario que describe la supervivencia y tasas de mortalidad de los individuos de una población según la edad de éstos (Pearl, 1928). Existen tres formas para obtener una tabla de vida, una es la de cohorte (llamada también generacional u estacional), otra es la estática (llamada también estacionaria, vertical o de tiempo específico) y la de tiempo variable (López Collado y Cibrián, 1993).

La tabla de vida fue introducida por Peral en 1921 donde reconoció tres tipos generales de curvas de supervivencia. Las del tipo I, que ocurren en poblaciones



con pérdidas muy pequeñas a edad temprana y altas pérdidas para organismos de edad avanzada. La del tipo II, o curva diagonal, implica una tasa constantes de mortalidad, independientemente de la edad. El de tipo III, indica altas pérdidas a edad temprana seguidas de un periodo de pérdidas mucho menor y relativamente constantes.

Rabinovich (1982) menciona una IV curva de supervivencia que representa una población en la cual la mortalidad afecta a los animales jóvenes de la población.

Las columnas y los parámetros más conocidos de una tabla de tipo IV se describirán enseguida (Badi *et al.*, 1999): Se parte de un cierto número (n) de individuos recién nacidos, durante una unidad de tiempo preestablecida por el investigador como son: días, semanas, meses, etc. dependiendo del ciclo biológico de la especie; se observa su supervivencia en cada unidad de tiempo hasta la muerte del último individuo. Una vez realizado esto, se definen los siguientes valores:

X: Intervalo de edad en unidades de tiempo

nx: Número de individuos vivos al inicio del intervalo x a $x + 1$

dx: Número de individuos muertos durante el intervalo x a $x + 1$

qx: Tasa de mortalidad durante el intervalo x a $x + 1$

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

Tx: Suma acumulativa de Lx para obtener valores expresados en número de individuos por unidad de tiempo

ex: Esperanza media de vida de los individuos al inicio del intervalo x , o bien, unidades de tiempo que le quedan por vivir, en promedio, a cualquier individuo que haya cumplido cierta edad

lx: Tasa (o probabilidad) de supervivencia al inicio del intervalo x .



Las ecuaciones para calcular dichos parámetros son:

$$n_{x+1} = n_x - d_x$$

$$q_x = d_x / n_x$$

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

$$T_x = \sum_{x=0}^{\infty} x \cdot 0L_x$$

$$e_x = T_x / n_x$$

$$l_x = n_x / n_0$$



IV. METODOLOGIA

4.1. La zona de estudio

El trabajo de campo (muestreos) se realizó de febrero de 2006 a enero de 2007, y una estancia de enero a mayo de 2007 en el “Rancho el Indio” propiedad de Tequila Sauza, localizado en el municipio de Tequila, Jalisco. Los predios donde se realizaron los muestreos se encuentran en 2 municipios del Estado de Jalisco, localizados en la región de los Valles, estos son Ameca y Tequila.

El predio “Los Pitayos”, donde se realizaron los muestreos de escama armada *A. agavis* se encuentra ubicado en las coordenadas geográficas 20° 34' 26" N y 104° 00' 55" O (Figura 4), en el municipio de Ameca, Jalisco (Figura 3). Este municipio se encuentra a 1.235 msnm de altitud, al sur de la sierra de Ameca, sobre la margen derecha del río Ameca. Posee un clima templado. Destacado centro agrícola, comercial, industrial y ganadero, sus habitantes cultivan tanto caña de azúcar como cereales y crían ganado vacuno y porcino (CEDEMUN, 1987).

El predio “Los Pueblitos” donde se realizaron los muestreos del piojo harinoso *Pseudococcus* sp., se encuentra ubicado en las coordenadas geográficas 20° 53' 48" N y 103° 54' 29" O (Figura 5), en el municipio de Tequila, Jalisco (Figura 3). Este municipio se localiza a 1.218 msnm de altitud, en las estribaciones que descienden del volcán Tequila. Tiene un clima muy cálido, que favorece el desarrollo del cultivo principal de la zona, el maguey tequilero. También se practica la ganadería y la apicultura. Su principal industria y fuente de ingresos es la elaboración del licor llamado tequila (CEDEMUN, 1987).

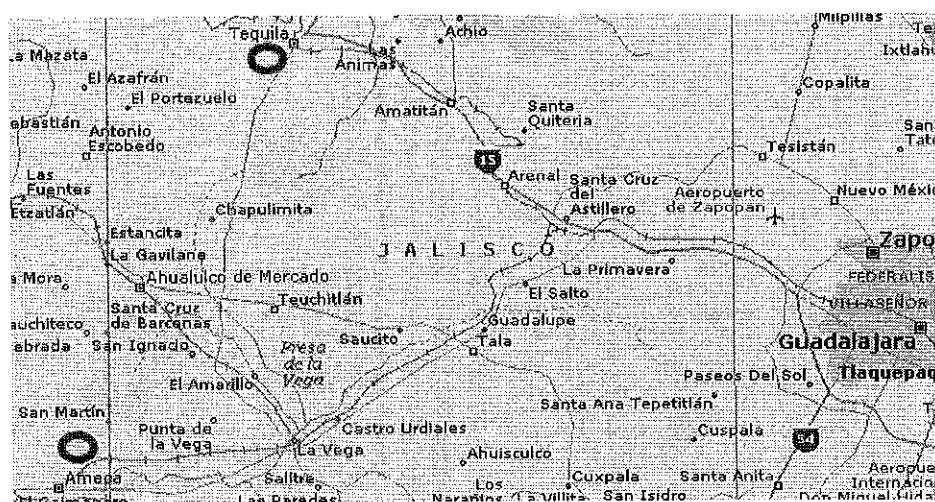


Figura 3. Localización de los municipios de Tequila y Ameca, Jalisco. Fuente: Encarta, 2006.



Figura 4. Localización del predio "Los Pitayos", Ameca, Jalisco. Fuente: Google Earth, 2007.



Figura 5. Localización del predio "Los Pueblitos", Tequila Jalisco. Fuente: Google Earth, 2007.

4.2. Muestreos

Para realizar el muestreo se seleccionó un surco a la orilla del predio preferentemente entre el 5 al 8, dependiendo del tamaño del predio y el numero de surcos existentes, se tomaron muestras a cada 20 - 30 metros hasta llegar al fin

del surco, se dejaron sin muestrear de 5 a 8 surcos y se repitió el proceso hasta completar 20 muestras (Figura 6).

4.2.1. Escama armada *Acutaspis agavis*

De cada una de las plantas muestreadas por predio, se cortaron 4 pencas aproximadamente de 40 cm de la punta hacia la base, preferentemente la segunda hoja después del cogollo. Se obtuvo un total de 80 pencas, las cuales al momento del corte se etiquetaron por número de muestra y se les cortó el borde y la punta para tener un manejo mas practico de éstas.

4.2.2. Piojo harinoso *Pseudococcus* sp.

Para el caso del piojo harinoso se realizó un muestreo de 20 hijuelos por predio, los cuales se seleccionaron utilizando el mismo método de muestreo utilizado para el caso de la escama (figura 6). Los hijuelos seleccionados se cortaron desde la base, se despuntaron y se etiquetaron para ser revisados en el laboratorio.

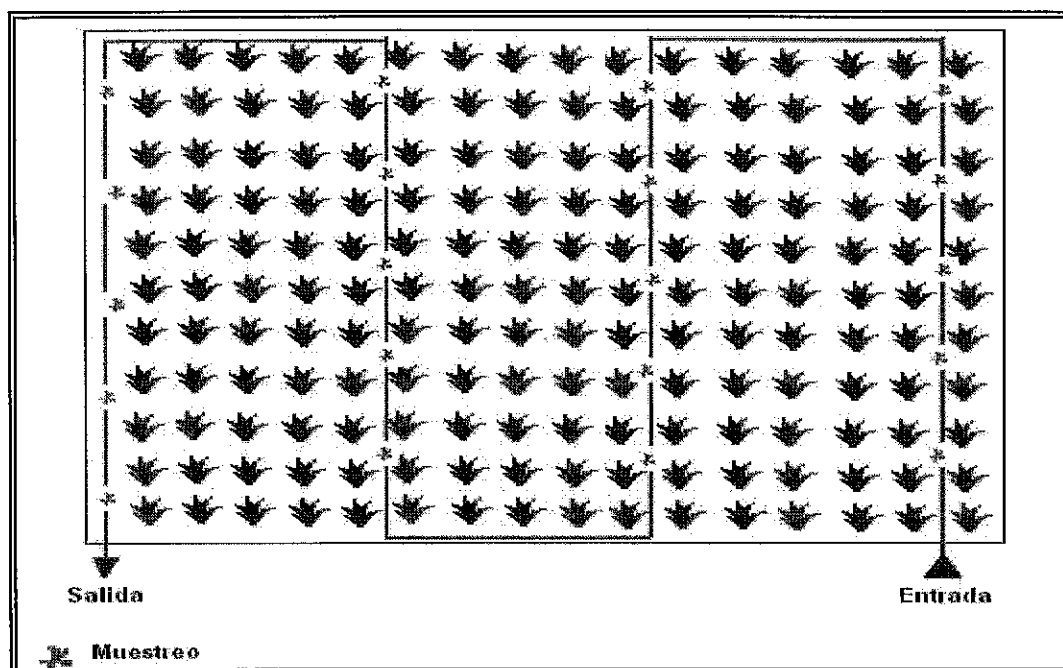


Figura 6. Diagrama del método de muestreo en campo

4.3. Determinación del porcentaje de parasitismo acumulado

4.3.1. Escama armada

De las muestras con escama, de cada penca se recortó un cuadrado de 2 cm², de cada uno de estos se cuantificó el número de escamas vivas y de escamas parasitadas. Se consideraron escamas parasitadas aquellas que presentaban una abertura en la cubierta protectora (Figura 7).

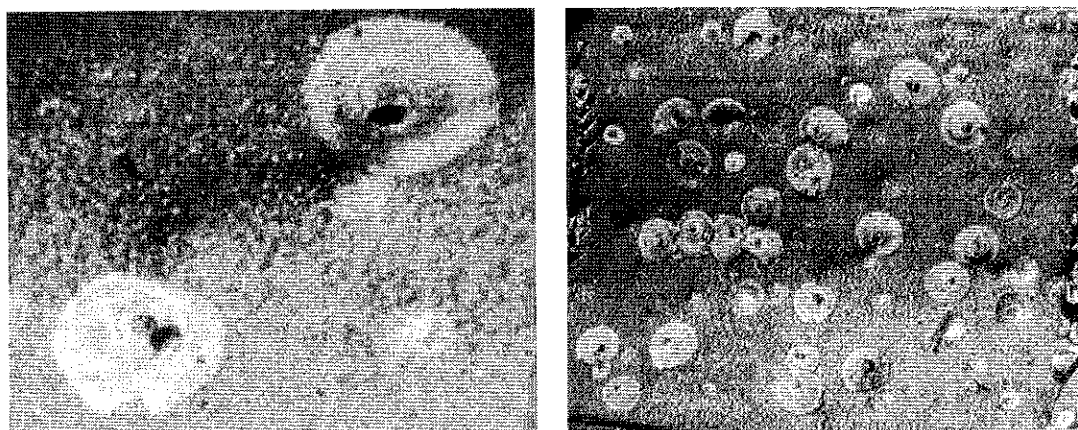


Figura 7. Escama del agave parasitada, cubierta protectora con aberturas, por la cual emerge el parasitoide.

Con estos datos se obtuvo el porcentaje de parasitismo, utilizando reglas de tres:

$$\text{Si: escamas vivas (e.v.) + parasitadas (e.p.) = 100\%}$$

$$\text{escamas parasitadas (e.p.) = \% parasitismo (p.p.)}$$

$$P.p. = (e.v. + e.p. / 100) * e.p.$$

Esta fórmula se aplicó a cada una de las 20 repeticiones de cada muestreo, para posteriormente obtener una media de parasitismo por muestreo. La cual se obtuvo utilizando la fórmula de la media aritmética.



$$\bar{x} = \frac{1}{N} \sum_{i=1}^N x_i$$

Donde:

$\bar{x}$ = Media muestral

N = Tamaño de muestra

Así:

X media = 1/20 (pp1 + pp2 ++ pp20)

Con los resultados de las medias de parasitismo obtenidas por muestreo, se realizó una gráfica que muestra la fluctuación de parasitismo acumulado existente a lo largo del año.

Al conjunto de datos de las medias de parasitismo por muestreo, se le calculó el error estándar, el cual se calcula mediante la siguiente fórmula:

$$\sigma_{\bar{x}} = \frac{\sigma}{\sqrt{n}}$$

$\sigma_{\bar{x}}$: es el símbolo del error estándar de las medias muestrales.

σ : es la desviación estándar de la población.

n: es el tamaño de la muestra.

Por otro lado se seleccionaron 100 escamas vivas y se depositaron en cápsulas de gel, con la finalidad de observar el porcentaje de parasitismo real.

El resto de las muestras se colocaron en recipientes más grandes con mallas de ventilación, con el mismo objetivo de observar la emergencia de parasitoides.



4.3.2. Piojo harinoso

Los hijuelos colectados se deshojaron y se fueron separando los piojos harinosos existentes dentro de ellos, posteriormente los insectos se depositaron en cápsulas de gel, con el objetivo de obtener el porcentaje de parasitismo existente y las especies parasitoides relacionadas. Los datos se procesaron de igual forma que para las escamas del agave.

4.4. Identificación de género de las especies parasitoides

Para determinar el género al que pertenecen las especies parasitoides asociadas a la escama armada *A. agavis*, y al piojo harinoso *Pseudococcus* sp., se siguieron las guías de identificación de géneros del libro de Gibson *et al.*, (1997).

La identificación de especies asociadas a la escama armada del agave *A. agavis*, corrió a cargo de la Dra. Svetlana N. Myarseva, Entomóloga de la Universidad Autónoma de Tamaulipas, Cd. Victoria, Tamaulipas. La descripción de géneros se basó en la obra de De Santis (1948). La identificación y descripción de la especie asociada al piojo harinoso del agave *Pseudococcus* sp., se determinó utilizando las claves descritas por Noyes 2003.

4.5. Tabla y ciclo de vida de la escama armada

La escama armada del agave se colectó en el predio los "Pitayos" fracción 2, ubicado en el municipio de Ameca, Jalisco. La colecta se realizó de forma dirigida, ya que el objetivo era obtener el mayor número de individuos posibles para establecer el cohorte de insectos.



4.5.1. Establecimiento del cohorte de la escama armada

Para establecer el cohorte de la escama armada se utilizó una planta de agave de 1 año de edad, en la cual se colocó en una hoja un cohorte de 200 ninfas caminadoras.

Esto fue necesario, ya que no fue posible establecerlo a partir de huevo, debido a que estos son muy frágiles y se caían con facilidad de la planta. Por su fragilidad las ninfas caminadoras se depositaron en la hoja de agave de una en una utilizando un pincel de dibujo.

Ya establecidas las ninfas, se monitorearon diariamente para observar el crecimiento de estas e ir observando los cambios de estadios, estos se determinaron por el cambio de las mudas que lleva a cabo el insecto, los cuales se van incorporando a la escama protectora.

Para determinar el período de eclosión de los huevos se aisló a varias escamas adultas ovipositando, y se monitorearon diariamente hasta observar la eclosión de las ninfas de primer estadio.

La planta de agave con las ninfas se mantuvo en una cámara con malla, para evitar la entrada de algún depredador u otro insecto que dañara el desarrollo de las escamas, está se colocó en el invernadero del rancho el Indio, ubicado en el municipio de tequila, Jalisco.

4.5.2. Tabla de vida

Para realizar los cálculos de la tabla de vida de la escama armada *A. agavis*, se utilizó la metodología descrita por Vera y López Collado (1997).

V. RESULTADOS Y DISCUSION

5.1. Porcentaje de parasitismo

5.1.1. Escama armada *Acutaspis agavis*

En el predio los Pitayos *A. agavis* presentó una media anual de 29,85 escamas vivas por muestreo (Figura 8). Se presentaron dos picos de máximos de población, en marzo con un promedio de 35.5 escamas por planta y en agosto con un promedio de 44 escamas por planta. Entre estos dos puntos en junio se presenta un descenso en la densidad poblacional teniendo 27 escamas en promedio, de octubre a diciembre se presentó un descenso muy notorio, en este ultimo mes se presentó la menor densidad de escamas con un promedio de 4.5 escamas por planta.

El porcentaje real de parasitismo presentó dos picos que tuvieron cierta asociación con los picos máximos de densidad poblacional de la escama, el primero fue en marzo con un 4% de parasitoides emergidos y el segundo en julio con 5%.

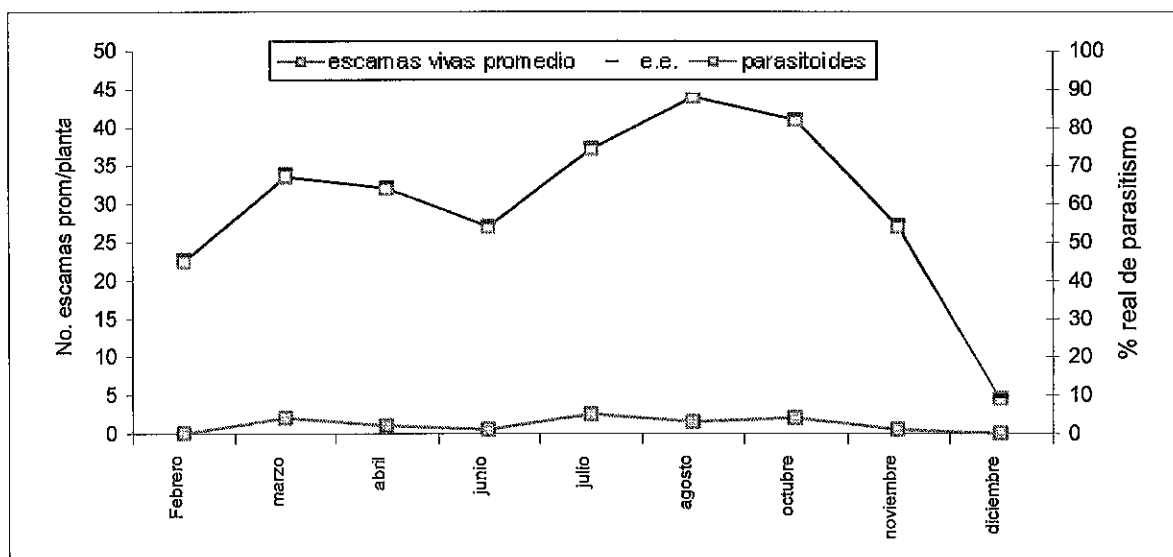


Figura 8. Promedio de escama del agave *Acutaspis agavis* por planta de agave tequilero. Predio los Pitayos, Ameca, Jalisco. 2006. Porcentaje real de parasitismo.

El mayor parasitismo acumulado se presentó entre los meses de marzo (54.2%) y julio (42.8%) de 2006, mientras que el menor fue en los meses de invierno, se presentó un notorio descenso a partir de octubre. la media porcentual fue de 36,71% de parasitismo por planta (Figura 9).

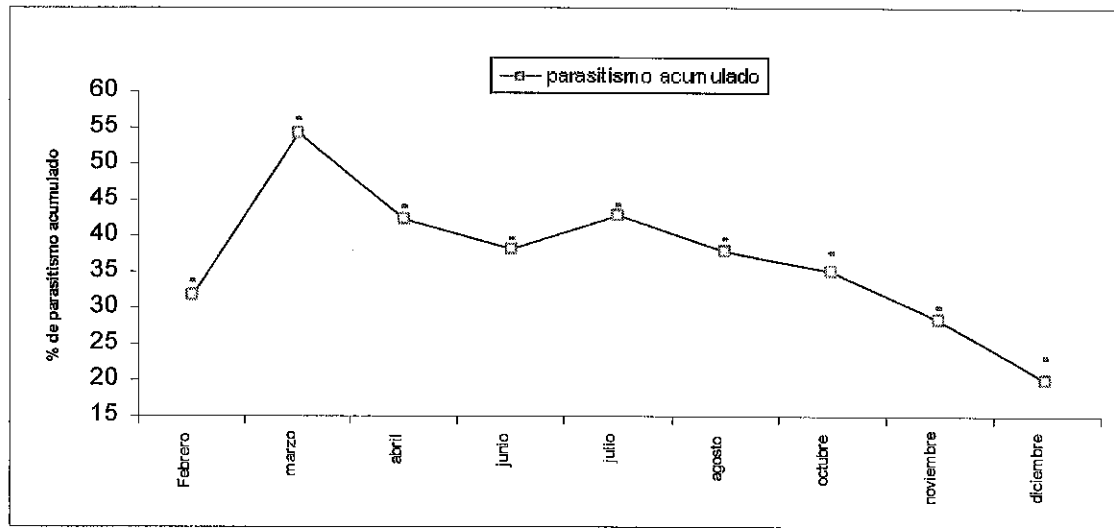


Figura 9. Porcentaje de parasitismo acumulado de la escama armada *Acutaspis agavis* en agave tequilero. Predio Los Pitayos, Ameca, Jal. 2006.

Con estos resultados se puede deducir que el parasitismo y abundancia del complejo de parasitoides, depende de la presencia de escamas en estado de desarrollo susceptibles a ser parasitados. El uso de parasitoides, como agentes de control de escamas armadas es el que más casos exitosos ha reportado a nivel mundial, esto debido a que estos grupos son mucho más específicos en sus preferencias de hospederos (Rosen and DeBach, 1978).

Se han observado insectos benéficos depredando a la escama armada, principalmente coccinelidos (Prob. *Chilocorus* sp. y *Cybosephalus* sp.) y trips tuberlíferos gigantes (posiblemente *Elaphrothrips* sp.) (Solis *et al.*, datos sin publicar).

5.1.2. Piojo harinoso *Pseudococcus* sp.

El piojo harinoso *Pseudococcus* sp., presentó tres picos poblacionales en el predio Los Pueblitos en Tequila, Jalisco; con promedios por planta de 70, 93 y 75 individuos en junio, agosto y noviembre de 2006; en diciembre se obtuvo la densidad mas baja con 17 individuos. La media anual de población fue de 52.4 individuos por muestra (Figura 10).

El porcentaje de parasitismo presentó un pico máximo en abril de 2006 con un 25% de individuos parasitados, y en el resto de los muestreos se mantuvo por debajo del 10%. La media porcentual anual fue de 7. 12% por muestra (Figura 10).

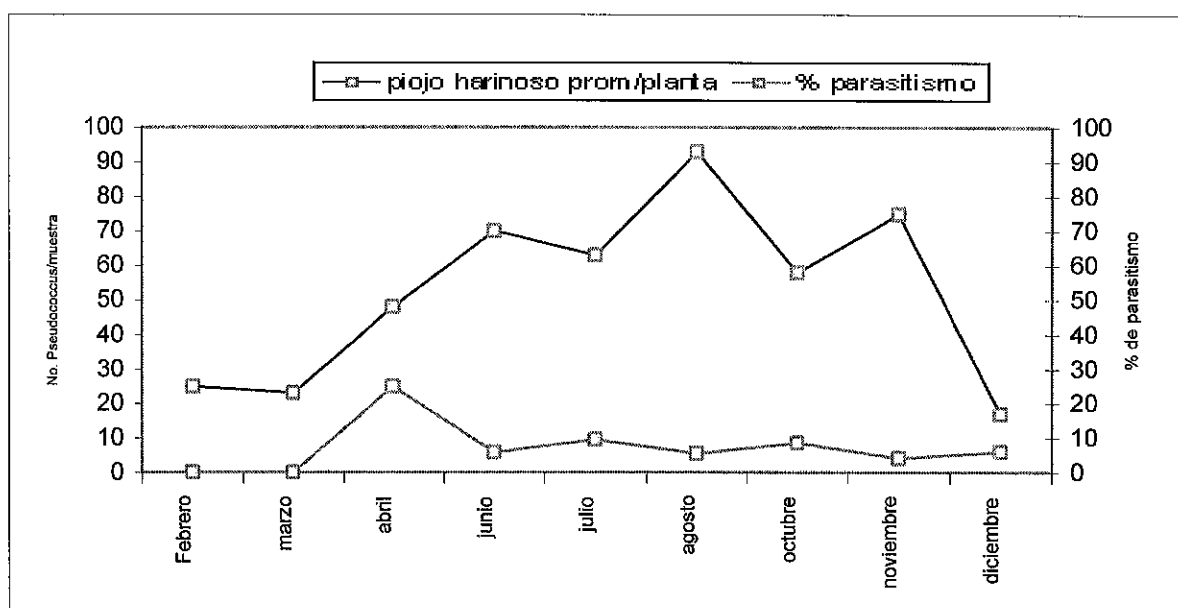


Figura 10. Fluctuación poblacional de piojo harinoso *Pseudococcus* sp., en hijuelos de agave tequilero, porcentaje de parasitismo. Predio los Pueblitos, Tequila, Jal. 2006.

Al parecer no hay una fuerte relación entre la densidad poblacional del piojo harinoso y la de sus parasitoides, ya que en los picos de mayor actividad del piojo harinoso los niveles de parasitismo son de los más bajos, por lo que se puede deducir que el parasitismo ejercido sobre el piojo harinoso no depende de su densidad poblacional.



En muestreos de piojos harinosos *Pseudococcus* sp., en hijuelos de agave tequilero de Zapotlanejo y Tepatitlan, Jalisco., Solis *et al.* (2001, datos sin publicar) detectaron picos poblacionales en mayo y junio de 1998 al 2000 con promedios de más de 100 a 200 individuos por hijuelo; mientras que para tequila, Jalisco, para esos mismos meses la densidad promedio de piojo fue de 8-15 individuos por hijuelo.

5.2. Identificación de los Parasitoides de la escama armada y del piojo harinos

5.2.1. Escama armada

Se encontraron tres especies parasitoides asociadas a la escama armada, estas pertenecen a la familia Aphelinidae (Hymenoptera). Estas especies son: *Aphytis* sp, *Ablerus elegantulus* y una nueva especie del género *Encarsia* (En descripción). González *et al.* (2007) mencionan que se han detectado parasitoides posiblemente del género *Aphytis* sobre esta escama armada en Cañadas de Obregón, Jalisco.

5.2.1.1. Descripción del género *Aphytis* Howard

Hembra. Cuerpo de color amarillo, con algunas manchas difusas en el tórax y en el abdomen. Ojos grandes, pestañosos, mandíbulas anchas en el ápice. Antenas insertas cerca del borde oral, formadas por seis artejos; radícula muy breve; escapo cilindroideo o fusiforme; pedicelo subcónico o piriforme; funiculo triarticulado, formado por dos artejos y por un tercer artejo subigual al pedicelo; maza entera, fusiforme, unida al artejo precedente y más o menos adelgazada hacia el ápice.

Escudo del mesonoto más ancho que largo; escutelo tan ancho como el escudo pero más corto, con el margen posterior redondeado. Alas anteriores normales, hialinas o ligeramente aumadas; franja glabra oblicua regular y bien definida;



numerosas setas discales; las de la porción basal, debajo de la nervadura marginal casi siempre uniformemente más largas y más gruesas que las del resto del disco hacia el ápice, después de la franja sin setas; setas marginales relativamente cortas; nervadura marginal claramente más larga que la submarginal; estigmática corta, postmarginal muy breve o nula. Alas posteriores anchas, con muchas setas discales y con setas marginales más largas; ápice redondeado. Patas normales con tarsos pentámeros; espolón de las tibias intermedias delgado, casi tan largo como el basitarso correspondiente. Abdomen ampliamente unido al tórax; oviscapto largo; oculto o algo saliente (Figura 11a).

Macho. Parecido a la hembra; se distingue por la genitalia; por la coloración amarilla; por su tamaño menor.

Heraty *et al.*, (1999) mencionan que las especies del género *Aphytis* están entre los parasitoides más importantes de escamas armadas; muchas de estas especies se han usado en programas de control biológico clásico y aumentativo alrededor del mundo.

Algunas especies de *Aphytis* se han introducido a México como *Aphytis lepidosaphes* Compare en 1954 y *A. holoxanthus* DeBach en 1960, ambas especies llegaron a establecerse. Colectas de material parasitazo se han usado para reestablecer estos parasitoides en plantaciones de cítricos a lo largo del país. La escama purpura *Lepidosaphes beckii* (Newman) y la escama roja de Florida *Chrysomphalus aonidum* (L.) han sido controladas efectivamente en otras regiones donde estos parasitoides se han liberado (Maltby *et al.*, 1968).

5.2.1.2. Descripción del género *Encarsia* Foerster (1878)

Hembra. Frente ancha. Ojos con setas. Mandíbulas con uno o dos dientes y una ancha truncada oblicua interna; palpos maxilares y labiales monómeros. Antenas insertas cerca de la boca, formadas por ocho artejos: radícula corta o



moderadamente larga; escapo cilindroideo o ligeramente fusiforme; pedicelo piriforme largo, o poco mayor que el artejo siguiente; funículo de cuatro artejos subcilíndricos más largos que anchos o iguales en longitud y en anchura; maza bi o triarticulada, no más gruesa que los artejos precedentes.

Escudo del mesonoto con muy pocas setas (menos de 18); escutelo amplio. Alas anteriores normales con numerosas setas discales; nervadura marginal algo mayor que la submarginal y superpuesta a ésta y cortándose oblicuamente en su base; celda estigmal curva, casi siempre con ápice afilado o aguzado; postmarginal nula; cetas marginales cortas. Patas normales con tarsos pentámeros, excepcionalmente tetrámeros o borrosamente pentámeros en las patas intermedias solamente; espolón de las tibiae intermedias menor que el basitarso correspondiente; basitarsos intermedios y posteriores largos. Abdomen oval, oviscapto oculto o apenas saliente (11b).

Macho. Muy raro o desconocido en algunas especies. Se distingue de la hembra por la genitalia; por la coloración y por la conformación de las antenas.

El género *Encarsia* es un grupo de avispas parasitoides muy diverso y cosmopolita. Estas especies son usualmente parasitoides de moscas blancas y escamas armadas. El género *Encarsia* ha demostrado importancia económica en el control biológico de estos insectos y ha sido efectiva en el control de la escama de San José con *E. perniciosce*, mosca blanca de invernadero con *E. formosa* y mosca blanca de los cítricos con *E. lahorensis*. Algunos programas de control de la mosca blanca de los cítricos en California están enfocados al uso de *E. variegata*. Al presente hay más de 230 especies descritas de *Encarsia* (Babcock, 1999).

5.2.1.3. Descripción del género *Ablerus* Howard (1894)

Hembra. Cuerpo rechoncho; cabeza casi tan ancha como el tórax; mandíbulas tridentadas; palpos maxilares de dos artejos; labiales de uno. Antenas insertas



cerca de la boca, con o sin anillos, formadas por siete artejos: radícula bastante larga, como un cuarto de la longitud del escapo; ésta es ligeramente fusiforme; pedicelo subcónico o piriforme; funículo de cuatro artejos; el primero, segundo y cuarto, subcilíndricos y, aproximadamente de igual longitud y anchura; el tercero más corto que los otros, más o menor reducido; maza alargada, entera, cilindroidea en la base y aguzada en el ápice; toda la antena con setas cortas y los artejos del flagelo con algunas setas sensorias longitudinales (Figura 11c).

Escudo del mesonoto con muy pocas setas; escudete corto, transverso tan ancho como el escudo; parápsides anchas anteriormente. Alas anteriores reducidas más bien estrechas y relativamente, con pocas setas discales; más o menos uniformes; nervadura marginal tan larga como la submarginal; estigmática larga, con ángulo marginal muy obtuso, no engrosada en el ápice o terminando en punta; postmarginal nula; setas marginales bastante largas. Alas posteriores estrechas con pocas setas discales irregularmente distribuidas; setas marginales mayores tan largas como la anchura máxima del ala. Patas normales con tarsos pentámeros; todos los basitarsos tan largos como los dos artejos siguientes reunidos; espolón de las tibias intermedias tan largo o casi tan largo como el basitarso correspondiente. Oviscapo y palpos genitales muy salientes.

Macho. Es más pequeño, distinguiéndose fácilmente por la genitalia.

Clausen (1940) menciona que de los géneros de afelínidos que tienen hábitos hiperparasitarios, *Ablerus* es el mejor conocido. Sus especies atacan a otros parásitos, primarios, que se desarrollan principalmente en huevos de lepidópteros y escamas armadas.

Clausen y Berry (1932), estudiaron la biología de *A. macrochaeta inquirenda* Silvestri (1928), en el lejano oriente, comprobaron que en realidad, se desarrolla como parásito endófago de las larvas maduras y de las ninfas de otros afelínidos de los géneros *Eretmocerus*, *Encarsia* y *Prospaltella*. Establecieron que estas

especies benéficas son destruidas por el *Ablerus*, en proporciones aproximadas de 50%. Es de presumir, entonces, que en todos los casos estos afelínidos no se desarrollan a expensas de los insectos de que aparentemente se obtienen, sino más bien, de los parásitos primarios de aquellos, resultando por tal motivo sumamente perjudiciales.

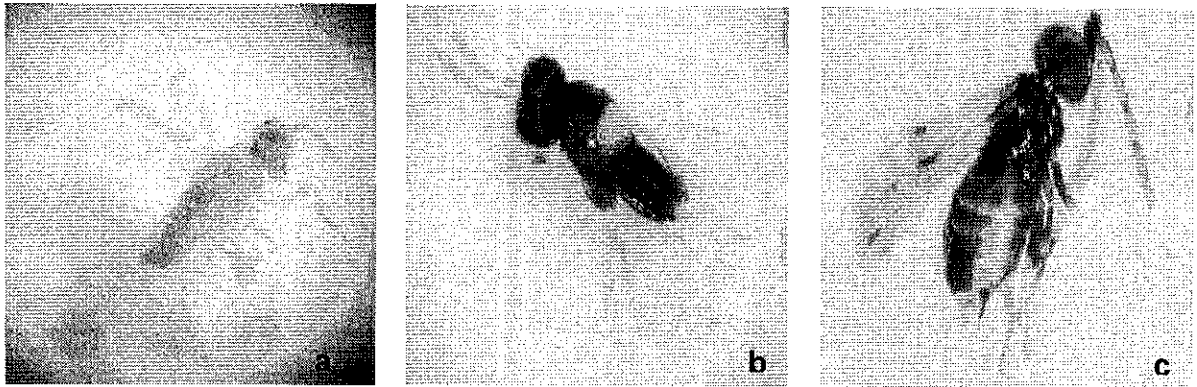


Figura 11. (a) *Aphytis* sp., (b) *Encarsia* sp., (c) *Ablerus elegantulus*. Parasitoides asociados a la escama armada del agave tequilero *A. agavis*, en Ameca, Jalisco.

5.3.2. Piojo harinoso

Se determinó que la especie del parasitoide asociada al piojo harinoso *Pseudococcus* sp., en agave tequilero es *Pseudleptomastix mexicana* Noyes and Schauff (Hymenoptera, Encyrtidae) (Figura 12 a-b).

Noyes y Schauff (2003) describieron a *P. mexicana* como una nueva especie, la cual se encontró asociada al piojo harinoso de la papaya *Paracoccus marginatus* Williams and Granara de Willink.

Muniappan y Meyerdirk (2006) introdujeron en la República de Palau a *P. mexicana*, *Anagyrus loeckii* Noyes y *Acerophagus papayae* Noyes & Schauff (Hymenoptera: Encyrtidae) como agentes de control biológico contra *P. marginatus*.



En México *P. mexicana* se encuentra distribuida en Michoacán y la zona central de Veracruz, asociado a *P. marginatus* (Villanueva, 2005).

5.3.1.1. Descripción de la Hembra de *Pseudleptomastix mexicana*

Longitud de 0.97 mm (Figura 12a). Cabeza y tórax negro con un brillo delgado a conspicuo, especialmente en el mesoescutelo, vertex con una débil coloración púrpura o azul oscuro, mesoescutelo verde metálico, radicle negro a café, escapo café oscuro, a lo largo es cerca de tres veces más largo que ancho, está conectado cerca del margen ventral subapical, base del escapo con un delgado anillo negro a café, el resto del escapo es naranja opaco; pedicelo café oscuro en la mitad basal, la mitad apical el naranja opaco, flagelo mas o menos café uniforme, quizás los segmentos apicales con un pequeño color oscuro, tégula amarilla muy opaca y con un pequeño punto café en la parte apical (Figura 13a). Mesoescutelo translucido, setas blanco plateadas, coxa anterior amarillo opaco, coxas mediana y trasera café oscuro, fémur trasero café oscuro, fémur y tibia anteriores delgados color naranja oscuro; tarsos anteriores color café, patas mediana y trasera color naranja opaco, tarsos traseros naranja oscuro; ala anterior completamente hialina (Figura 13b), venación café, gaster café oscuro con un brillo cobre a púrpura o de otra forma con un brillo metálico. Es al menos 2.7 tan larga como ancha, vena postmarginal es 2 veces tal larga como la estigmal (Noyes y Schauff, 2003).

5.3.1.2. Descripción del Macho de *Pseudleptomastix mexicana*

Longitud de 0.56-0.84 mm (Figura 12b). Generalmente similar a la hembra en color, pero el escapo es color amarillo en la parte basal, ápice café oscuro; pedicelo café oscuro; flagelo café oscuro, tegula blanca en mitad basal, ápice café; todos los segmentos funiculares al menos dos veces tan largos como el ancho y cubiertos con largas setas (Figura 14a). Ala anterior al menos 2.2 veces tan larga como ancha (Figura 14b), vena postmarginal 1.3 veces más larga que la vena estigmal (Noyes y Schauff, 2003).

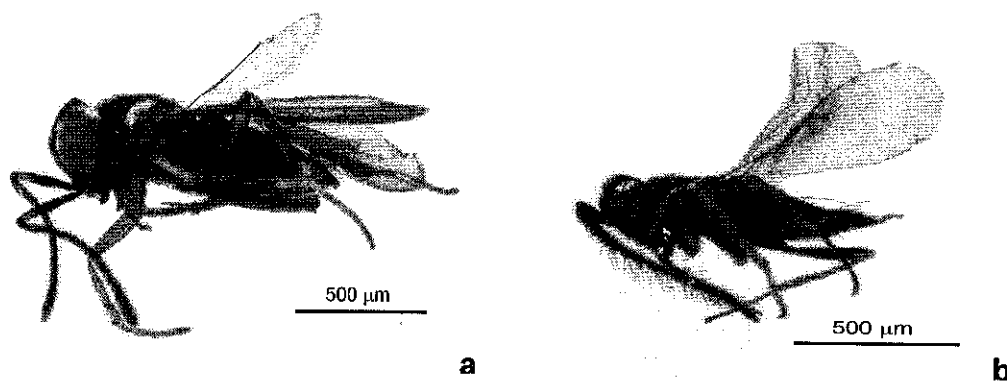


Figura 12. (a) Hembra, (b) macho de *Pseudleptomastix mexicana* parasitoide asociado al piojo harinoso del agave *Pseudococcus* sp, en Tequila, Jalisco.

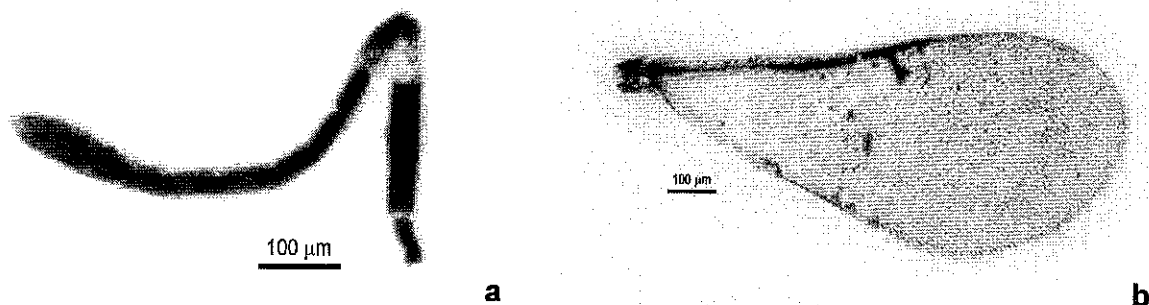


Figura 13. (a) Antena, (b) ala de la hembra de *P. mexicana*

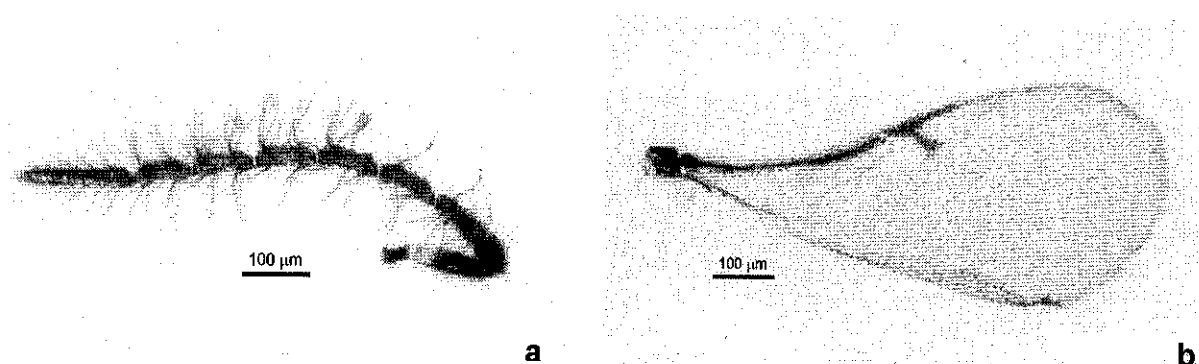


Figura 14. (a) Antena (b) ala del macho de *P. mexicana*

5.4. Ciclo y tabla de vida de la Escama armada *Acutaspis agavis*

5.4.1. Ciclo de vida de *A. agavis*

El ciclo biológico de la escama armada *A. agavis*, se completa entre los 67 a 69 días. La eclosión de los huevos se presenta entre los 6 y 8 días; la ninfa I (caminante), II requieren para completar su desarrollo de 7 a 9 días y 22 días, respectivamente, mientras que la hembra dulta vive alrededor de 39 días. La emergencia de los machos se presentó entre los 32 a 40 días después de la eclosión de los huevos. En otra especie de escama armada como *Lepidosaphes gloverii* (Pack.) (Hemiptera: Diaspididae), el ciclo de vida de hembras y machos fue de 71.92 y 28.55 días sobre limón Eureka, 88.50 y 24 días en limón Persa y sobre naranjo Valencia 73.80 y 33 días respectivamente, González (2005).

5.4.2. Descripción de los estados de desarrollo de *A. agavis*

Huevo. El tamaño de los huevecillos es menor de 0.5 mm, son de forma elíptica, de color amarillo. El periodo de eclosión varía entre 6 y 8 días después de haber sido puestos (Figura 15a).

Ninfa 1er estadio. Su forma es ovalada y aplastada, con patas y antenas bien desarrolladas, y con presencia de dos filamentos anales (Figura 15b). Las patas están bien desarrolladas (Blay, 1992). Después de eclosionar, la ninfa de 1er estadio (Caminante) cuando se establece, inserta sus aparato bucal en la planta y comienza a alimentarse, una cubierta protectora se forma rápidamente, la cual ésta compuesta de filamentos cerosos (Rosen and DeBach, 1978) (Figura 15c). Esta etapa de desarrollo es generalmente la fase de dispersión de los Coccoidea, aunque también es la etapa más vulnerable. Generalmente los sexos son indistinguibles en esta etapa de desarrollo, el dimorfismo sexual empieza a manifestarse en el segundo instar (Beardley y Gonzalez, 1975).



Ninfa 2do estadio. La diferencia morfológica entre sexos en la escama armada es que, el escudo protector de la hembra al crecer mantiene una forma circular, mientras que la del macho empieza a tomar una forma elíptica, o en forma de huevo (Figura 15d). Esta etapa es de nutrición par los dos sexos. En la hembra después de la prime muda se nota una atrofia de patas y antenas. En general este estado de desarrollo es muy similar al de la hembra adulta, diferenciando solamente en la ausencia de vulva (Howell y Tippins, 1990). El macho pasa por dos ninfas, al finalizar la etapa de ninfa el insecto deja de alimentarse para entra en un estado de prepupa, donde empiezan a formarse órganos como alas y patas, el siguiente periodo es el de pupa, donde aparecen completamente desarrollados todos los órganos, y pocas horas después de la última muda emerge el adulto (Balachowsky, 1939).

Hembra adulta. En la hembra adulta la primer y segunda exuvia son incorporadas en la escama protectora (Figura 15e). Este es un periodo de crecimiento y asimilación. Esta es una etapa de larga duración donde la hembra acumula reservas alimenticias (Balachowsky, 1939).

Machos. El último estado de desarrollo del macho es el de adulto alado, su periodo de vida se reduce a unas cuantas horas. Según Beardsley y Gonzalez (1975), la emergencia del macho se da casi al mismo tiempo que la hembra entra al estado adulto (Figura 15f). El encuentro entre ambos sexos es facilitado por la tracción sexual que ejerce la hembra sobre el macho a través de feromonas secretadas por glándulas situadas interiormente en el pigidio de la hembra y que son expulsadas al exterior a través del ano (Moreno, 1972).

Oviposturas. La oviposición de los huevos se realiza bajo la cubierta protectora, en promedio la escama armada del agave pone entre 25 y 30 (Figura 15g). En general, la fecundidad total es baja en las escamas armadas; la mayoría de las especies producen unos 50 – 150 descendientes, algunas veces solamente 10 como en *Gymnaspis aechmeae* Newstaed, pero también superior a 600 como en

Howardia biclavis Comstock (Koteja, 1990). Después de terminar de depositar los huevecillos, la hembra empieza a secarse, para terminar el ciclo de vida, lo cual ocurre a los 67 a 69 días después de la eclosión de huevos (Figura 15h).

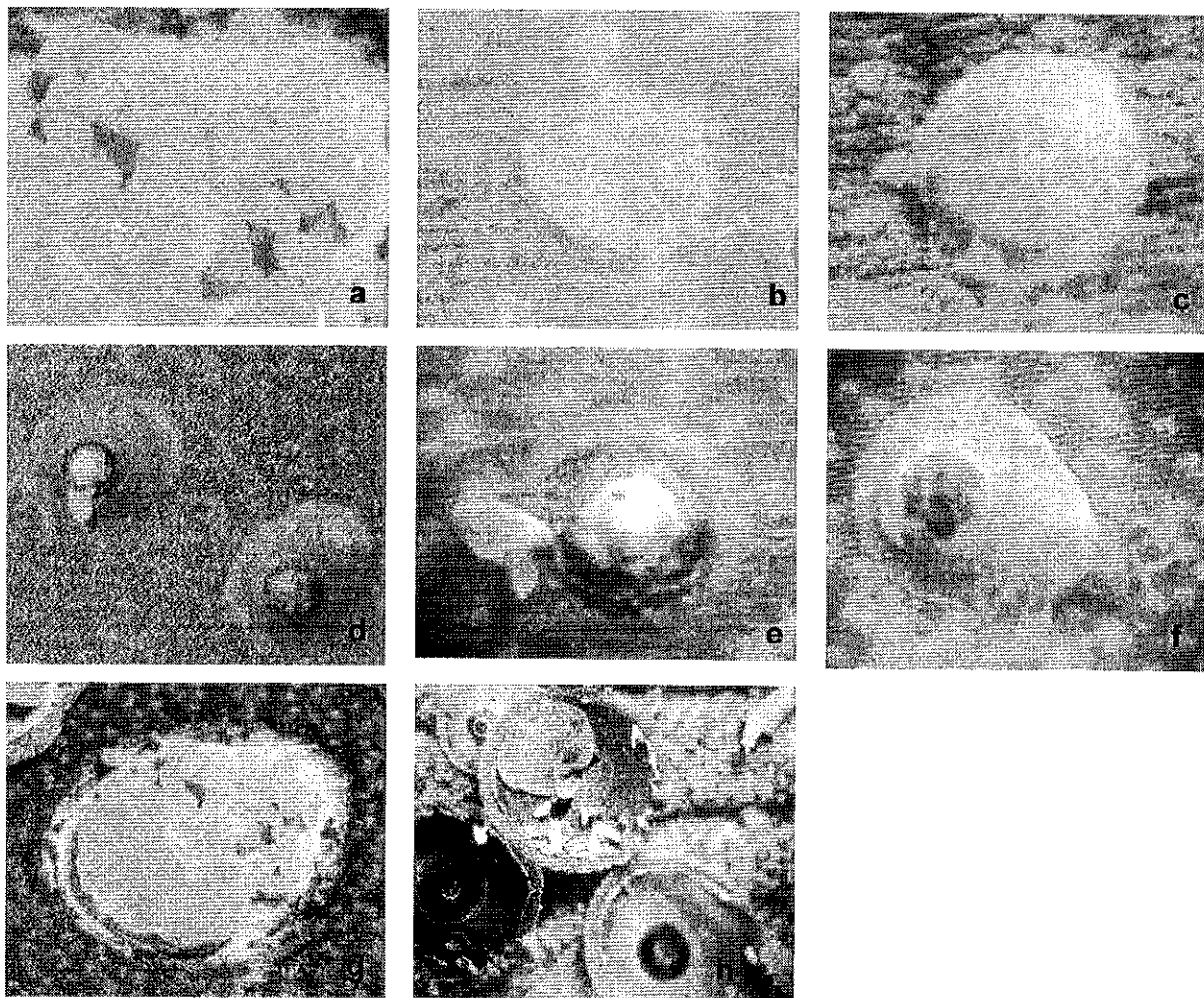


Figura 15. (a-h) Etapas de desarrollo de la escama armada del agave *A. agavis* en agave tequilero, en condiciones de laboratorio.

5.4.3. Tabla de vida de la escama armada *A. agavis*

Al desarrollar la tabla de vida de *A. agavis*., se observó que existe un riesgo de mortalidad bajo en los primeros estadios de desarrollo (huevo-caminante), la cual se estabilizó cuando los caminantes lograron establecerse en la planta. Se notó un descenso poblacional cuando entran al estado adulto, debido a que los machos adultos mueren a las pocas horas de haber emergido. De las hembras que pasan a estado adulto mueren alrededor de la mitad antes de llegar al periodo de oviposición, después de este periodo llega el fin del ciclo con la muerte de todas las hembras (Figura 16).

En condiciones naturales este comportamiento puede cambiar drásticamente, ya que según Beardsley y Gonzalez (1975), los factores climáticos como temperatura, humedad, lluvia y viento, son de los principales factores de control, sobre todo en estado de caminate. Lo anterior hace sugerir que la mortalidad puede ser mayor a la que se reporta, debido a que en este estudio las escamas se mantuvieron en condiciones semicontroladas.

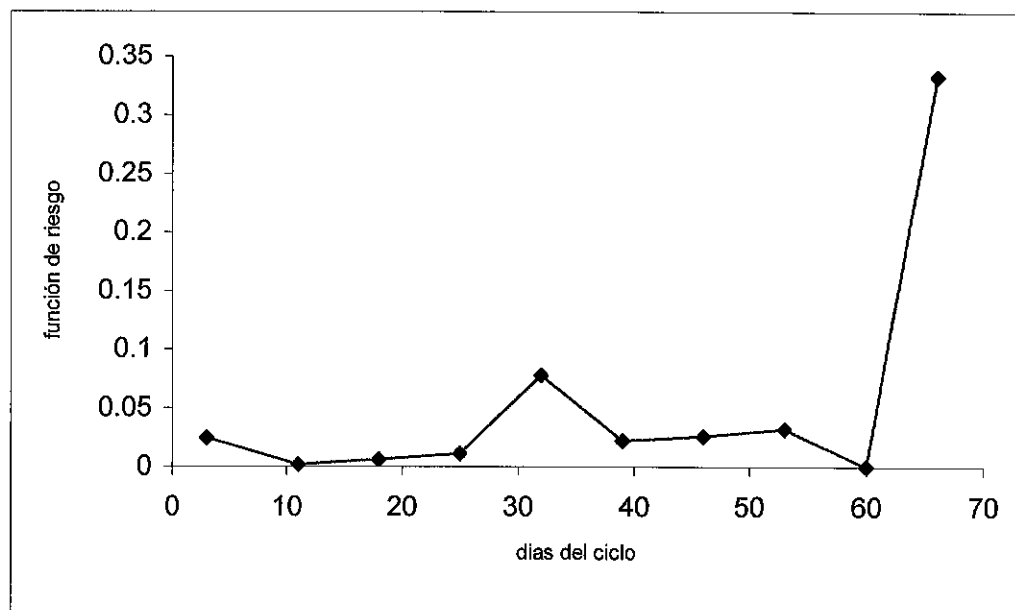


Figura 16. Riesgo de mortalidad durante el ciclo de desarrollo de la escama armada *A. agavis*

5.4.3.1. Supervivencia

Al realizar un análisis de la curva de supervivencia de la escama armada *A. agavis*, se observa que la longevidad máxima desde huevecillo hasta la muerte del ultimo adulto fue de 69 días. Este tipo de curva corresponde al tipo IV (Figura 17), que de acuerdo con Deevey (1947) este tipo de comportamiento es característico de algunos insectos que atacan frutos y granos almacenados.

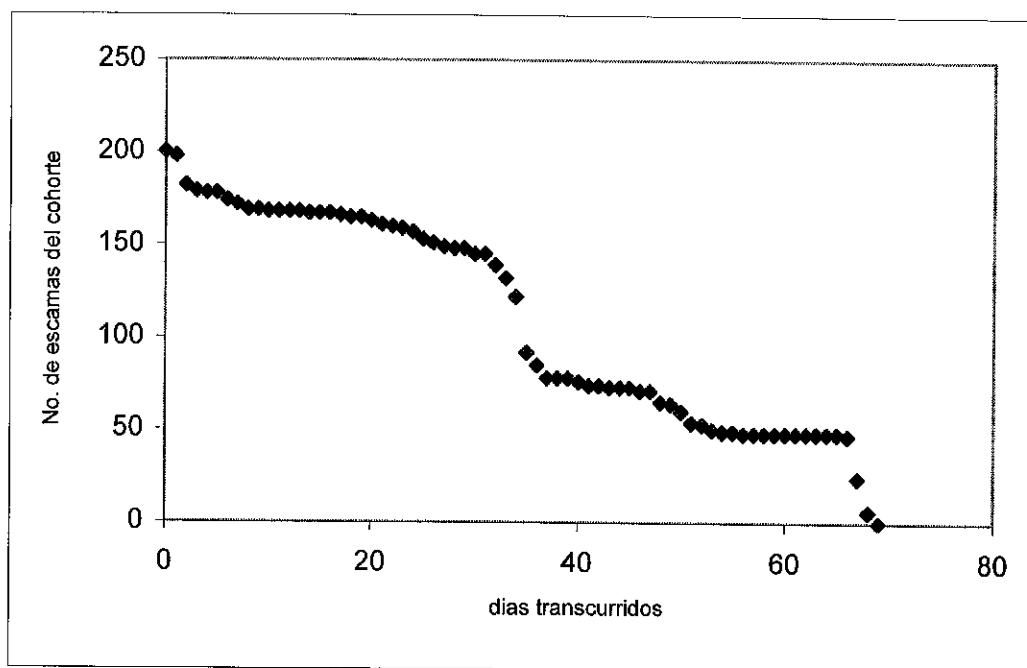


Figura 17. Curva de supervivencia de la escama armada *A. agavis*, en agave tequilero, en condiciones de laboratorio.



VI. CONCLUSIONES

La actividad de los parasitoides parece tener un mayor impacto en la densidad poblacional de la escama armada *A. agavis* que en la densidad del piojo harinoso del agave *Pseudococcus* sp., posiblemente se deba a que la mayoría de los individuos de la escama se encuentran más expuestos a la acción de los enemigos naturales que los individuos del piojo harinoso que atacan las bases de las pencas de las plantas madre o de los hijuelos y esta más protegido.

El promedio del ciclo de vida de la escama armada tuvo una duración de 69 días.

La supervivencia de la escama disminuye en promedio 2,5 individuos por día que transcurre. La mortalidad fue mayor en la etapa de ninfa caminadora y se estabilizó en las siguientes etapas hasta llegar a la emergencia de machos, que es en donde se presentó otro descenso importante, un ultimo descenso fue después de que las hembras ovipositaron.

Se detectaron tres especies parasitoides asociadas ala escama armada, pertenecientes a la familia Aphelinidae, estas fueron los parasitoides primarios *Aphytis* sp., *Encarsia* sp., y el hiperparasitoide *Ablerus elegantulus*.

El piojo harinoso presentó al parasitoide encírtido a la especie *Pseudelptomastix mexicana*.



VII. LITERATURA CITADA

- Alcázar, M.D.; J.E. Belda.; P. Barranco y T. Cabello. 2000. Lucha integrada en cultivos hortícolas bajo plástico en Almería. *Vida Rural* 118: 51-55.
- Altieri, M.A. 1994. Biodiversity and pest management in agroecosystems. Haworth Press, N.Y. 185.
- Babcock, C. 1999. Molecular Systematics of *Encarsia* (Hymenoptera: Aphelinidae, Coccophaginae). Department of Entomology. University of California, Riverside. <http://cache.ucr.edu/~heraty/>
- Badii, M.H., A.E. Flores, H. Quiroz, R. Torres & R. Foroughbakhchb. 2000. Depredación y control biológico. Pp. 53-60. En: M. H. Badii, A. E. Flores y L. J. Galán (eds.). Fundamentos y Perspectivas de Control Biológico. UANL, Monterrey.
- Badii, M.H., A.E. Flores, H. Quiroz, y Landeros. 1999. El papel de la depredación en el control biológico con énfasis en ácaros depredadores. X Curso Nacional de Control Biológico. Montecillo, Edo. de México.
- Badii, M.H. *et al*, 2004. Formas de Evaluar los Enemigos Naturales en Control Biológico. CULCyT//Junio–Julio, 2004 Año 1, No 2.
- Badii, M.H., J.L. Abreu. 2006. Control biológico una forma sustentable de control de plagas (*Biological control a sustainable way of pest control*). Daena: International Journal of Good Conscience. 1(1) : 82-89. 2006. Spenta University México
- Badii, M.H. & I. Ruvalcaba. 2006. Fragmentación del hábitat: el primer jinete de Apocalipsis. Calidad Ambiental, XI (2): 8-13.



- Balachowsky, A.S. 1939. Les Cochenilles de France, D' Europe, du Nord del' Afrique. Vol. 3 : Caractères généraux des Cochenilles. Reproduction. Developpement postembryonnaire. *Actualites scientifiques et industrielles, Entomologie appliquée*, nº 784: 114 pp. Hermann & Cie Edit. Paris.
- Bartlett, B.R. 1957. Biotic factors in natural control of citrus mealybugs in California. *J. Econ. Entomol.* 50: 753-755.
- Bartlett, B.R. 1968. Outbreaks of two spotted spider mites and cotton aphids following pesticide treatment. I. Pest stimulation vs. natural enemy destruction as the cause of outbreaks. *J. Econ. Entomol.* 61: 297-303.
- Beardsley, J.W., and R. Gonzalez. 1975. The Biology an Ecology of armored scales. *Annu. Rev. Entomol.* 1975.20:47-73.
- Bellows, T.S., R.G. Van Driesche & J.S. Elkinton. 1992. Life-table construction and analysis in the evaluation of natural enemies. *Annu. Rev. Entomol.* 37: 587-614.
- Blay, G.M. 1992. La familia *Diaspididae* Targioni-Tozzetti, 1868. De España peninsular y Baleares (Hemiptera: Coccoidea). Tesis Doctoral. Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Complutense de Madrid. pp. 34-35.
- Booth, R. G., M.L. Cox, and R.B. Madge. 1990. Coleoptera. Internacional Institute on Entomology (An Istitute of CAB Internacional). Cambridge University Press. Cambridge, UK.
- CEDEMUN, 1987. Enciclopedia de los municipios de los estados, Jalisco. Secretaria de Gobernación. Centro Nacional de Desarrollo Municipal. pp. 64-69, 644-651.



- Chandler, L.R. Y Watson, G.W. 1999. Identificación de cochinillas o piojos harinosos de importancia en la región del Caribe. s.l.: Commonwealth Science Council y CAB INTERNATIONAL. 32 p.
- Clausen C.P. & Berry P. 1932. The citrus blackfly in Asia, and the importation of its natural enemies into tropical América. USDA Tech. Bull., 320:59 pp.
- Clausen C.P. 1940. Entomophagous insects. New York: McGraw-Hill. 688 p.
- Cox, J.M. 1987. Pseudococcidae (Insecta: Hemiptera): fauna of New Zealand 11. Manaaki: Whenua Press. 232 p.
- CRT. 1999. Avances en la investigación científica del *Agave tequilana* Weber variedad azul. In: El agave. Bernache P., F. y A. Avalos C. (eds). Gaceta informativa año 1 No. 2. Unión Agrícola Regional de Mezcal Tequilero del estado de Jalisco. Guadalajara, Jalisco, México.
- CRT. 2004. Establecimiento de un sistema de monitoreo de enfermedades por muestreo en *agave tequilana* Weber variedad azul, dentro de la denominación de origen tequila. 2004. Departamento de Desarrollo Rural Sustentable, Centro Universitario de Ciencias Biológicas y Agropecuarias de la Universidad de Guadalajara y Consejo Regulador del Tequila, A.C.
- CRT. 2005. Plagas y enfermedades del *Agave tequilana* Weber var. Azul. Consejo Regulador del Tequila, A.C. Comité Técnico Agronómico. (Subcomité de Investigación). Guadalajara, Jalisco, Marzo de 2005.
- Cudjoe, A.R., P. Neuenschwander & M.J.W. Copland. 1993. Interference by ants in biological control of the cassava mealybug *Phenacoccus manihoti* (Hemiptera: Pseudococcidae) in Ghana. Bull. Entomol. Research 83: 15-22.



- De Santis, Luis. (1948). Estudio monográfico de los Afelinidos de la Republica de Argentina (Hymenoptera: Chalcidoidea). Revista del Museo de la Plata (Nueva Serie) Sección Zoología, (5): 23-280.
- DeBach, P. & B. R. Bartlett. 1964. Methods of colonization, recovery and evaluation, pp. 402-426. In: DeBach P. (ed.). Biological Control of Insect Pests and Weeds. Chapman and Hall Ltd, London.
- DeBach, P. & C. B. Huffaker. 1971. Experimental techniques for evaluation of the effectiveness of natural enemies, pp. 113-140. In: Huffaker C. B. (ed.), Biological Control. Plenum Press, New York.
- DeBach, P. & D. Rosen. 1991. Biological Control by Natural Enemies. Cambridge University Press, Great Britain.
- DeBach, P. 1946. An insecticidal check method for measuring the efficacy of entomophagous insects. *J. Econ. Entomol.* 39: 695-697.
- DeBach, P., C.A. Fleschner & E.J. Dietrick. 1951. A biological check method for evaluating the effectiveness of entomophagous insects. *J. Econ. Entomol.* 44: 763-766.
- DeBach, P., C.B. Huffaker & A.W. MacPhee. 1976. Evaluation of the impact of natural enemies, pp: 255-285. In: Huffaker C. B. & P. S. Messenger (eds.). Theory and Practice of Biological Control. Academic Press, New York.
- Deevey, E.S. 1947. Life tables for natural populations of animals. *Quart. Rev. Biol.* 22:283-314.
- Eguiarte, L.E., V. Souza. 2000. Evolución de la familia Agavaceae: filogenia, biología reproductiva y genética de poblaciones. *Bol. Soc. Bot. Mex.* 66: 131-150.



- Flores L. 2000. Informe final del Proyecto CONACYT Análisis agroecológico del *Agave tequilana* Weber var. Azul, con énfasis en problemas fitosanitarios. INIFAP-Universidad de Guadalajara. Documento de circulación interna. Tepatitlan, Jalisco. 153 p.
- García, H., J.J. 1997. Estudio del cultivo del maguey tequilero *Agave tequilana* Weber var. Azul, y su comercialización en la región centro del estado de Jalisco. Tesis profesional. Universidad Autónoma Chapingo. 79.
- Gentry HS. 1982. Agaves of Continental North America. University of Arizona Press. Tucson, Arizona.
- Gibson, G., Huber, J.T., Woolley, J. B. 1997. Annotated keys to the Genera of Nearctic Chalcidoidea (Hymenoptera). National Research Council of Canada.
- Gómez, L.J. 1984. Establecimiento y manejo del agave tequilero. Departamento para el fomento al agave. Cámara Regional de la Industria del Tequila.
- González, C. S., Gómez, M. 2005. *Lepidosaphes gloverii* (Hemiptera: Diaspididae), Estudios Biológicos y Ecológicos en Cítricos de Cuba. *Rev. Soc. Entomol. Argent.*, ene./jul. 2005, vol.64, no.1-2, p.26-28. ISSN 0373-5680.
- González, H.H., del Real, L.J., Solís, A.J. 2007. Manejo de Plagas del Agave Tequilero. Colegio de Postgraduados. Tequila Sauza, S.A. de C.V.
- González-Hernández, H. 1995. The status of the biological control of the pineapple mealybugs in Hawaii. PhD Dissertation, University of Hawaii. Honolulu, HI, USA.
- Gonzalez-Hernandez, H., M. W. Johnson & N.J. Reimer. 2000. Impact of *Pheidole megacephala* (F.) (Hymenoptera: Formicidae) on the biological control of



Dysmicoccus brevipes (Cockerell) (Homoptera: Pseudococcidae). *Biological Control* 15: 15-45-152.

Gullan, P. And Martin, J. 2003. Sternorrhyncha. (jumping plant lice, whiteflies, aphids, and scale insects). En: *Encyclopedia of Insects*. s.l.: Academic Press. p. 1079-1089.

Hand, L.F. & A. J. Keaster. 1967. The environment of an insect field cage. *J. Econ. Entomol.* 60: 910-915.

Hassell, M. P., & G.C. Varley. 1969. New inductive population model for insect parasites and its bearing on biological control. *Nature* 223: 1133-1137.

Heraty, J., Pinto, J. & Triapitsyn, S. 1999. Remediation and curation of the University of California, Riverside collection of *Aphytis* (Hymenoptera: Chalcidoidea: Aphelinidae). UCR Entomology *Updated: 9/5/99*.
<http://cache.ucr.edu/~heraty/>

Howell, J.O. & Tippins, H.H., 1990. The immature stages. In Rosen, D. *Armored Scale Insects. Their biology, natural enemies and control*. 4A: 29-42. Elsevier. Amsterdam; Oxford, New York, Tokyo.
<http://www.users.globalnet.co.uk/~jankol/articles/nomenclature.html>. 7 p. U.K.

Howell, J. O. & M. L. WILLIAMS. 1976. An annotated key to the families of scale insects (Homoptera: Coccoidea) of America, North of Mexico, based on characteristics of the adult female. *Annals of the entomological Society of America* 69 (2): 181-189.

Hölldobler, B. & E. O. Wilson. 1990. *The Ants*. The Belknap Press of Harvard University Press, Cambridge, MA.

Huffaker, C.B. & C.E. Kennett. 1969. Some aspects of assessing efficiency of natural enemies. *Can. Entomol.* 101: 425-447.



- Kolendo, J.R. 2006. Issues of agave nomenclature.
- Koteja, J., 1990. Embryonic development; Ovipary and Vivipary. *In* ROSEN, D. *Ermored Scale Insects. Their biology, natural enemies an control*. 4A: 233-242. Elsevier. Amsterdam, Oxford, New York, Tokyo.
- Legner, E.F. 1969. Distribution pattern of host and parasitization by *Spalangia drosophilae* (Hymenoptera: Pteromalidae). *Can. Entomol.* 101: 551-557.
- Lock, G.W. 1969. Sisal. Thirty Years Sisal Research in Tanzania. Second Edition. Tanganyika Sisal Growers Association. Longmans, Green and Colad. London, Great Britain.
- López-Collado, J. y J. Cibrián T. 1993. Aplicaciones de la microcomputadora en la entomología. Manual. Colegio de Postgraduados, Montecillo, Texcoco, México.
- Luck, R.F., B.M. Shepard & P.E. Kenmore. 1988. Experimental methods for evaluating arthropod natural enemies. *Annu. Rev. Entomol.* 33: 367-391.
- Malais, M. & W.J. Ravensberg. 1995. Conocer y reconocer. La biología de las plagas de invernadero y sus enemigos naturales. Koppert BV. Rotterdam. 109 pp.
- Maltby, H.L, E.J. Jimenez, and P. DeBach. 1968. Biological Control of armoured scale insects in México. *Journ. Econ. Ent.* 61 (4) : 1086 – 1088.
- Moreno, D.S., 1972. Location of the site of production of the sex feromone in the Yellow scale and the California red scale. *Ann. Ent. Soc. Amer.*, 65: 1283-1286.
- Muniappan, R., Meyerdirk D.E. 2006. Cassical Biological Control of the Papaya Mealybug *Paracoccus marginatus* (Hemiptera: Pseudococcidae) in the Republic of Palau. *Florida Entomologist* 89 (2). June 2006.



- Noyes, J.S., Schauff, M. E. 2003. New Encyrtidae (Hymenoptera) from Papaya mealbug (*Paracoccus marginatus* Williams and Granera de Willink) (Hemiptera: Sternorrhyncha: Pseudococcidae). *Proc. Entomol. Soc. Wwas.* 105 (1) 2003. Pp 180 – 185. Volume 105. Number 1.
- Papavizas, G.C. 1981. Biological control in crop production. Beltsville Symposia in Agricultural Research. Allanheld, Osmun Pub. London. 461 p.
- Pearl, R. 1928. The rate of living. Knopf. New York.
- Pérez, E. 2000. La producción integrada en tomate bajo abrigo. I Jornadas sobre Producción Integrada. Ed. Asociación AGRO. Universidad de Almería. Almería.
- Price, P.W. 1981. Semiochemicals in evolutionary time. In: Semiochemicals: Their role in pest control. pp: 251-279.
- Rabinovich E.J. 1982. Introducción a la ecología de poblaciones animales. 2a. Edición, C.E.C.S.A. México.
- Ramírez, J.L. 1993. Max del Henequén *Scyphophotus interstitialis* Gyll. Bioecología y Control. Serie: Libro técnico. Centro de investigación Regional del Sureste. INIFAP-SARH. Mérida, Yucatán, México.
- Ramírez. 2006. Los magueyes, plantas de infinitos usos. CONABIO. <http://www.conabio.gob.mx/biodiversitas/agave.htm>. 6 p. México.
- Ramos. P.A., Serna. F.C. 2004. Coccoidea de Colombia, con énfasis en las Cochinillas Harinosas (Hemiptera: Pseudococcidae). Universidad Nacional de Colombia. Facultad de Agronomía. Museo Entomológico (UNAB). A.A. 14490. Bogotá, Colombia.



- Ratcliffe, B. C. y M.A. Morón R. 1997. Dynastinae, Cap. 2 p: 53-164. En: M. A. Morón R. C. Ratcliffe y C. Deloya (Eds). Atlas de los Escarabajos de México. Coleoptera: Lamellicornia, Vol. 1 Familia Melolontidae. M. Comisión Nacional para el y Uso de la Biodiversidad (CONABIO), Sociedad Mexicana de Entomología A. C.
- Reimer, N.J., M.L. Cope & G. Yasuda. 1993. Interference of *Pheidole megacephala* (Hymenoptera: Formicidae) with biological control of *Coccus viridis* (Homoptera: Coccidae) in coffee. *Environ. Entomol.* 22: 483-488.
- Rosen, D., and P. DeBach. Diaspididae. pp: 78-128. In. Introduced Parasites and Predators of Arthropod Pests and Weeds. A world review. United States Department of Agriculture. Agricultural Handbook 480.
- Sermeño, J.M., Navarro, J.A. 2000. Manual técnico: Identificación de insectos de la superfamilia Coccoidea, con especial énfasis en cochinilla rosada del hibisco (*Maconellicoccus hirsutus* Green). Universidad de El Salvador, Facultad de Ciencias Agronómicas, Unidad de Posgrado. El Salvador.
- Serrano, V.S. 1984. Jefe del programa integral para evaluar la situación actual del cultivo del agave en Jalisco. (SARH). Comunicación personal.
- Siller, J. M. G. 1985. Ciclo Biológico en laboratorio del picudo del maguey *Scyphophorus acupunctatus* Gyll. (Coleoptera: Curculionidae) y algunas consideraciones sobre su impacto económico. Tesis de licenciatura. Facultad de Ciencias. UNAM. México.
- Simmons, G.S. & O.P.J.M. Minkenberg. 1994. Field-cage evaluation of augmentative biological control of *Bemisia argentifolii* (Homoptera: Aleyrodidae) in Southern California cotton with the parasitoid *Eretmocerus* nr. *californicus* (Hymenoptera: Aphelinidae). *Environ. Entomol.* 23: 1552-1557.



- Smith, H. & P. DeBach. 1942. The measurement of the effect of entomophagous insects on population densities of their hosts. *J. Econ. Entomol.* 35: 845-849.
- Smith, H.S., H.L. Maltby, & E. Jiménez-Jiménez. 1964. Biological control of the citrus blackfly in Mexico. US Dept. Agric. Tech. Bull. 1311: 30 pp.
- Valenzuela, Z.A.G. 1997. El agave tequilero: Su cultivo e industria. Segunda edición. Litteris editores y Monsanto. Guadalajara, Jalisco, México. 204 p.
- Van Driesche, R.G. 1983. Meaning of percent of parasitism in studies of insect parasitoids. *Environ. Entomol.* 12: 1611-1622.
- Vera, G.J., Pinto, V.M., López, C.J. 1997. Ecología de poblaciones de insectos. Chapingo, Estado de México. Universidad Autónoma Chapingo. 132 p.
- Villanueva, J. J. A. 2005. Informe de Actividades 2002 – 2005. Colegio de Postgraduados. Campus Veracruz. Tepetates, Veracruz, Junio de 2005.
- Waage, J.K. & N.J. Mills. 1992. Understanding and measuring the impact of natural enemies on pest populations. pp: 84-114. In: Markham R. H., A. Wodageneh & S. Agboola (eds.). Biological Control.



ANEXO I

Cálculos de la tabla de vida de la escama armada del agave *A. agavis*, en agave tequilero, en condiciones de laboratorio.

Tabla de vida de la escama armada del agave tequilero <i>A. agavis</i>							
x días	nx	dx	qx	Lx	Tx	ex	lx
0	200	0	0,0000	200	7599	38,00	1
1	200	18	0,0900	191	7399	37,00	1
2	182	3	0,0165	180,5	7208	39,60	0,91
3	179	1	0,0056	178,5	7027,5	39,26	0,895
4	178	0	0,0000	178	6849	38,48	0,89
5	178	4	0,0225	176	6671	37,48	0,89
6	174	2	0,0115	173	6495	37,33	0,87
7	172	3	0,0174	170,5	6322	36,76	0,86
8	169	0	0,0000	169	6151,5	36,40	0,845
9	169	0	0,0000	168,5	5982,5	35,40	0,845
10	168	1	0,0060	168	5814	34,61	0,84
11	168	0	0,0000	168	5646	33,61	0,84
12	168	0	0,0000	168	5478	32,61	0,84
13	168	1	0,0060	167,5	5310	31,61	0,84
14	167	0	0,0000	167	5142,5	30,79	0,835
15	167	0	0,0000	167	4975,5	29,79	0,835
16	167	1	0,0060	166,5	4808,5	28,79	0,835
17	166	1	0,0060	165,5	4642	27,96	0,83
18	165	0	0,0000	165	4475,5	27,12	0,825
19	165	2	0,0121	164	4310,5	26,12	0,825
20	163	2	0,0123	162	4146,5	25,44	0,815
21	161	1	0,0062	160,5	3984,5	24,75	0,805
22	160	1	0,0063	159,5	3824	23,90	0,8
23	159	2	0,0126	158	3664,5	23,05	0,795
24	157	4	0,0255	155	3506,5	22,33	0,785
25	153	2	0,0131	152	3351,5	21,91	0,765
26	151	2	0,0132	150	3199,5	21,19	0,755
27	149	1	0,0067	148,5	3049,5	20,47	0,745
28	148	0	0,0000	148	2901	19,60	0,74
29	148	3	0,0203	146,5	2753	18,60	0,74
30	145	0	0,0000	145	2606,5	17,98	0,725
31	145	6	0,0414	142	2461,5	16,98	0,725
32	139	7	0,0504	135,5	2319,5	16,69	0,695
33	132	10	0,0758	127	2184	16,55	0,66
34	122	30	0,2459	107	2057	16,86	0,61



35	92	7	0,0761	88,5	1950	21,20	0,46
36	85	7	0,0824	81,5	1861,5	21,90	0,425
37	78	0	0,0000	78	1780	22,82	0,39
38	78	0	0,0000	78	1702	21,82	0,39
39	78	2	0,0256	77	1624	20,82	0,39
40	76	2	0,0263	75	1547	20,36	0,38
41	74	0	0,0000	74	1472	19,89	0,37
42	74	1	0,0135	73,5	1398	18,89	0,37
43	73	1	0,0137	73	1324,5	18,14	0,365
44	73	1	0,0137	73	1251,5	17,14	0,365
45	73	2	0,0274	72	1178,5	16,14	0,365
46	71	0	0,0000	71	1106,5	15,58	0,355
47	71	6	0,0845	68	1035,5	14,58	0,355
48	65	1	0,0154	64,5	967,5	14,88	0,325
49	64	4	0,0625	62	903	14,11	0,32
50	60	6	0,1000	57	841	14,02	0,3
51	54	1	0,0185	53,5	784	14,52	0,27
52	53	3	0,0566	51,5	730,5	13,78	0,265
53	50	1	0,0200	49,5	679	13,58	0,25
54	49	0	0,0000	49	629,5	12,85	0,245
55	49	1	0,0204	48,5	580,5	11,85	0,245
56	48	0	0,0000	48	532	11,08	0,24
57	48	0	0,0000	48	484	10,08	0,24
58	48	0	0,0000	48	436	9,08	0,24
59	48	0	0,0000	48	388	8,08	0,24
60	48	0	0,0000	48	340	7,08	0,24
61	48	0	0,0000	48	292	6,08	0,24
62	48	0	0,0000	48	244	5,08	0,24
63	48	0	0,0000	48	196	4,08	0,24
64	48	0	0,0000	48	148	3,08	0,24
65	48	1	0,0208	47,5	100	2,08	0,24
66	47	23	0,4894	35,5	52,5	1,12	0,235
67	24	18	0,7500	15	18	0,75	0,12
68	6	6	1,0000	3	3	0,50	0,03
69	0	*	*	0	*	*	0