

INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL

**CENTRO INTERDISCIPLINARIO DE INVESTIGACIÓN PARA EL
DESARROLLO INTEGRAL REGIONAL
UNIDAD OAXACA**

**MAESTRÍA EN CIENCIAS EN CONSERVACIÓN Y APROVECHAMIENTO DE
RECURSOS NATURALES**

(PROTECCIÓN Y PRODUCCIÓN VEGETAL)

**“CARACTERIZACIÓN Y EVALUACIÓN DE LAS ESPECIES DE *Phyllophaga*
HARRIS (COLEOPTERA: MELOLONTHIDAE) EN
SANTA CRUZ XOXOCOTLÁN, OAXACA”.**

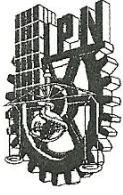
TESIS

**QUE PARA OBTENER EL GRADO DE
MAESTRO EN CIENCIAS PRESENTA**

JULIÁN HERNÁNDEZ CRUZ

SANTA CRUZ XOXOCOTLÁN, OAXACA

DICIEMBRE DE 2010



INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL SECRETARÍA DE INVESTIGACIÓN Y POSGRADO

ACTA DE REVISIÓN DE TESIS

En la Ciudad de Oaxaca de Juárez siendo las 13:00 horas del día 22 del mes de Noviembre del 2010 se reunieron los miembros de la Comisión Revisora de Tesis, designada por el Colegio de Profesores de Estudios de Posgrado e Investigación del Centro Interdisciplinario de Investigación para el Desarrollo Integral Regional Unidad Oaxaca para examinar la tesis titulada:

“Caracterización y evaluación de las especies de *Phyllophaga* Harris (Coleoptera: Melolonthidae) en Santa Cruz Xoxocotlán Oaxaca”

Presentada por el alumno:

Hernández Apellido paterno	Cruz Apellido materno	Julián Nombre(s)							
		Con registro: <table border="1" style="display: inline-table;"><tr><td>A</td><td>0</td><td>9</td><td>0</td><td>2</td><td>6</td><td>1</td></tr></table>	A	0	9	0	2	6	1
A	0	9	0	2	6	1			

Aspirante al grado de: **MAESTRIA EN CIENCIAS EN CONSERVACIÓN Y APROVECHAMIENTO DE RECURSOS NATURALES**

Después de intercambiar opiniones los miembros de la Comisión manifestaron **SU APROBACIÓN DE LA TESIS**, en virtud de que satisface los requisitos señalados por las disposiciones reglamentarias vigentes.

LA COMISIÓN REVISORA

Directores de tesis

Dr. Miguel Ángel Morón Ríos

Dr. Jaime Ruiz Vega

Dr. José Antonio Sánchez García

Dr. Rafael Pérez Pacheco

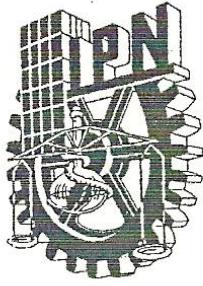
M.C. Laura Martínez Martínez

PRESIDENTE DEL COLEGIO DE PROFESORES

Dr. Juan Rodríguez Ramírez



CENTRO INTERDISCIPLINARIO
DE INVESTIGACION PARA EL
DESARROLLO INTEGRAL REGIONAL
C.I.I.D.I.R.
UNIDAD OAXACA
I.P.N.



INSTITUTO POLITÉCNICO NACIONAL
SECRETARÍA DE INVESTIGACIÓN Y POSGRADO

CARTA CESION DE DERECHOS

En la Ciudad de Oaxaca de Juárez el día **18** del mes de **noviembre del año 2010**, el (la) que suscribe **Hernández Cruz Julián** alumno (a) del Programa de **MAESTRÍA EN CIENCIAS EN CONSERVACIÓN Y APROVECHAMIENTO DE RECURSOS NATURALES** con número de registro **A090261**, adscrito al Centro Interdisciplinario de Investigación para el Desarrollo Integral Regional, Unidad Oaxaca, manifiesta que es autor (a) intelectual del presente trabajo de Tesis bajo la dirección de los Dr. Jaime Ruiz Vega y Miguel Ángel Morón Ríos y cede los derechos del trabajo titulado: **“Caracterización y evaluación de las especies de *Phyllophaga Harris (Coleoptera: Melolonthidae)* en Santa Cruz Xoxocotlán, Oaxaca”**, al Instituto Politécnico Nacional para su difusión, con fines académicos y de investigación.

Los usuarios de la información no deben reproducir el contenido textual, gráficas o datos del trabajo sin el permiso expreso del autor y/o director del trabajo. Este puede ser obtenido escribiendo a la siguiente dirección **Calle Hornos 1003, Santa Cruz Xoxocotlán, Oaxaca**, e-mail: posgradoax@ipn.mx ó jhccidir@yahoo.com.mx

Si el permiso se otorga, el usuario deberá dar el agradecimiento correspondiente y citar la fuente del mismo.

Julián Hdez Cruz

Hernández Cruz Julián



CENTRO INTERDISCIPLINARIO
DE INVESTIGACION PARA EL
DESARROLLO INTEGRAL REGIONAL
C.I.I.D.I.R.
UNIDAD OAXACA
I.P.N.

AGRADECIMIENTOS

Al Instituto Politécnico Nacional (IPN) y al Centro Interdisciplinario de Investigación para el Desarrollo Integral Regional (CIIDIR) por darme la oportunidad de realizar un posgrado.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología, al Programa Institucional de Formación de Investigadores y a la Comisión de Operación y Fomento de Actividades Académicas del IPN por todo el apoyo otorgado para realizar mis estudios de maestría.

Al Dr. Jaime Ruíz Vega, por la dirección de la tesis, el apoyo, las oportunas observaciones y sugerencias realizadas durante el desarrollo del presente trabajo.

Al Dr. Miguel Ángel Morón Ríos, director de tesis, por todas las atenciones, el tiempo que ha dedicado a mi trabajo de tesis, la amabilidad que siempre me ha brindado, pero sobre todo por compartir los amplios conocimientos y experiencias de su amplia trayectoria de investigador en el campo de los Llamellicornia.

Al Dr. José Antonio Sánchez García, miembro del comité revisor, por trasmitirme sus amplios conocimientos sobre los insectos en su cátedra impartida en el CIIDIR, por el interés propio de un investigador mostrado por mi trabajo de tesis y por apoyarme en la colecta de las especies de *Phyllophaga*.

A la M.C. Laura Martínez Martínez miembro del comité revisor, por su asesoría, sus consejos y valiosas sugerencias en la escritura de la tesis.

A los Dr. Rafael Pérez Pacheco y Dr. Alfonso Vázquez López miembros del comité revisor, por su apoyo en todo momento en mi papel de estudiante de posgrado, sus sugerencias y correcciones de la tesis.

A la Dra. Yolanda D. Ortiz Hernández, Dr. Gabino A. Martínez Gutiérrez, Dr. José Luis Chávez Servia, Dra. Mara Rosas Baños y demás Profesores-Investigadores del CIIDIR Oaxaca, quienes con su cátedra, contribuyeron en mi formación como alumno de posgrado.

Al M.C. Ma. Eugenia Silva Rivera, por compartir conmigo el “secreto del éxito”, de incalculable valor para conseguir los metas que me trazado en la vida. También agradezco su apoyo incondicional y la amistad que me ha brindado.

A los M.C. Teodulfo Aquino Bolanos, M.C. David Martínez Sánchez, M.C. Roselia Jarquín López, M.C. Laura V. Aquino González e Ing. Xicotencatl López Clemente por el apoyo y la amistad que siempre me han brindado y que me han hecho la vida más amena en el CIIDIR.

A Tim O’hara por el tiempo dedicado a mejorar mi deficiente ingles y a las correcciones realizadas al abstract de mi tesis.

A Ninfa, Carlos A., Omar, Mariana, Gricel, Edgar E. por compartir conmigo sus estudios de posgrado y brindarme su amistad.

A todo el personal del CIIDIR Oaxaca, porque de alguna u otra forma han puesto su grano de arena en la realización de esta tesis.

Gracias a todos.....

DEDICATORIAS

A **DIOS**, ya que este logro es una prueba inequívoca de su existencia.

A mis padres Tarsicio Hernández Mar+ y Lucía Cruz Peralta por darme la vida y por su apoyo total e incondicional. Que este logro signifique para ustedes un símbolo de gratitud y reconocimiento al noble esfuerzo realizado por hacer de sus hijos personas de bien.

A mi esposa Herminia, por ser parte de mi vida y por darme dos hijos maravillosos, Didier y Josué, quienes son la razón de nuestras metas, de nuestros sueños y de nuestra existencia.

A Jaime Ariel, Toribio, José Guadalupe y Lucía Anabel por ser mis hermanos y estar siempre conmigo en todo lo bueno que nos ha dado la vida y por ser un apoyo incondicional cuando las cosas, excepcionalmente, no suelen ir bien.

A mis cuñadas Ma. Del Refugio Rafaele Sánchez, Delfina Pérez Hernández y Raquel Jaime Castillo por compartir su existencia al lado de mis hermanos.

A mis suegros Margarito Girón Martínez y Rafaela Pablo Matadamas por el respeto, cordialidad y el apoyo que me han brindado desde que tuve la fortuna de formar parte de su familia.

A mí cuñada Elia, mis cuñados Cenobio y su esposa Ma. Leticia, Sergio y su esposa Aracély, Miguel Ángel y su esposa Teresa, quienes junto con sus hijos conforman una gran familia que alienta y reconforta en el quehacer diario de mi existencia.

A mis sobrinos A. Alejandro, I. Valeria, Felipe de Jesús, Miguel Ángel, Gerardo, Zeltzín Y., Nelly Guadalupe, Demetrio, Víctor, Viany, Niza, José Manuel, Miguel Ángel y Dolet por llenar de alegría y esperanza mi vida.

Al Ing. José Manuel Cardoso Esparza, por ser el amigo de toda la vida y estar siempre ahí, aplaudiendo mis logros o ayudando a levantarme en los tropiezos.

A todas aquellas personas, que por razones de espacio o por omisión involuntaria han faltado en esta lista, dedico este logro, ya que en algún momento de mi vida contribuyeron significativamente en mi formación como ser humano.

Va por todos ustedes.....

CONTENIDO

INDICE DE CUADROS.....	10
INDICE DE FIGURAS.....	11
RESUMEN.....	14
ABSTRACT.....	15
I. INTRODUCCIÓN.....	17
II. OBJETIVOS E HIPÓTESIS.....	19
III. REVISIÓN DE LITERATURA	
3.1 Clasificación general de los Coleoptera: Melolonthidae.....	21
3.2. Clasificación supragenérica de <i>Phyllophaga Harris 1827</i>	22
3.3. Antecedentes del género <i>Phyllophaga (sensu lato)</i>	23
3.3.1. Morfología externa del imago o adulto.....	25
3.3.2. Morfología de los estados larvarios.....	39
3.3.3. Ciclo biológico.....	47
3.4. Criterios de evaluación de Melolonthidae (Insecta: Coleoptera) en ambientes edáficos.....	50
3.5. Importancia ecológica y agrícola de los <i>Phyllophaga (sensu lato)</i>	53
3.6. Diversidad de las especies edáficas rizófagas.....	54
3.7. Factores que promueven la distribución de <i>Phyllophaga(sensu lato)</i>	55
3.8. Hábitos alimenticios de las larvas edáficas y problemática.....	56
IV. MATERIALES Y MÉTODOS	
4.1. Características del área de estudio.....	58
4.2. Colecta de adultos de <i>Phyllophaga(sensu lato)</i>	59
4.3. Cría de larvas.....	60
4.4. Descripción morfológica de la larva <i>Phyllophaga lenis</i> (Horn).....	62

4.5 Registro de hábitos y actividades de adultos de <i>Phyllophaga lenis</i> (Horn).....	63
V. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	
5.1 Inventario de especies del área de estudio.....	64
5.2 Clave para separar las 13 especies de <i>Phyllophaga (sensu lato)</i>	68
5.3 Evaluación del ciclo vital de <i>Phyllophaga lenis (Horn)</i>	75
5.4 Análisis de las larvas criada en laboratorio.....	78
5.5 Clave para separar las larvas de tercer estadio de 14 especies de México.....	83
5.6 Observaciones realizadas en campo durante la colecta de adultos de <i>Phyllophaga lenis</i> (Horn).....	86
VI. CONCLUSIONES.....	87
LITERATURA CITADA.....	89
ANEXOS.....	95

INDICE DE CUADROS

1	Número de individuos por especie de <i>Phyllophaga</i> (<i>sensu lato</i>) colectados en 2009 y 2010 en Santa Cruz Xoxocotlán y Reyes Mantecón, San Bartolo Coyotepec. Oaxaca.....	64
2	Tabla de vida, basada en la propuesta de Vera <i>et al.</i> (1998).....	76
3	Diferencias más notables entre <i>Phyllophaga lenis</i> y <i>P. vetula</i>	83

INDICE DE FIGURAS

1	<i>Phyllophaga (Phytalus) trichodes</i> . Vista Ventral.....	27
2	Antenas de <i>Phyllophaga</i> spp.....	32
3	<i>Phyllophaga (Phytalus) trichodes</i> . Vista lateral.....	34
4	Uñas de <i>Phyllophaga</i>	36
5	Vistas laterales de las capsulas genitales masculinas.....	38
6	Vista lateral de la larva de tercer estadio de <i>Phyllophaga brevidens</i>	41
7	Larva de tercer estadio de <i>Phyllophaga brevidens</i>	42
8	<i>Phyllophaga brevidens</i> . Detalles del aparato bucal.....	44
9	<i>Phyllophaga brevidens</i> , larva tercer estadio. Detalles del abdomen y patas.....	46
10	Particularidades morfológicas de <i>Phyllophaga menetriesi</i>	49
11	.Ciclo biológico de <i>Phyllophaga (sensu lato)</i>	49
12	Mapa de localización de la región de estudio.....	59
13	Trampa de luz fluorescente con embudo.....	60
14	trampa de luz tipo pantalla.....	60
15	Macho de <i>Phyllophaga scabripyga</i>	72
16	Parámetros de <i>Phyllophaga scabripyga</i>	72
17	Edeago de <i>Phyllophaga scabripyga</i>	72
18	Macho de <i>Phyllophaga chiapensis</i>	72
19	Parámetros de <i>Phyllophaga chiapensis</i>	72
20	Edeago de <i>Phyllophaga chiapensis</i>	72
21	Macho de <i>Phyllophaga obsoleta</i>	72
22	Parámetros de <i>Phyllophaga obsoleta</i>	72
23	Edeago de <i>Phyllophaga obsoleta</i>	72

24 Macho de <i>Phyllophaga macrocera</i>	72
25 Parámetros de <i>Phyllophaga macrocera</i>	72
26 Edeago de <i>Phyllophaga macrocera</i>	72
27 Hembra de <i>Phyllophaga eniba</i>	73
28 Macho de <i>Phyllophaga porodera</i>	73
29 Parámetros de <i>Phyllophaga porodera</i>	73
30 Edeago de <i>Phyllophaga porodera</i>	73
31 Macho de <i>Phyllophaga parvisetis</i>	73
32 Parámetros de <i>Phyllophaga parvisetis</i>	73
33 Edeago de <i>Phyllophaga parvisetis</i>	73
34 Macho de <i>Phyllophaga ravida</i>	73
35 Parámetros de <i>Phyllophaga ravida</i>	73
36 Edeago de <i>Phyllophaga ravida</i>	73
37 Macho de <i>Phyllophaga lenis</i>	74
38 Parámetros de <i>Phyllophaga lenis</i>	74
39 Edeago de <i>Phyllophaga lenis</i>	74
40 Macho de <i>Phyllophaga vetula</i>	74
41 Parámetros de <i>Phyllophaga vetula</i>	74
42 Edeago de <i>Phyllophaga vetula</i>	74
43 Macho de <i>Phyllophaga misteca</i>	74
44 Parámetros de <i>Phyllophaga misteca</i>	74
45 Edeago de <i>Phyllophaga misteca</i>	74
46 Macho de <i>Phyllophaga integra</i>	74
47 Parámetros de <i>Phyllophaga integra</i>	74
48 Edeago de <i>Phyllophaga integra</i>	74

49 Macho de <i>Phyllophaga integriceps</i>	75
50 Parámetros de <i>Phyllophaga integriceps</i>	75
51 Edeago de <i>Phyllophaga integriceps</i>	75
52 Larva de tercer estadio de <i>Phyllophaga (Phyllophaga) lenis</i> (Horn).....	81
53 Aspecto frontal de cápsula cefálica <i>P. (Phyllophaga) lenis</i> (Horn).....	81
54 Epifrange de <i>P. (Phyllophaga) lenis</i> (Horn).....	81
55 Vista ventral de la mandíbula derecha de <i>P. (Phyllophaga) lenis</i> (Horn).....	81
56 Vista ventral de la mandíbula izquierda <i>P. (Phyllophaga) lenis</i> (Horn)...	81
57 Aspecto dorsal de la maxila derecha <i>P. (Phyllophaga) lenis</i> (Horn).....	81
58 <i>Raster</i> de <i>P. (Phyllophaga) lenis</i> (Horn).....	81
59 Adultos de <i>Phyllophaga lenis</i> (Horn) en cópula.....	82
60 Adultos de <i>Phyllophaga lenis</i> (Horn) alimentándose.....	82

RESUMEN

En este trabajo se presenta el resultado de dos años de colectas con trampas de luz fluorescente y colectas manuales realizadas entre abril de 2009 y julio de 2010 en dos sitios de Santa Cruz Xoxocotlán y uno en Reyes Mantecón San Bartolo Coyotepec Oaxaca, ubicados a 1550 msnm. El objetivo del trabajo fue coleccionar adultos de especies de *Phyllophaga* (*sensu lato*) Harris para caracterizarlos morfológicamente y comentar aspectos de su abundancia y diversidad. Además se coleccionaron parejas de adultos de la especie más abundante para criar su progenie en laboratorio, basado en el método de Aragón y Morón (2004). Posteriormente, se tomaron seis larvas criadas en el laboratorio de tercer estadio para realizar su descripción morfológica y la quetotaxia diagnóstica. También se evaluaron las primeras etapas larvales y con el apoyo de una trampa de luz se registraron observaciones sobre hábitos y actividades realizadas por los adultos de esta especie. Las especies coleccionadas fueron 13: *Phyllophaga lenis* (Horn) *P. macrocera* (Bates) *P. parvisetis* (Bates) *P. ravidata* (Blanch.) *P. misteca* (Bates) *P. vetula* (Horn) *P. obsoleta* (Blanch.) *P. scabripes* (Bates) *P. chiapensis* (Chapin) *P. integra* (Saylor) *P. porodera* (Bates) *P. integriceps* (Moser), *P. eniba* (Moser). El grupo de especies con mayor riqueza fue "anodontata". La especie más abundante fue *P. lenis* (Horn) con 3107 de los 3245 ejemplares coleccionados en dos años. Esta especie tiene amplia distribución en México y sus larvas se han encontrado en terrenos con maíz, frijol, arroz y caña de azúcar. Las 28 hembras de *P. lenis* depositaron 94 huevos de los cuales se obtuvieron 63 larvas de primer estadio, 49 de segundo y 39 de tercero. El período de incubación de los huevos fue de nueve a 16 días. El primer estadio larval se desarrolló en un período de 13 a 25

días; el segundo tuvo una duración de 32 a 49 días y el tercero a la fecha no ha concluido. Esta larva es típicamente escarabiforme, color blanco cremoso con una longitud por el dorso de 46 mm, anchura de la cápsula cefálica de 4.7 mm de color parda amarillenta, casi lisa. El *raster* presenta un par de *palidia* longitudinales casi convergentes en ambos extremos; cada *palidium* formado por 18 – 20 *pali* cortos ligeramente recurvados en sus ápices dirigidos hacia la línea media. Abertura anal en forma de “V” muy abierta. El primer espécimen de la temporada fue colectado a mediados del mes abril días después de una lluvia fuerte. Los adultos de *P. lenis* empiezan a volar a las 20:15 hrs (horario de verano). La cópula inicia entre 20:30 y 20:35 y finaliza entre 20:55 y 21:00 hrs. Posterior a la cópula las hembras consumen retoños u hojas de “huizache” *Acacia farnesiana* Willd (Mimosaceae).

Palabras clave: Melolonthidae, *Phyllophaga*, larvas, morfología, hábitos.

ABSTRACT

This paper presents the results of two years of collecting made with fluorescent light traps and by hand between April 2009 and July 2010 at two sites in Santa Cruz Xoxocotlán and one site in Reyes Mantecón, located 1550 m above sea level. The objective was to collect adults of *Phyllophaga* (*sensu lato*) species for their characterization and to discuss aspects of their abundance and diversity. In addition, pairs of adults collected from the most abundant species were used to raise their progeny in the laboratory based on the method of Aragón y Morón (2004). Subsequently, six larvae of the third stage, reared in laboratory, were used for morphological description and diagnostic chaetotaxic. Also the early larval stages were evaluated and, with the aid of a light trap, observations on

habits and activities of adults of this species were recorded. Thirteen species were collected: *Phyllophaga lenis* (Horn), *P. macrocera* (Bates), *P. parvisetis* (Bates), *P. ravidata* (Blanch.), *P. misteca* (Bates), *P. vetula* (Horn), *P. obsoleta* (Blanch.), *P. scabripes* (Bates), *P. chiapensis* (Chapin), *P. integra* (Saylor), *P. porodera* (Bates), *P. integriceps* (Moser) and *P. eniba* (Moser). The group that showed a higher species richness was “anodentata” The most abundant species was *P. lenis* accounting for 3107 of the 3245 specimens collected during the two years. This species is widespread in Mexico and their larvae have been found in fields of corn, beans, rice and sugar cane. The 28 females of *P. lenis*, deposited 94 eggs, from which were obtained 63 first instars, 49 second and 39 third. The incubation period of the eggs was 9 to 16 days. The first larval stage lasted a period of 13 to 25 days and the second lasted 32 to 40 days. To date, the period of the third stage has not been completed. This larva is typically scarabaeiform, cream white, with a dorsal length of 46 mm. The head capsule has a width of 4.7 mm, is yellowish brown and almost smooth. The raster has a pair of longitudinal *palidia* almost convergent at both ends, each *palidium* is formed by 18 to 20 slightly re-curved *pali* in their apices, and directed toward the midline. The anal opening is of a “v” shape and very open. The first collected specimen was in mid-April, a few days after a heavy rain. Adult *P. lenis* take flight at 20:15 (CDT). Copulation begins between 20:30 and 20:35 and ends between 20:55 and 21:00 hrs. After copulation the females consumed shoots or leaves of the host plant “huizache” *Acacia farnesiana* Willd (Mimosaceae).

Key words: Melolonthidae, *Phyllophaga*, larvae, morphology, habits.

CAPITULO I

INTRODUCCIÓN

La diversidad de microambientes propiciados por la irregular orografía y circulación de vientos húmedos parece estar vinculado a la gran diversidad de especies que exhibe el género *Phyllophaga* (*sensu lato*) en Oaxaca, cercana a las 80 especies (Morón, 2003).

De acuerdo a la propuesta de Endrodi (1966) este género está incluido en la familia Melolonthidae, cuyos adultos, denominados localmente “maruches” se distinguen por presentar procoxas anchas, proporcionalmente poco prominentes y transversales, cuya identificación específica, en la mayoría de los casos se hace con la ayuda de las estructuras genitales masculinas.

Los estados inmaduros, llamados “bechanos” tienen hábitos edáffcolas y algunas especies pueden causar daños severos a los cultivos (Aragón y Morón, 2000), pero frecuentemente la distribución irregular y los daños esporádicos que ocurren de forma general cada tres a cinco años no convencen a los campesinos de tomar medidas adecuadas y periódicas para su control.

La evaluación de las muestras colectadas en los últimos años en diferentes regiones de México, revelan la coexistencia de cierto número de especies comunes con amplia distribución (euriecas), con algunas especies comunes pero de distribución restringida (estenotecas) y pocas especies raras exclusivas (endemismos). La abundancia de las especies en esta mezcla normalmente es irregular pero una o dos de las especies euriecas predominan y las especies endémicas están representadas por muy pocos individuos. En los ambientes perturbados, lo que parece ser más común es que el predominio de una

especie eurieca sea elevado, pero en los ambientes poco perturbados de las zonas áridas, el índice de predominio puede ser elevado pero con especies endémicas o estenotecas y en los ambientes de montaña húmedos el predominio suele ser más equitativo entre especies con distinto grado de rareza (Morón 2003, 2006). .

Ante toda esta fuente de variación, cabe esperar que la composición de especies de este género en una región particular, muestre cambios significativos en su estructura y composición a través del tiempo.

Es conocido, que el control químico logra abatir de manera temporal y regional las poblaciones de *Phyllophaga* (*sensu lato*) lo que invariablemente pone en riesgo a la demás fauna edáfica, por lo que actualmente, el consenso general entre investigadores es que, el camino más apropiado para lograr un control adecuado, es el perfeccionamiento del Manejo Integrado, el cual precisa de estudios taxonómicos, ecológicos y etológicos profundos para obtener resultados alentadores cuando ciertas especies se comporten como plagas agrícolas o forestales.

Morón (1997) concluye que una vez resueltos la mayoría de los problemas taxonómicos de los adultos de *Phyllophaga* (*sensu lato*), es necesario lograr avances sustanciales en documentar información sobre el inventario de especies en localidades representativas, descripción de sus larvas, evaluar aspectos sobre su ciclo vital que posteriormente sirvan de apoyo para diseñar estrategias de control de las especies nocivas, lo cual representa los objetivos del presente trabajo.

CAPITULO II

OBJETIVOS E HIPOTESIS

2.1 Objetivo general

Determinar y caracterizar las especies del género *Phyllophaga* (Coleoptera: Melolonthidae) y evaluar las larvas de la especie más abundante en la región de estudio.

2.1.1. Objetivos específicos

- Inventario de las especies de *Phyllophaga*, mediante colecta de adultos por medio de trampas de luz fluorescente y colectas manuales.
- Determinar la especie más abundante para criar su progenie en laboratorio
- Evaluación y análisis de las larvas criadas en laboratorio, para obtener los caracteres morfológicos con valor taxonómico para hacer las descripciones formales.
- Registro de la fenología y hábitos de los adultos en cópula de la especie más abundante.

2.1.2. Hipótesis nulas.

- El ambiente perturbado y el monocultivo en Santa Cruz Xoxocotlán no promueve la abundancia de especies de *Phyllophaga* comunes con amplia distribución (euriecas).
- Las larvas de la especie más abundante no muestran diferencias morfológicas notables con respecto a otras especies descritas a la fecha.

CAPITULO III

REVISIÓN DE LITERATURA

3.1. Clasificación general de los Coleoptera: Scarabaeoidea: Melolonthidae.

Según Kohlmann y Morón (2003) todas las propuestas sobre las relaciones entre los taxones y el nivel taxonómico de los Coleoptera: Melolonthidae asignado a cada uno de ellos fueron de alguna forma intuitivas, aunque fundamentadas en un profundo conocimiento de la morfología de las especies y de las reglas de la nomenclatura zoológica.

A partir de la segunda mitad del siglo XX la primer propuesta de clasificación general basada en un método analítico y comparativo de un pequeño grupo de caracteres morfológicos y biológicos de adultos y larvas fue la de Endrodi (1966) quién propuso la división de los Lamellicornia o Scarabaeoidea en cinco familias: Scarabaeidae, Melolonthidae, Trogidae, Passalidae y Lucanidae. Pero por razones poco explicables desde el punto de vista ético y académico, esta ha sido ignorada por la mayoría de los autores subsecuentes y sólo ha sido apoyada entre otros por Morón (1984), con la constante promoción de él y sus colaboradores latinoamericanos. Ningún autor ha intentado rebatir esta propuesta con base en un análisis comparativo equivalente o más moderno y únicamente en años recientes se le han señalado objeciones basadas en principios nomenclatoriales.

La propuesta de Endrodi (1966) sigue un método mediante el cual estudia ocho caracteres morfológicos, biología y distribución de larvas y adultos para determinar su serie de transformación, y asigna un valor de 1 para el estado más avanzado y un valor de 3 para el estado más primitivo, después suma el

valor de los estados de cada carácter para obtener un valor de primitividad para cada grupo analizado, de esta forma el valor más primitivo corresponde a Trogidae (25) y los menos primitivos para Lucanidae (17) y Passalidae (16). Los Scarabaeidae y Melolonthidae quedaron situados en posiciones intermedias con valores de 18 y 21 respectivamente. Con estos datos propone un dendograma para ilustrar las relaciones entre las cinco familias de Lamellicornia donde ubica a los Trogidae en el posible punto de origen desde donde se desprenden tres linajes: Trogidae, Melolonthidae-Scarabaeidae y Lucanidae-Passalidae, que después de millones de años de evolución, llegan hasta el presente diferenciados en las cinco familias que hoy se conocen (Kohlmann y Morón 2003).

Uno de los taxónomos que apoyó desde sus inicios el sistema de clasificación de Sebo Endrodi fue M. A. Morón (1984). En el libro de divulgación “Escarabajos, 200 millones de años de evolución” publicado en 1984 incluyó una clasificación general sinóptica para los Scarabaeoidea del mundo, con un enfoque didáctico y una estructura ecléctica, que abarcó desde el nivel familia hasta el nivel de tribu apoyado en diversos autores. Además en esa obra incorporaron las diagnósis de las familias y subfamilias representadas en México. En el primer volumen del “Atlas de los escarabajos de México” Morón *et al.* (1997) siguieron el mismo esquema de clasificación de los Melolonthidae.

3.2. Clasificación supragenérica de *Phyllophaga* Harris 1827

De acuerdo a la reglas de la taxonomía, a la propuesta de Endrodi (1966) y Morón (1984) la clasificación supragénérica de *Phyllophaga* Harris es:

Reino: Animal

Subreino: Metazoa

Phylum: Arthropoda

Subphylum: Euarthropoda

Superclase: Mandibulata

Clase: Insecta

Subclase: Pterigota

División: Neoptera

Subdivisión: Holometabola

Orden: Coleoptera

Suborden: Polífaga

Superfamilia: Scarabaeoidea

Familia: Melolonthidae

Subfamilia: Melolonthinae

Tribu: Melolonthini

Subtribu: Rhizotrogina

Género: *Phyllophaga*

Por otra parte, para la clasificación de las especies de este género, según Morón (2003) se reconocen 369 especies de *Phyllophaga* (*sensu lato*) para México, incluidas en ocho subgéneros y 41 grupos de especies (*sensu* Morón, 1986).

3.3. Antecedentes del género *Phyllophaga* (*sensu lato*)

El nombre genérico de *Phyllophaga* (del griego: *Phyllos* – *phagos*; “comedor de hojas”) fue propuesto por el entomólogo norteamericano Dr. Thaddeus W. Harris en 1827 para agrupar a las especies hasta entonces incluidas en el género *Melolontha* Fabricius, pero en virtud de que no se realizó la definición genérica otros autores posteriores ignoraron este nombre, al cual consideraban una sinonimia, por lo que desde 1827 hasta 1973 hubo trece nombres propuestos para agrupar las especies de lo que hoy conocemos como *Phyllophaga* (*sensu lato*). Los nombres que mayor vigencia tuvieron fueron *Lachnosterna*, *Ancylonycha*, y *Phytalus*. De esta forma, *Phyllophaga* estuvo invalidado por casi 79 años hasta que R.D. Glasgow (1916), inicia una corta etapa de validez, basándose en la regla de prioridad y argumentando que si bien no existía una descripción que indicara los límites del género, T.W. Harris en 1827 si relacionó este nombre con una serie de nombres específicos válidos, y agrega que en ausencia de genotipo para *Phyllophaga*, el designa a *Melolontha hirticula* Knoch. Esta propuesta no fue aceptada de inmediato sobre todo por los autores europeos, como es el caso de Julius Moser 1918-1926 y Gilbert Arrow 1920-1918 que mantuvieron la invalidez de *Phyllophaga* con argumentos que no pudieron defender por mucho tiempo, hasta que E. A. Chapin en 1935 comienza una nueva y definitiva etapa, valida hasta nuestros días (Morón 1986).

En lo que se refiere a la historia de *Phyllophaga* en México, según Morón (1986) la primer especie descrita corresponde al entomólogo norteamericano Tomas Say quién la denominó en 1835 *Melolontha integra* solo con la referencia

“México”. Años después (1851) un segundo grupo de especies fue descrito por Blanchard como *Ancylonycha cribicolis*, *A. cinnamomea*, *A. ravida* etc.

Sin embargo la mayor aportación al estudio de los *Phyllophaga* en Centroamérica y principalmente de México en el siglo XIX fue la de Henry Walter Bates (1888-89) quién trabajó con los ejemplares obtenidos para lograr la gran obra “Biologica Centrali Americana” por medio de la compra de colecciones y de colectores enviados a Mesoamerica con lo cual logró reunir 800 ejemplares de los cuales describió 110 especies provenientes de 18 estados de la antigua República Mexicana.

Ya en el siglo XX las dos mayores contribuciones fueron las de J. Moser quién describió 34 especies entre 1918 y 1924 y de L. W. Saylor quién por su parte describió 83 especies entre 1935 y 1948. Posterior a Saylor sólo M. W. Sanderson (1958-1963) publicó tres descripciones de especies mexicanas.

En lo que se refiere a mexicanos, sin duda M. A. Morón ha sido el que mayores contribuciones ha hecho, desde 1988 hasta 2003 ha participado en la descripción de 81 especies de *Phyllophaga* (*sensu lato*) de las 369 reportadas para México (Morón 2003). Sin embargo, las tres nuevas especies descritas para México, una de ellas colectada en los bosques de pino y roble de Mazaltepec, Valles Centrales, Oaxaca, por Morón y Woodruff (2008) indican que las cifras antes citadas serán superadas con facilidad en el futuro cercano.

3.3.1. Morfología externa del imago o adulto

Según Morón (1986) el estudio más completo de la morfología del imago es el de W. P. Hayes (1922) quien describe con bastante exactitud a *Lachnosterna*

crassissima Blanchard con base en abundante material colectado en Kansas, presentando ilustraciones junto con un buen glosario, de tal forma que este trabajo difícilmente ha sido superado a la fecha.

La descripción de la morfología de los *Phyllophaga* de México, tanto de adultos como de larvas, está basada en el trabajo de Morón (1986) y sus características más comunes se describen brevemente a continuación:

Forma y tamaño.- Varía en proporciones dentro de un contorno ovalado alargado con sección sub-cilíndrica; en las especies del subgénero *Chlaenobia* se encuentran las formas más alargadas y estrechas, mientras que en las especies de los subgéneros *Phyllophaga* (*sensu lato*), *Eugastra* y *Triodonyx*, se observan los perfiles más robustos, redondeados incluso piriformes debido al engrosamiento del abdomen y al ensanchamiento de la mitad posterior de los élitros. Las superficies dorsales presentan un grado variable de convexidad sin existir tendencia a la forma deprimida. El abdomen generalmente es robusto y convexo, aunque en los machos de muchas especies existen depresiones o concavidades variables en extensión y profundidad (Fig. 1).

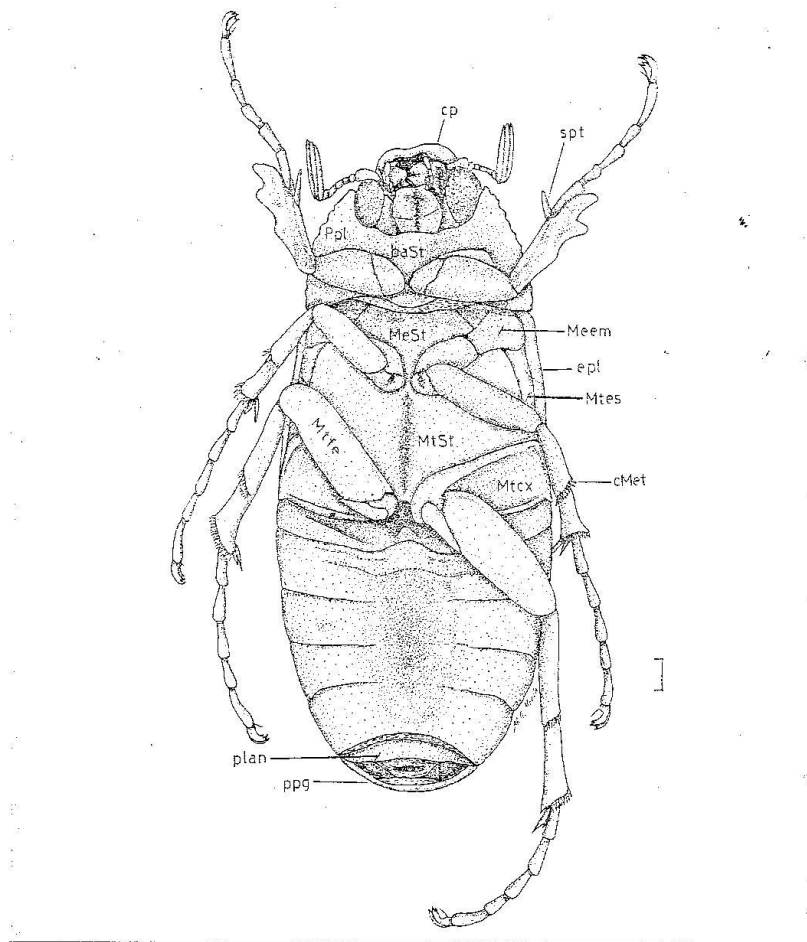


Fig.1. *Phyllophaga (Phytalus) trichodes*. Vista Ventral. El significado de las abreviaturas se observa en el Anexo 1. Líneas de 1 mm. Tomado de Morón (1986).

Las medidas externas de las especies mexicanas se encuentran entre los 30 y 7.5 mm de longitud y entre 13.8 y 2.9 mm de ancho humeral. Siendo la especie de mayor tamaño *Phyllophaga (s.str) humboldtiana* Morón de la Sierra Juárez, Oaxaca y la más pequeña *P. (Phytalus) diminuta* Evans de las montañas situadas entre los estados de México y Michoacán (Morón com.per.2010).

Coloración.- Generalmente es café-amarillenta, café-rojiza, pudiendo presentar toda una gama de tonos que van desde castaño oscuro y rojizo, amarillo-pajizo, café-acanelado; existen algunas especies negras o con reflejos metálicos iridiscentes tenues.

En la mayoría de las especies la coloración dorsal es similar a la ventral, en algunos casos una región es más oscura que la otra.

Vestidura y puntuación.- La presencia, tamaño, abundancia, estructura y color de las sedas de cobertura dorsal y ventral, así como la microestructura del tegumento proporcionan notables efectos de coloración y de textura al combinarse con la coloración básica del exoesqueleto. De este modo es posible encontrar especies con aspecto brillante y coloración amarillenta en los subgéneros *Chlaenobia* y *Phytalus* resultado de la ausencia de microestructura tegumentaria compleja. Se encuentran también aspectos “almohadillados”, aterciopelados, iridiscentes-aterciopelados con distintos grados de intensidad y tonalidades producto de la combinación de las características mencionadas al inicio del párrafo que dan como resultado un sinnúmero de aspectos presentes en las cerca de 400 especies presentes actualmente en México. Cabe mencionar que el tamaño de las sedas es muy variable, que van desde los 3 mm de longitud localizados en la base elitral de *P. vetula* hasta 0.025 mm que exhibe *P. sturmi*. Estas sedas pueden ser lisas, “astilladas” ó escamosas.

Cabeza.- Morfológicamente esta es de tipo prognato, aunque desde el punto de vista funcional se puede situar entre la anterior posición y la hipognata. Normalmente es más ancha que larga y ligeramente deprimida. Está retraída parcialmente en el pronoto, exhibiendo tres cuartas partes durante el reposo (Fig.2).

El clípeo en todas las especies, generalmente es tres veces más ancho que largo. La superficie dorsal en la mayoría de las especies es cóncava, en otros casos es ligeramente convexa, o casi plana en casos muy raros. Cabe mencionar que el efecto de concavidad se acentúa por la elevación de los

márgenes laterales y anterior característica de *P. batillifer* la cual además presenta un pequeño dentículo mesial en el borde.

El margen anterior y el borde correspondiente con frecuencia se presentan sinuados o escotados en grados muy variables, pero rara vez se encuentra recto.

El canto ocular es una proyección del área paraocular del parietal que penetra en la porción anterior del ojo y precisamente debajo de la base del canto se localiza la inserción antenal.

La frente es más ancha que larga, generalmente más larga que el clípeo y en algunas especies tan larga como éste. Generalmente es muy convexa en la mayoría de las especies, pero en algunas especies de *Listrochelus* es casi plana.

En esta región se localiza la sutura fronto-clípeal, la cual está presente en todas las especies, el cual es un surco estrecho y fino que varía en forma y divide la frente y el clípeo.

El área occipital es la región posterior a los ojos, en la mayoría de las especies es más amplia que la frente y casi en su totalidad se oculta bajo el pronoto.

Los ojos tienen forma globular semiesférica que el canto divide parcialmente en dos tercios lateroventrales y un tercio dorsal.

Las postgenas se desarrollan ampliamente por detrás y debajo de los ojos, delimitadas por estos, la sutura gular y la sutura pleurostomal.

La gula carece de vestidura y de puntuación conspicua, tiene forma trapezoidal, con dos brazos anteriores que consolidan su unión con el submentón, representada por la sutura labio-gular.

Las piezas bucales son fuertes y compactas, por el dorso puede observarse que sus extremos apicales apenas sobresalen a los bordes del cípeo, con excepción de los artejos distales de los palpos maxilares.

El labro-epifaringe se ubica por debajo del cípeo, sobresaliendo un poco: su forma varía considerablemente de especie a especie, pero en general es reniforme, más ancha que larga y más alta que larga. Su borde anteroinferior está proyectado, su cara frontal con frecuencia se observa muy excavada o cóncava, definiendo dos lóbulos laterales.

Las mandíbulas son piezas muy fuertes, cortadoras-moledoras, asimétricas, las cuales presentan una pieza basal amplia y esclerosada, cuyas principales estructuras son acetábulo mandibular dorsal y el cóndilo mandibular ventral. Al parecer la estructura mandibular varía de especie a especie en la disposición y número de quillas, laminillas y fosetas del lóbulo molar, así como en la amplitud y proporciones del área cortante incisiva.

Las maxilas se constituyen por cinco escleritos, de los cuales en vista ventral puede apreciarse el cardo, que presenta en su porción basal los procesos articulares orientados mesialmente. Por la parte dorso-mesial de la maxila se observa el esclerito estipital III, pequeño, alargado, con sedas finas y largas en su borde oclusal.

La galea exhibe en su cara ventral tres procesos dentiformes, y en su cara dorsal un proceso alargado y bífido.

El palpo maxilar consta de cuatro artejos, cuya longitud, forma y proporciones varía bastante de una especie a otra.

El labio-hipofaringe se observa constituido por una sola placa, que generalmente tiene forma semihexagonal o subrectangular cuyos detalles varían considerablemente de una especie a otra.

Los palpos labiales están formados por tres artejos cortos, robustos, que varían en sus proporciones, aunque el artejo distal es el más largo.

Los antenas están constituidas por ocho artejos en algunas especies como *P. (Phytalus) poculifer*, por nueve artejos en una minoría de especies sobre todo de los subgéneros *Phytalus*, *Phyllophaga* y *Chlaenobia* y por diez artejos en la gran mayoría de las especies de *Phyllophaga* (sensu lato).

La estructura antenal es típicamente lamelada variable entre las especies, sexos y aún entre poblaciones de una misma especie. Tiene un escapo alargado y distalmente ensanchado, cuya longitud generalmente equivale a la del pedicelo y dos o tres artejos más. El pedicelo es corto, ancho, tan o más largo que el artejo basal del flagelo.

El flagelo presenta tres a cinco artejos subcilíndricos, alargados o cortos, sencillos provistos de tubérculos o prominencias en su cara anterior. La maza antenal puede estar constituida por tres a seis lamelas con longitud y anchura homogéneas y heterogéneas.

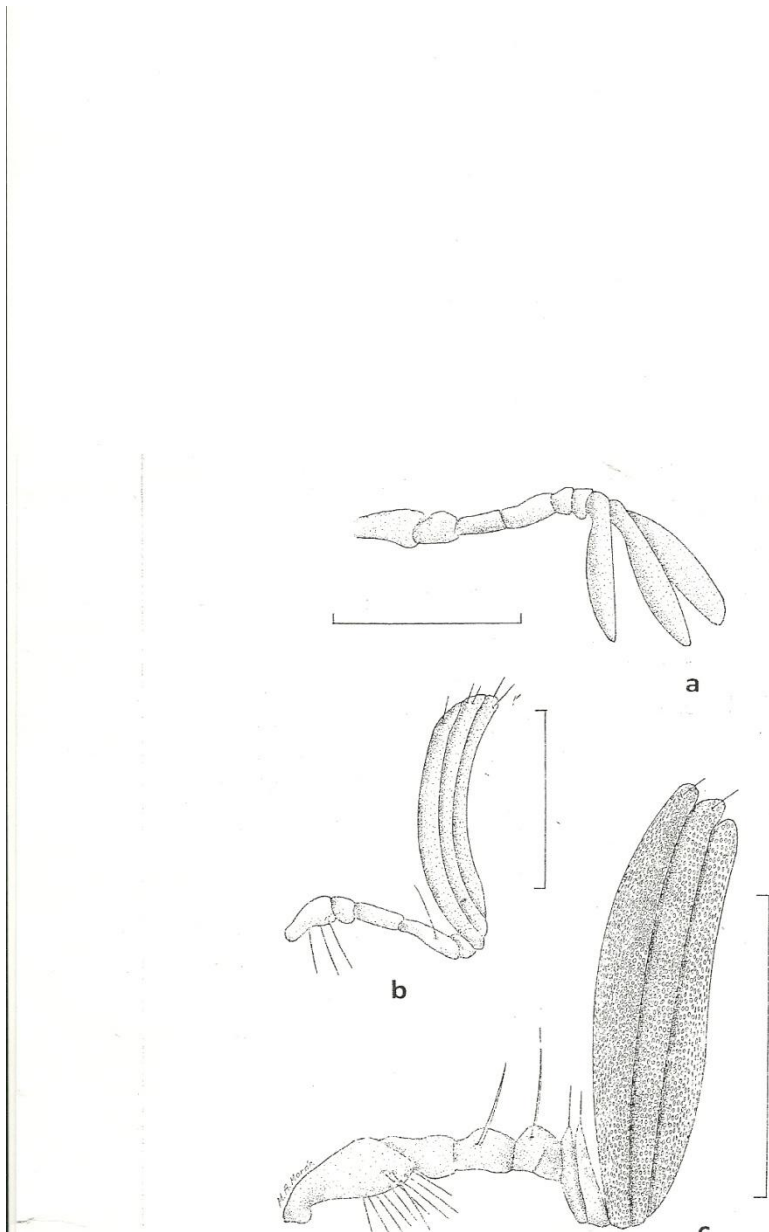


Fig.2. Antenas de *Phyllophaga* sp. a) Vista dorsal de antena femenina de *P. (Chlaenobia)* sp. b) Vista dorsal antena derecha masculina *P. (Phytalus) poculier*, c) Vista dorsal antena derecha masculina de *P. unguicularis* . Líneas de 1 mm. Tomado de Morón (1986).

Normalmente los machos exhiben lamelas hasta tres veces más largas que las hembras, de tal manera que la maza tiene una longitud superior al resto de la antena.

Tórax.- Representa casi la mitad del volumen corporal en las especies de *Phyllophaga* y se divide claramente en protórax y pterotórax.

El protórax generalmente es de forma casi ovoide, ligeramente deprimido, más ancho que largo y más ancho que alto. De aquí, el pronoto es convexo con diversos grados de curvatura y su perfil es subtrapezoidal o subhexagonal.

El pterotórax en la mayor parte de las especies de *Phyllophaga* solo un tercio de éste está constituido por el mesotórax, típico de los Melolonthidae y Scarabaeidae; pero en las especies braquípteras o ápteras el meso y metatórax tienen volúmenes equivalentes.

El mesotórax presenta un mesonoto corto, del cual destaca principalmente el mesoescutelo, cuya parte posterior con forma subtriangular redonda está expuesta mesialmente entre las bases de los élitros (Fig .3).

El metatórax de las especies aladas tiene un metaescutelo estrecho y alargado y un escudo muy amplio, convexo multisetoso, dividido por las suturas oblicuas en dos áreas escutelares anteromesiales y dos áreas escutelares postero-mesiales.

Patas.- Las patas protorácicas presentan un trocánter oculto casi triangular y la superficie caudal excavada y está articulado con el borde antero-lateral de la coxa. Las coxas son alargadas, con posición transversal y su extremo mesial sobresale en grado variable en las distintas especies. El fémur es robusto, deprimido y tan largo como la coxa. Las tibias son bastante aplanadas y un poco más largas que el fémur.

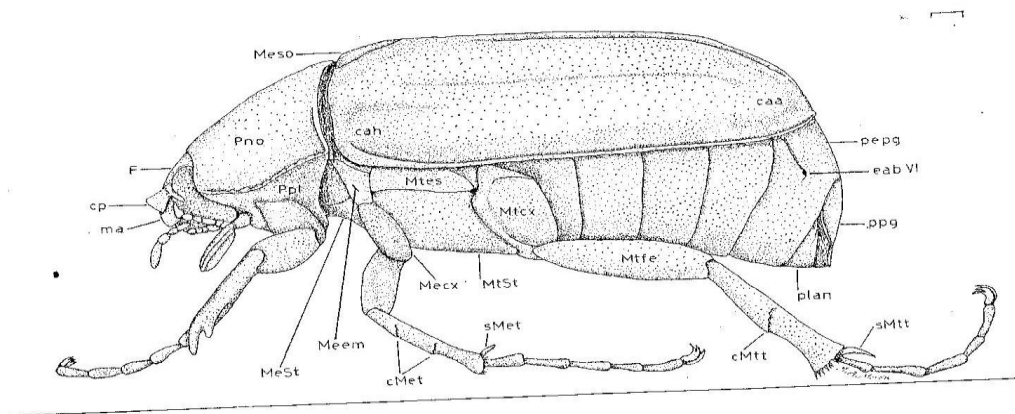


Fig.3. *Phyllophaga (Phytalus) trichodes*. Vista lateral. Línea 1 mm. (Tomado de Morón 1986).

Los cuatro primeros tarsómeros son semejantes en forma y tamaño, aunque el proximal puede ser más fuerte.

El quinto tarsómero generalmente es más largo que los precedentes. Una característica muy notable de los tarsómeros es la cantidad y longitud de sedas ubicadas en su región ventral.

Las patas mesotorácicas no presentan un trocánter diferenciado, las coxas son alargadas, piriformes, deprimidas con posición oblicua, convergente mesial, poco sobresalientes de sus cavidades. El trocánter es alargado, estrecho, afilado hacia el extremo distal y en amplio contacto con el fémur, el cual es alargado, esbelto, con la cara dorsal aplanada y la ventral convexa. La tibia es un poco más larga que el fémur, subcilíndrica, estrecha en la articulación proximal y ensanchada en una corona distal. La cara externa de la tibia puede presentar una o dos carinas oblicuas, transversales completas o incompletas,

provistas de sedas espiniformes o con espinas fuertes en lugar de las quillas característico de *P. Triodonyx lalanza*.

Las patas metatorácicas no presentan un trocantín diferenciado, las coxas son alargadas, subrectangulares, muy deprimidas con la cara exterior plana, caudalmente laminares situadas en posición transversal un poco oblicua, convergente caudal. Como son comunes en la familia estas coxas son mayores que las otras, las cuales abarcan desde el extremo pleural hasta la línea media del cuerpo quedando escasamente separadas una de la otra. El metatrocánter es parecido al mesotrocánter, pero un poco más largo. El fémur es robusto, deprimido, mayor que su homólogo intermedio y aplanado por su cara dorsal.

La metatibia puede ser tan larga como el fémur o un poco mayor y siempre es más larga que las intermedias.

Uñas. - Las uñas tarsales de *Phyllophaga* exhiben toda una gama de formas, que pueden ser ordenadas en series continuas de variación gradual (Fig.4). Las especies de *Chlaenobia* tienen uñas hendidas con un patrón estructural más o menos constante, las de *Phytalus* son bífidas o hendidas con un amplio grado de variación. En tanto que las especies de *Phyllophaga* (*sensu stricto*) muestran las uñas dentadas, con la mayor gama de variación dentro del género. Las especies del subgrupo “ravida” se caracterizan por que presentan

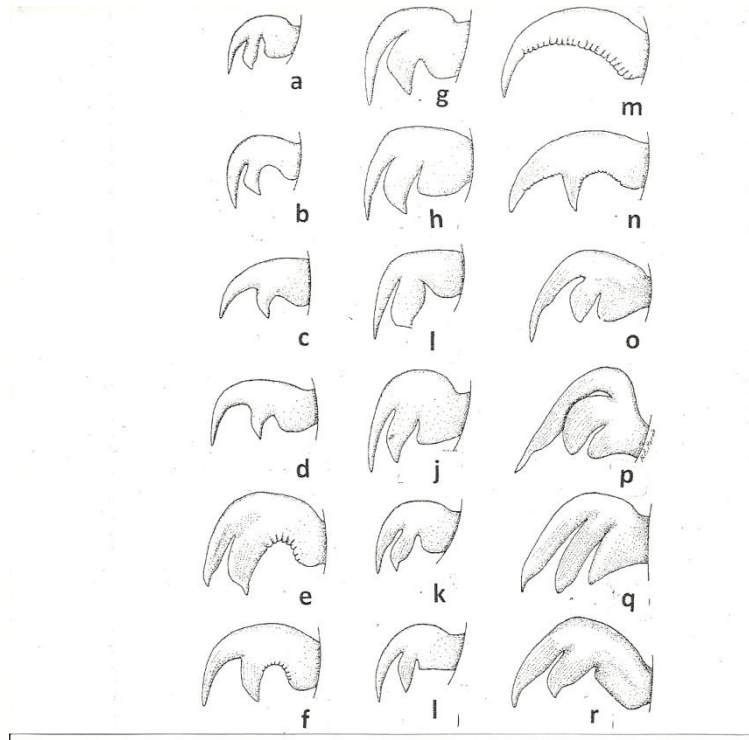


Fig.4 Uñas de *Phyllophaga*. a)*Phyllophaga baroni*. b)*P. fissilabris*.c)*P. euryaspis*.d)*P. godmani*.e)*P. heynei* .f)*P. crinipenis*. g)*P. parumpunctata*. h)*P. sinuaticeps*. i)*P. castaniella*. j)*P. punctulicollis*. k)*P. xanthe* .l)*P. pubicollis*. m)*P. maximus*. n)*P. laticeps*. o)*P. heterophylla*. Uña externa anterior derecha, macho. p)*P. heterophylla*.Uña externa intermedia, macho. q)*P. unguicularis* .r)*P. schenklingi*. Las figuras no están a la misma escala. Tomado de Morón (1986)

las uñas intermedias exteriores deformadas, al superponerse entre sí el ápice afilado el largo diente intermedio y el desarrollado proceso basal. Las especies de *Listrochelus* exhiben gran variación de la estructura inguinal entre las especies y entre los sexos con uñas pectinadas, bipectinadas, aserrodentadas y dentadas.

Por último, como un caso extremo, las uñas anteriores e intermedias de los machos de *Chirodines* son sencillas, sin dentículos o bordes aserrados, mientras que las posteriores son bífidas.

Alas.- Los élitros cubren completamente el metanoto y los metaepímeros, así como los terguitos y pleuritos abdominales. En la mayoría de las especies dejan expuesto parte del VII terguito y por el contrario en otras especies alcanzan a cubrir parte de la placa pigdial.

Las alas metatoraxicas son siempre membranosas, de color amarillo translúcido o sencillamente hialinas.

Abdomen.- El abdomen de los *Phyllophaga* es de tipo haplogastro, escarabiforme y representa cerca de la mitad del volumen corporal y alrededor de tres quintas partes del peso total en vivo.

Consta de ocho segmentos evidentes, cuyos terguitos se distinguen con claridad, en tanto que sólo se observan seis de los esternitos, debido a la reducción y fusión de los pleuritos y esternitos de los dos primeros segmentos con sus homólogos del tercer segmento (Fig 1).

Genitales.- Según Morón (1986), la terminología que ofrece un mayor detalle y precisión a este respecto es la propuesta por Boving (1942).

Salvo raras excepciones, los genitales masculinos y femeninos están considerablemente esclerosados una vez que el adulto ha alcanzado su madurez sexual.

La capsula genital masculina de los *Phyllophaga* de México consta de una pieza basal, una falobase, dos parámetros y el edeago extendible, relacionados por diferentes membranas articulares. Cada una de estas estructuras varía considerablemente entre las especies, tanto en forma como en proporciones y ornamentos. La longitud total de la cápsula esclerosada, sin considerar el edeago varía entre 7.5 y 2.5 mm.

El edeago es una estructura tubular, extensible y retráctil, originalmente membranosa, muy flexible que extendida puede ser más larga que el resto de la cápsula genital. En las diferentes especies, presenta numerosas y diversas estructuras esclerosadas "ornamentales" como: espinas, procesos dentiformes, placas, procesos baculares, sedas, gránulos escamas, ganchos, flagelos y

formas difíciles de describir sin esquemas, que combinadas entre sí dan como resultado sáculos sencillos hasta otras formas con un gradiente de complejidad elevado que en nada recuerdan su constitución original.

Al parecer no existe ninguna relación entre la complejidad o simplicidad de la genitalia masculina con algún conjunto subgenérico; aún cuando en *Chlaenobia* y *Listrochelus* es posible encontrar un predominio de genitales sencillos o complejos.

A nivel de grupos o complejos específicos, sobre todo del subgénero *Phyllophaga*, si se observa cierta constancia en la forma de los parámetros y edeago, que permite utilizarlos como elementos distintivos del nivel supraespecífico.

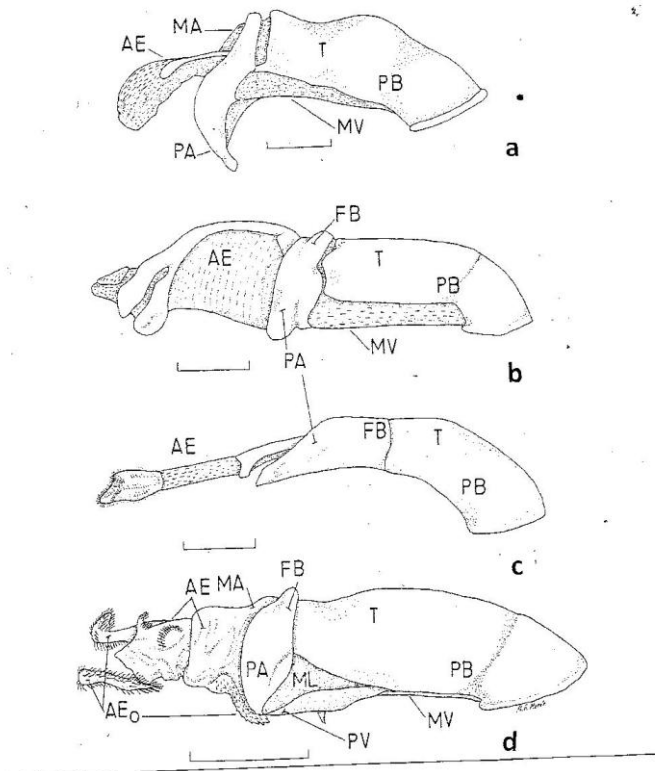


Fig. 5. Vistas laterales de las capsulas genitales masculinas. a) *Phyllophaga cinnanomea*. b) *P. tenuipilis*. c) *P. sturmi*. d) *P. testaceipennis*.

Genitales femeninos.- A diferencia de los machos, en las hembras se localiza una genitalia bastante simple, que consta de dos placas inferiores, dos placas superiores, de las cuales se deriva un proceso púbico. Estas placas están parcialmente articuladas entre sí y se sostienen por un conjunto de placas plegadizas, que bajo la tracción de una fina pero compleja musculatura, pueden ser parcialmente extendidas y retraídas durante la cópula.

3.3.2. Morfología de los estados larvarios.

Contrario a lo que pudiera pensarse, actualmente no existen descripciones formales de las larvas de la mayoría de las casi 400 especies existentes en México, a pesar de que son estas las responsables del daño económico ocasionado a los cultivos. De acuerdo con Ramírez-Salinas *et al.* (2000) y Aragón y Morón (2004) apenas se han descrito las larvas de 13 especies de 369 especies, el cual representa un 3.5%, un dato significativamente bajo si consideramos la gran diversidad que presenta este género.

Böving (1942) realizó un extenso trabajo descriptivo con claves para separar las larvas de 61 especies norteamericanas de las cuales sólo cuatro se distribuyen también en el norte de México (*crinita*, *lanceolata*, *cribosa* y *ephilida*). También aportó una valiosa diagnosis del género basada en caracteres del primer y tercer estadio larvales, la cual fundamentó en un profundo análisis morfológico, de la que derivó una nomenclatura compleja y precisa, que fue perfeccionada y difundida por Ritcher (1966). Este último, consideró que de los tres estadios larvales presentes en las especies de *Phyllophaga*, el que reúne los caracteres taxonómicos más confiables es el

tercero, aun cuando en el segundo pueden observarse las mismas estructuras, pero con menor desarrollo, e incluso en algunas especies es prácticamente imposible distinguir una larva de segundo y otra de tercer estadio, si no se realizan análisis morfológicos y morfométricos basados en muestras grandes.

Larva de tercer estadio.- A continuación se presenta una breve descripción de los caracteres más importantes basados en la morfología de especies de *Listrochelus*, *Tostegoptera*, *Eugastra* y *Phyllophaga* (s.str.) y *P. brevidens*.

Según Morón (1986) las larvas son de tipo escarabiforme, blanco cremosas, blanco amarillentas o blanco grisáceas, con la cabeza de color amarillo, anaranjado o castaño rojizo, cuya longitud corporal alcanza entre 15 a 75 mm y una anchura torácica de 3 a 10 mm.

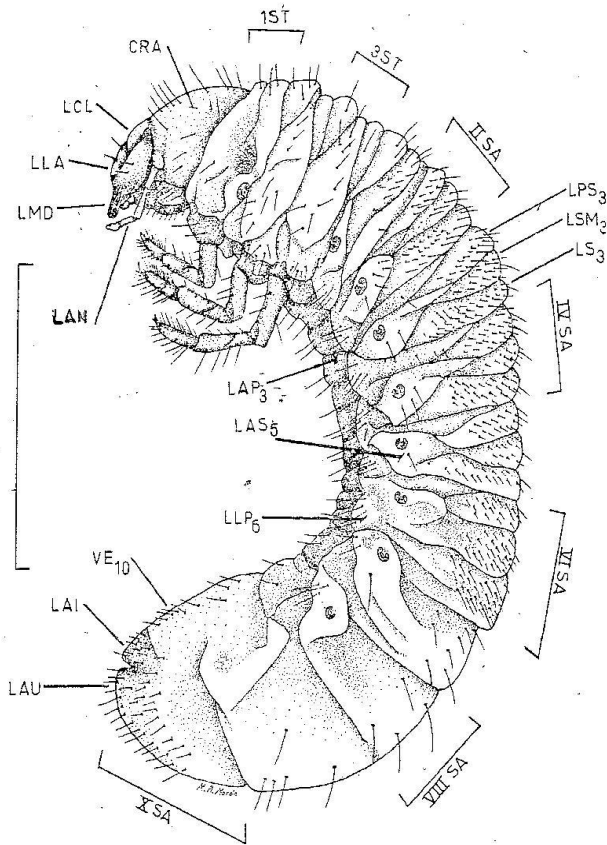


Fig.6 Vista lateral de la larva de tercer estadio de *Phyllophaga brevidens*. Líneas 1 mm. Tomado de Morón (1986).

El cráneo, formado por frente y epicráneo, es ligeramente más angosto que el protótórax cuyo ancho oscila entre 2 y 6 mm. El cípeo es trapezoidal, formado por preclípeo y postclípeo, finamente rugoso y punteado. El labro es simétrico, ovalado y ligeramente proyectado en su parte disto mesial. Tanto la frente y área epicraneal están provistas de sedas finas y gruesas, cortas y largas cuya disposición es útil para hacer separaciones específicas.

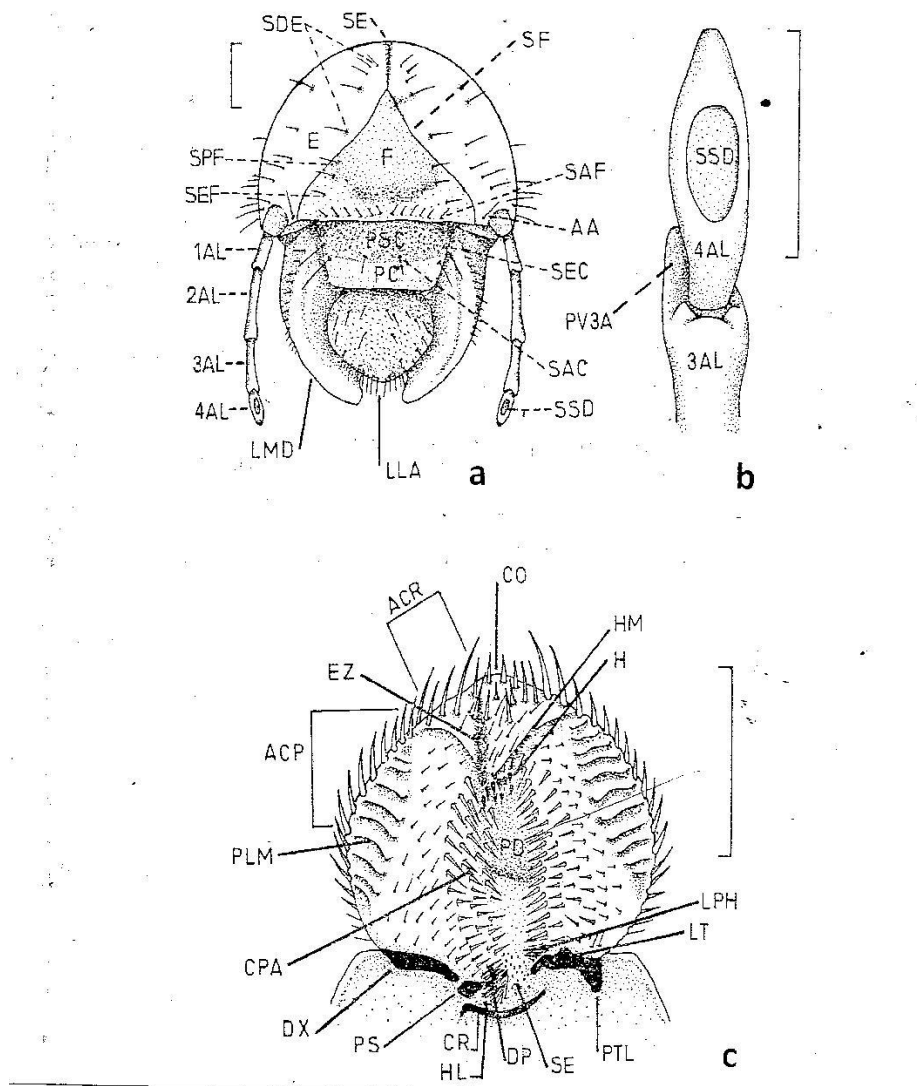


Fig. 7.- Larva de tercer estadio de *Phyllophaga brevidens*. a) Vista frontal de la cabeza. b) Aspecto dorsal del último artejo antenal. c) Vista ventral de la epifaringe. Líneas de 1 mm. (Tomado de Morón 1986)

La epifaringe presenta un *epizygmum* desarrollado, *haptomerum* prominente, *acroparia*, *acanthoparia*, *plegmata*, *chaetoparia*, exhibiendo distintos tipos de sedas y macrosedas colocadas en distintas formas.

El *pedium*, *dexiotorma*, *laetorma*, *laeophoba*, *dexiophoba*, *crepis*, *haptolachus* y *pternotorma* están presentes en la mayoría de las especies, aunque variables en su desarrollo.

Las mandíbulas tienen la superficie dorsal convexa, finamente punteada-rugosa, exhibiendo algunas sedas cortas. La superficie ventral es cóncava y carece de área estriduladora; el postartis y el proceso ventral están bien definidos y son muy prominentes. El área incisiva carece de denticiones respectivas, pero presenta una escotadura incisiva proximal. El área molar de la mandíbula derecha está formada por tres lóbulos poco definidos, pero en la mandíbula izquierda se observan dos lóbulos molares prominentes y bien definidos.

Las maxilas están formadas cinco elementos claramente distinguibles: un cardo, una membrana articular en parte esclerosada, un estipe alargado, un palpo maxilar formado por cuatro artejos anchos, un complejo lacinia-galea.

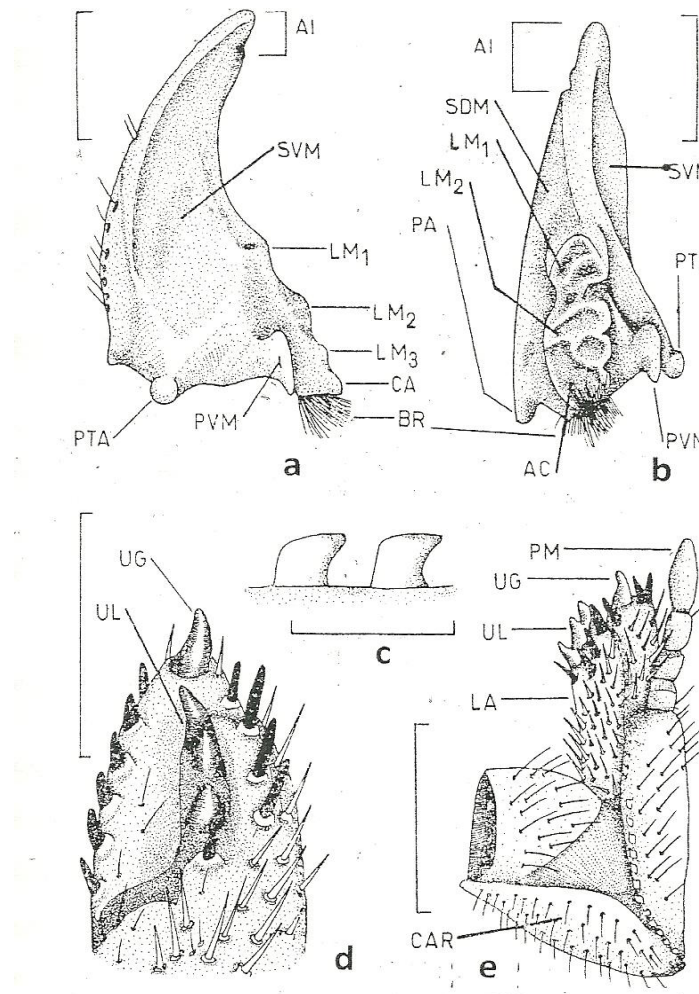


Fig. 8. *Phyllophaga brevidens*. Detalles del aparato bucal. a) Vista interna mandíbula derecha. b) Vista mesial mandíbula izquierda. c) Detalle de denticillos estriduladores maxilares. d) Vista mesial del ápice maxilar derecho. e) Vista anterior maxila derecha. Tomado de Morón (1986)

La hipofaringe presenta pocas modificaciones con respecto a otras larvas, la cual tiene el escleroma hipofaríngeo poco desarrollado y asimétrico.

El labio es pequeño, poco esclerosado, con palpos pequeños y delgados formados por dos artejos.

Los ocelos u ojos simples están ausentes en todas las especies encontradas.

Las antenas están formadas por cuatro artejos, largos y esbeltos que se apoyan en un tubérculo basal bien marcado a cada extremo lateral del cráneo.

El tercer artejo antenal posee una proyección ventral redondeada que oculta

en vista ventral la base del último artejo, el cual presenta un área sensorial dorsal ovalada y dos áreas sensoriales ventrales semicirculares.

El tórax presenta dos hemi anillos transversales dorsales ligeramente marcados que podrían corresponder al escudo y preescudo. Las partes latero-dorsales del segmento tienen un área esclerosada amarillenta y llevan un par de estigmas escarabiformes con los lóbulos de la placa respiratoria dirigidos hacia atrás. Tanto el meso como el metatórax muestran claramente un preescudo, escudo y escutelo y carecen de estigmas respiratorios.

Las patas están constituidas por cuatro artejos subcilíndricos plurisetosos, una coxa larga articulada al área pedal del segmento correspondiente; un trocánter corto; un fémur largo, ensanchado distalmente; y una tibia alargada, la cual lleva un tarsúngulo (o uña) inarticulado en el ápice.

El abdomen está formado por diez segmentos con morfología compleja; los primeros seis presentan los dorsos constituidos por preescudo, escudo y escutelo, con hileras transversales de sedas espiniformes mezcladas con sedas aciculares. El dorso de los segmentos VII a X no están divididos como los precedentes y exhiben menos cobertura setífera.

Hacia los lados de los segmentos I a VIII son evidentes las prominentes áreas estigmas que sostienen estigmas similares a los protorácicos, pero con los lóbulos de la placa respiratoria dirigidos hacia adelante, bajo estos se pueden observar los lóbulos pleurales, las áreas pedales, los eusternos y esternelos.

Las regiones pleurales y ventrales de los dos últimos segmentos abdominales tiene una morfología sencilla, pero en la parte ventral del segmento la quetotaxia se complica por la presencia de numerosas sedas especializadas como las *barbula*, las *tevilla* y sobre todo la *palidia*. Los *pali* pueden ser

comprimidos, deprimidos, recurvados, romos, lanceolados o espiniformes, constituyendo *palidia* paralelos, convergentes o divergentes, que delimitan una *séptula* amplia o estrecha pero generalmente tan larga como el *venter* (Fig 9). Como es común en otros Melolonthini, las larvas de *Phyllophaga* presentan el labio inferior anal inferior hendido en medio con variable profundidad y la abertura anal angulada ventralmente en forma de “Y” o “V” según la especie. Tanto el labio anal inferior y superior están provistos de numerosas sedas espiniformes o aciculares con longitud, distribución y densidad específicas.

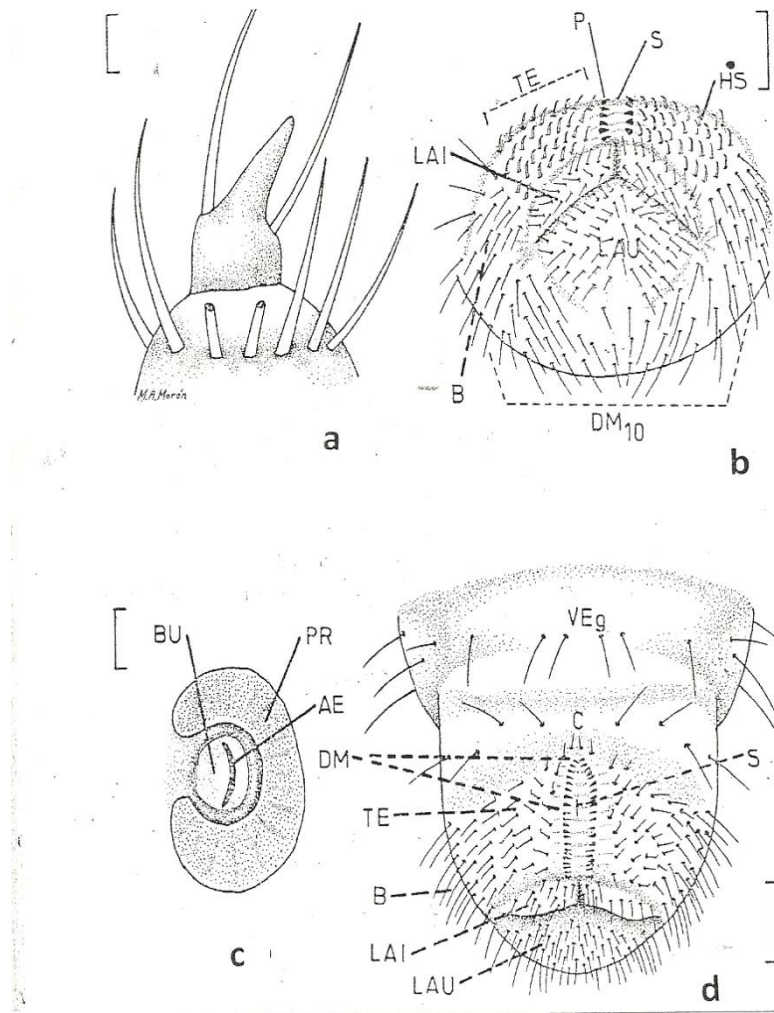


Fig.9. *Phyllophaga brevidens*, larva tercer estadio. Detalles del abdomen y patas. a) Vista caudal *tarsungulus* posterior derecho. b) Aspecto caudal del décimo segmento abdominal. c) Tercer estigma abdominal. d) Vista ventral último segmento abdominal. Líneas de 1 mm. (Tomado de Morón 1986)

3.3.3. Ciclo biológico.

En general, según Ortega-Ojeda (2005) los adultos de *Phyllophaga* emergen del suelo antes, durante o después de las primeras lluvias (Fig.11), en los Valles Centrales de Oaxaca se observó que la emergencia de *Phyllophaga vetula* ocurría cinco a siete días después de las lluvias importantes (Ruiz *et al.* 2006), aunque en algunas especies esto no es una regla (Aragón *et al.*, 2005). Esta emergencia normalmente ocurre al atardecer, las hembras caminan o vuelan a las ramas más bajas, 30 a 60 cm del suelo, donde se cuelgan con el abdomen hacia fuera, en otras especies la cópula ocurre a ras del suelo y cuando ésta inicia la hembra comienza a enterrarse, de tal forma que cuando finaliza sólo puede verse a un macho en un ángulo de 90° con respecto al suelo (Aragón *et al.*, 2005). Los machos emergen antes o después que las hembras, dependiendo de la especie, y luego de un corto vuelo de búsqueda, guiados por el olor de feromonas, se aparean con las hembras, colocándose en forma inversa de los genitales de las hembras. Al final de este ritual, ambos vuelan buscando comida, posteriormente las hembras caen al suelo, cavan y ovipositan, en algunas especies la hembra después de la cópula se entierra para ovipositar (Aragón *et al.*, 2005)

Los huevos recién depositados son blancos (Figura 10), opacos, alargados y después de siete días, los huevos fértiles toman una forma casi esférica, aumentan de tamaño y se vuelven casi blancos, translucidos. Estos son depositados individualmente, de 5 a 15 cm dependiendo de la suavidad del suelo.

Al eclosionar la larva joven, inicia inmediatamente una excavación y comienza a alimentarse de materia orgánica y raíces pequeñas. En este período son muy

vulnerables a cambios ligeramente desfavorables en el ambiente. Las raíces vivas, un suelo ligeramente ácido, bien drenado y suelto parecen ser lo más favorable para sobrevivir.

Dependiendo de la especie, las larvas de primer estadio duran aproximadamente 30 días y es posible encontrarlas a 10 cm de profundidad, alimentándose de materia orgánica; las de segundo estadio tienen una duración promedio de 60 días y se localizan entre 20 a 25 cm de profundidad y su alimentación es a base de raíces. Las larvas de tercer estadio son las más voraces y dañinas ya que en esta etapa requieren consumir más alimento para completar su desarrollo, el cual dura unos 120 días. Después de haber completado su desarrollo cavan a profundidades de 70 cm. a un metro en donde se convierten en pupa. Estas son exaratas (con apéndices libres) y durante el período de pupa forman una cámara pupal con tierra y excrementos, donde permanecen hasta la etapa de adulto y de la cual emergen con la llegada de las lluvias, el agua parece ser la que provoca el rompimiento de la cámara pupal, la cual si es destruida por otros efectos es seguro que la pupa muera. Así el adulto, al liberarse de la cámara pupal, atraviesa el perfil del suelo para iniciar otro ciclo vital (Vallejo *et al.*, 2007).



Fig.10. Particularidades morfológicas de *Phyllophaga menetriesi* . 1) Huevos maduros, 2a) Larva I, 2b) Larva II, 2c) Larva III, 2d) Palidita típica en el raster de larva III, 3) Pupa con exhibía larval adherida a su parte posterior, 4) Adulto en su capsula de tierra a la derecha, mientras a la izquierda se aprecia la exhibía pupal, 5 a) Adulto macho, 5 b) adulto hembra, 6 a) Dimorfismo sexual del macho, 6 b) dimorfismo sexual de la hembra. Tomado de Ortega-Ojeda 2005.

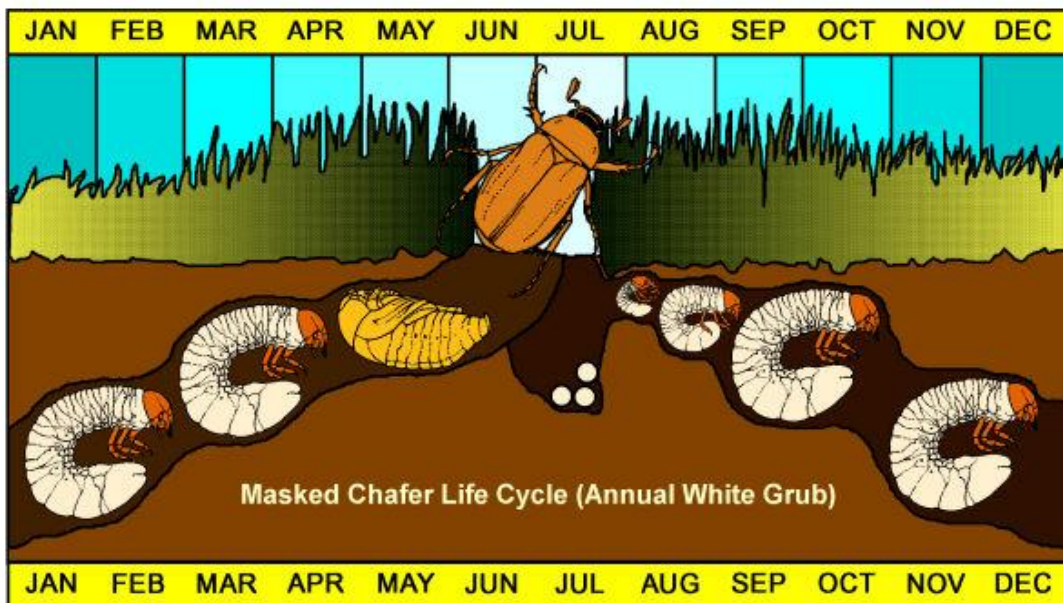


Figura 11. Ciclo biológico de *Phyllophaga* (*sensu lato*). Tomado de Entomology 2000.

3.4. Criterios de evaluación de Melolonthidae (Insecta: Coleoptera) en ambientes edáficos.

La importancia de las larvas de esta familia en los diversos ambientes edáficos que habitan en México puede evaluarse con base en siete criterios (Morón, 2001).

- 1) Abundancia. Las poblaciones de larvas que se desarrollan en el suelo pueden alcanzar densidades muy variables de un ambiente a otro y de un ciclo anual al siguiente por lo cual es difícil su análisis cualitativo.
- 2) Biomasa. A la abundancia debemos agregar la talla corporal de las larvas que alcanza de 3 a 90 mm de longitud, de acuerdo con la especie y la etapa de desarrollo de la misma con un promedio de 20 mm de longitud y un peso fresco de 0.05 a 27.0 g lo cual las ubica en la categoría de macrofauna agrícola y les confiere valores de biomasa muy altos.
- 3) Diversidad funcional. Se conocen especies de Melolonthidae rizófagas, saprófagas y facultativas, así como especies asociadas con termitas y hormigas, las cuales ocupan los niveles tróficos de consumidores primarios y secundarios, productores secundarios y degradadores, tanto generalistas como especializados, los cuales hasta donde se sabe son capaces de habitar con mayor o menor éxito en todos los tipos de suelos conocidos, incluyendo suelos inundables por poco tiempo, exceptuando los suelos congelados por largo tiempo. Las especies de melolóntidos se han encontrado asociadas con representantes de más de 50 familias de angiospermas y gimnospermas de acuerdo con recopilación de Morón y Aragón, (2003).

- 4) Movilidad. Aunque las larvas de Melolonthidae tienen las patas reducidas en relación a su cuerpo y carecen de apéndices abdominales, tienen una gran capacidad para excavar y desplazarse tanto en sentido vertical como horizontal, ya que con sucesiones de contracciones corporales y apoyo de sus patas, raster y piezas bucales desplazan gran cantidad de suelo y abren galerías que favorecen la circulación del aire y agua dentro del mismo.
- 5) Capacidad de procesamiento del sustrato. Se ha observado que algunas larvas de Melolonthidae requieren consumir entre de 45 a 80 veces su peso en sustrato alimentario para alcanzar la madurez (Morón 1987), lo cual implica que por cada gramo de larva presente en el suelo, se procesa en promedio 63 gramos de sustrato, que significan un aporte considerable de excrementos enriquecidos con bacterias o productos nitrogenados de fácil asimilación. Durante el desarrollo larvario de *Paragymnetis flavomarginata sallei* (Shaum) (Cetoniinae) se comprobó que la concentración de amonio en las excretas puede ser cinco veces superior al sustrato ingerido, además de que se mostró un ligero incremento en la concentración de fósforo inorgánico, en la relación carbono-nitrógeno y en la capacidad de intercambio catiónico, con una reducción de la acidez original del sustrato (Martínez-Virués, 2000).
- 6) Persistencia. La gran mayoría de las especies edafícolas tropicales o subtropicales de las Subfamilias de Melolonthidae tienen ciclos de vida anuales; en algunos casos pueden existir especies bivoltinas (dos generaciones en un mismo año) y no es rara la presencia de especies con ciclos bianuales (Morón y Deloya, 2001). En los ambientes

templados y fríos son más comunes las especies bianuales y posiblemente trianuales, aunque normalmente con ciclos sobrepuestos que permiten la actividad de adultos reproductivos cada año. De este modo las larvas de los diferentes géneros están presentes y activas dentro del suelo cuando menos por seis a ocho meses al año. Los adultos de algunos géneros de Dynastinae permanecen en el suelo alimentándose de raíces o humus durante dos o tres meses y únicamente salen a aparearse y dispersarse, por lo que puede decirse que estas especies interaccionan con los elementos del suelo casi todo el año (Morón 2001a).

- 7) Diversidad taxonómica. Aunque el catálogo nacional de las subfamilias de Melolonthidae muestran diferentes grados de actualización, se puede decir que se conocen un mínimo de 1,070 especies de las cuales 228 corresponden a Rutelinae, 175 a Dynastinae, 100 a Cetoninae y 542 a Melolonthinae (Morón *et al.*, 1997). De todas ellas, unas 890 especies tienen larvas edafícolas cuyos hábitos alimentarios aun no son precisos, mientras que las larvas de las 180 especies restantes habitan en troncos podridos, nidos de insectos sociales, madrigueras de vertebrados o en epífitas. Sin embargo, hay que considerar que esta cifra representa entre el 70 y 80 % de la diversidad real, ya que los estudios taxonómicos recientes han evidenciado una gran proporción de especies nuevas para la ciencia (Morón y Woodruff, 2008), un ejemplo claro es el género *Phyllophaga*, el cual hasta 1986 reunía 256 especies para México y en los 15 años posteriores se han agregado 60 especies nuevas publicadas y aún se cuenta con otra cifra parecida de especies por describir

reunidas en las colecciones, por lo que sin realizar más colectas en otros 10 años se tendría un incremento superior al 30 % sólo en las especies de este género (Morón, 2001a).

3.5. Importancia ecológica y agrícola de los *Phyllophaga* (*sensu lato*)

Los adultos de *Phyllophaga* consumen tejidos foliares, estructuras florales, secreciones, tejidos de sostén y las larvas, partes subterráneas de una amplia variedad vegetales nativos o exóticos incluidas en 85 familias de Angiospermas y dos familias de gimnospermas (Morón y Aragón, 2003). En un estado de equilibrio, los hábitos de los adultos favorecen el crecimiento de ramas nuevas en las especies perennes al estimular el desarrollo de los meristemos secundarios, controlan el número de las estructuras reproductoras, propician la polinización cruzada, mantienen estimulados los mecanismos de defensa del vegetal y aceleran el reciclamiento de materia y energía al transformar rápidamente los tejidos aéreos o materia orgánica en descomposición en excrementos enriquecidos y fácilmente asimilables por otros integrantes de la red trófica (Martínez-Virués, 2000). Los adultos de *Phyllophaga* al mismo tiempo ofrecen un recurso alimentario para una amplia gama de vertebrados, invertebrados y hongos que depredan o parasitan a los adultos, recurso que a pesar de estar limitado en el tiempo y el espacio puede ser decisivo para la biología de algunos de los depredadores. Por su parte, cuando las larvas consumen las raíces en un estado de equilibrio también estimulan el crecimiento y la renovación de esos tejidos.

Las densidades elevadas de larvas rizófagas constituye uno de los problemas más comunes en México y se ha comprobado la relación de estas especies con

las plantas cultivadas (Aragón y Morón, 2000; Espinosa-Islas, *et al.*, 2005; Perez-Agis *et al.*, 2008).

3.6. Diversidad de especies edafícolas rizófagas

En el territorio mexicano la diversidad de especies edafícolas se reparte en 68 géneros, pero se concentra principalmente en *Phyllophaga*, *Diplotaxis*, *Macroductylus* (Melolonthidae), *Anomala* (Rutelinae) y *Cyclocephala* (Dynastinae), destacando que los estados con mayor diversidad de especies edafícolas son Oaxaca (217), Chiapas (199), Veracruz (195), Jalisco (152), Durango (144), México (116) Guerrero (116), Puebla (113), Hidalgo (106), Chihuahua(93) y Morelos (90) la mayor parte de ellas pertenecen a la familia Melolonthidae (Morón, 2001a) y algunas presentan hábitos rizófagos y facultativos. El mismo autor menciona que hasta ese entonces se reconocen más 300 especies de *Phyllophaga* en el territorio nacional y cerca del 60 % de ellas se localizan en ambientes forestales de montaña y tienen distribución ecológica restringida, un 20% está asociado con los matorrales de zonas secas, menos de un 10% es característico de los bosques tropicales húmedos o subhúmedos situados debajo de los 500 m de altitud y 30 especies tienen distribución geográfica y ecológica bastante amplia y con mucha frecuencia se les encuentra en los suelos cultivados.

Con base a lo anterior, de acuerdo con Morón (2003) los estados con mayor diversidad de *Phyllophaga* son Oaxaca (71), Chiapas (57), Jalisco y Estado de México (50), Veracruz (49) y Puebla (41) y en ellos es común encontrar más de 10 especies de *Phyllophaga* en casi cualquier localidad, sobre todo en zonas

montañosas, donde sus larvas pueden coexistir espacial y temporalmente aunque sus hábitos y fenología pueden ser diferentes (Morón, 2001a).

3.7. Factores que promueven la distribución de los *Phyllophaga* (*sensu lato*)

Las especies de Melolonthidae y específicamente de *Phyllophaga* en México tienen una distribución geográfica y ecológica heterogénea, derivado esto de la complejidad orográfica, climatológica y vegetacional del país, así como de los movimientos de la fauna propios de una zona de transición biogeográfica.

En general, según Morón (2001a) se puede decir que la diversidad de especies edafícolas muestra un incremento desde el noroeste hacia el sureste, ya que en los estados de la Meseta del Norte se han registrado un promedio de 63 especies, en la Meseta Central, 78 especies, en la vertiente del pacífico (Sonora a Guerrero) y en los estados del sureste, se encuentra un promedio de 180 especies. En las penínsulas de Baja California y Yucatán se tienen en promedio 42 y 82 especies respectivamente.

Estas cifras podrían tener una relación con el tipo de suelos predominantes en cada región. En la meseta del norte (720,749 km²), se observan grandes extensiones de aridisoles, derivados de cenizas volcánicas, andosoles, escasos litosoles y regosoles. En la Meseta Central (123,666 km²) predominan los suelos derivados de cenizas volcánicas, andosoles y vertisoles, con poca presencia de aridisoles. Los estados que conforman la vertiente del pacífico al noroeste de Oaxaca (479,897 km²) cuentan con una variedad de aridisoles, oxisoles, suelos derivados de cenizas volcánicas, litosoles y regosoles. En los estados del sureste (266, 727 km²) predominan oxisoles, fluvisoles, derivados

de cenizas volcánicas, andosoles y rendzinas, en la península de Baja California (143, 790 km²) se encuentran principalmente aridisoles, litosoles y regosoles, en Yucatán (141523km²) predominan rendzinas, litosoles y regosoles. Al hacer un análisis rápido y “tosco” de estas cifras Morón (2001a) señala que los oxisoles y fluvisoles podrían ser uno de los factores que determinan la diversidad de especies edáficas de Melolonthidae en el sureste, mientras que los aridisoles podrían ser el factor limitante para estas especies en la Meseta Norte y en la Península de Baja California. Las temperaturas medias anuales entre 18 y 22°C o mayores, que coincidan con precipitaciones anuales de 800 a 3200 mm también favorecen la diversidad regional de los coleópteros de estas especies.

3.8. Hábitos alimenticios de las larvas edáficas y problemática

Debido a los hábitos subterráneos de las larvas de melolontidos, su control con métodos tradicionales es difícil y poco eficaz, no obstante los agricultores recurren frecuentemente al control químico y ante la falta de resultados positivos, a la sobredosis y al uso irracional de insecticidas, hechos que provocan la destrucción de los enemigos naturales, micro y macrofauna. Esta situación también provoca la contaminación del suelo, agua superficiales y subterráneas y la disminuye la calidad de los suelos. Esta situación se complica aún más al considerar la diversidad del complejo en la cual algunas especies son más agresivas que otras y tienen preferencia por ciertos vegetales.

Una parte importante del problema es que existen limitaciones en el registro taxonómico de los adultos y todavía más problemas en el registro y descripción de las larvas, lo que genera deficiencias en el diagnóstico de especies

presentes, lo que provoca que los métodos de control resulten infructuosos, entre otras razones porque en la mayoría de las situaciones, se desconocen los hábitos de la plaga y la cantidad de especies que están interactuando.

Actualmente se reconoce que para el desarrollo de estrategias de manejo, la investigación sobre larvas rizófagas, debe abarcar aspectos de morfología de larvas y adultos, delimitación de los complejos de especies, ya sea regional o por cultivos, análisis sobre densidades poblacionales, niveles de daño económico, estacionalidad, enemigos naturales y demás aspectos biológicos y ecológicos (Morón 2001 a).

Sin embargo esto puede resultar complicado, debido muchas veces, a la escasa disponibilidad de recursos económicos y humanos, aunque son valiosas las aportaciones, por modestas que sean, para el incremento en el conocimiento de estas especies.

CAPITULO IV

MATERIALES Y MÉTODOS

4.1 Características del área de estudio.

La investigación se realizó en tres sitios: Santa Cruz y Lomas de Nazareno en el Municipio de Xoxocotlán y Reyes Mantecón en el vecino municipio de San Bartolo Coyotepec, Oaxaca ubicado entre las coordenadas 17° 03 de latitud norte y entre los 96° 43´ y 96° 48´ de longitud Oeste, con una superficie total 5657 ha, que representan 0.01% de la superficie estatal. La región de estudio forma parte de los Valles Centrales de Oaxaca (VCO), conformado por tres valles de altura: Etlá, Tlacolula y Zimatlán-Zaachila.

Esta área se ubica a una altitud entre 1560-1600 msnm, con temperaturas que oscilan entre 16.2 a 20.7 °C con un promedio en los 45 años de 20.4°C. Predomina un clima subhúmedo, semicálido (BS1h). La precipitación promedio anual es de 570 mm, con lluvias en verano e inviernos secos. La mayor precipitación ocurre desde mediados de abril hasta la primera mitad de octubre, con presencia de sequías interestivales (canículas).

En lo que se refiere al uso del suelo de Xoxocotlán, está destinado básicamente a dos actividades: agricultura de autosuficiencia y comercial y en menor escala al pastoreo de caprinos. De esta forma, la agricultura de temporal ocupa la mayor parte del municipio y una mínima parte es de riego; los terrenos de humedad principalmente se ubican en los márgenes de los ríos Atoyac y Nazareno.

Debido a la injerencia de los campesinos con el cultivo extensivo queda poca vegetación original. Actualmente la vegetación dominante es de tipo xerófito,

asociada al chaparral, principalmente guamúchil (*Pithecellobium dulce*), mezquites (*Prosopis sp*), cactáceas, agaves y pastos. Las áreas arboladas (principalmente pinos y encinos) o cubiertas con carrizo (*Phragmites communis*) son cada vez más escasas.

Los tipos de suelo que existen, de acuerdo a la clasificación de la Fundación de Naciones Unidas para la Alimentación son: vertisol pélico y en menores proporciones acrisol férrico, luvisol crómico y luvisol pélico (INEGI,2005).

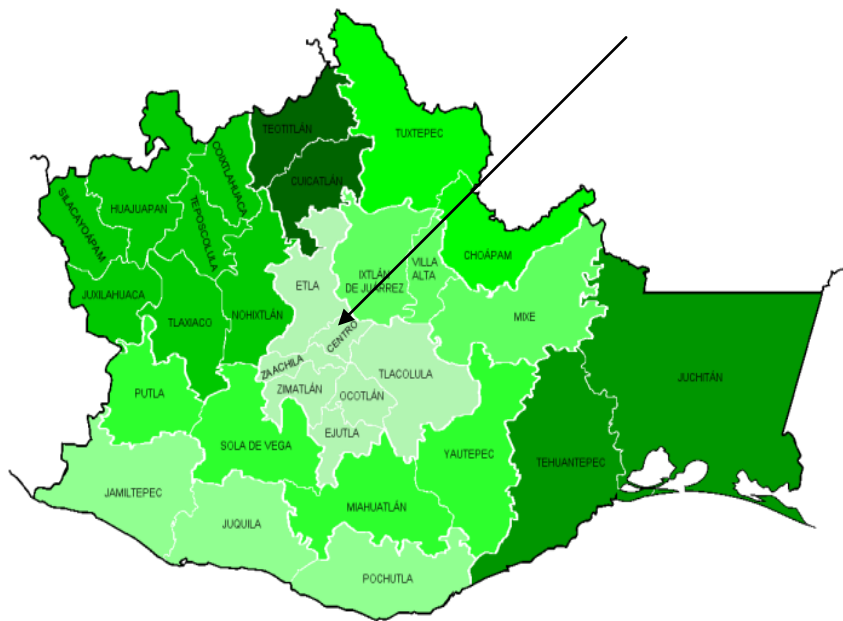


Figura 12. Mapa de localización de la región de estudio.

4.2. Captura de adultos de *Phyllophaga* (*sensu lato*).

En la región de estudio se capturaron adultos de *Phyllophaga* con la ayuda de trampas tipo embudo con luz fluorescente de fabricación casera (Fig.13), desde el inicio del mes de abril hasta julio de 2009 y 2010, también se hicieron colectas manuales en el campo de especies que no son atraídas por la luz. Posterior a la captura, los ejemplares se sexaron y montaron siguiendo las técnicas y procedimientos convencionales (Morón y Terrón, 1988) para después, con el apoyo de especialistas y documentos técnicos (Morón, 1986)

se ubicaron taxonómicamente. El Dr. M.A. Morón Ríos confirmó la identidad de los especies colectadas.

Posteriormente se hizo la caracterización de las especies colectadas y se preparó una clave dicotómica para separar especies. También se registraron datos de abundancia y diversidad.

Las imágenes de las especies colectadas y de sus estructuras fueron tomadas con una cámara digital Canon adaptada al microscopio estereoscópico Zeiss de la Bioplanta del CIIDIR Oaxaca.

Los especímenes colectados están depositados en la colección entomológica del CIIDIR – Oaxaca.



13



14

Fig. 13 y 14. Trampa de luz fluorescente con embudo y trampa de luz tipo pantalla respectivamente.

4.3. Cría de larvas.

Esta actividad se llevó a cabo en el laboratorio de Control Biológico del Centro Interdisciplinario para el Desarrollo Integral Regional del Instituto Politécnico Nacional (CIIDIR-IPN) Unidad Oaxaca, con el objetivo de obtener la progenie de la especie más abundante para la descripción morfológica y evaluación del ciclo biológico.

El método para la cría de larvas que se siguió en este trabajo se basó en el descrito por Aragón y Morón (2004) que se comenta a continuación: se inició con la captura de adultos en cópula o hembras, se colocaron individualmente o por parejas en vasos de plástico de 250 ml, provistos con suelo y follaje del lugar donde se capturaron, se taparon con tela organza y papel aluminio con perforaciones para promover la ventilación y evitar fugas, posteriormente se llevaron al laboratorio de Control Biológico en el cual se intentó conservar una temperatura de $26\pm 1^{\circ}\text{C}$. Después de dos días se revisó el suelo para separar los huevos, los adultos que aun estaban vivos se regresaron al recipiente y se humedeció el suelo, si fue necesario. Esta operación se realizó cada dos días hasta que murieron los adultos (10-12 días aproximadamente), mismos que se montaron en alfileres entomológicos para confirmar su identidad. Los huevos obtenidos se depositaron en recipientes de plástico con suelo rico en materia orgánica, esterilizado previamente para eliminar patógenos y adicionalmente se agregaron dos granos de maíz criollo “bolita” con el objetivo de que germinaran y sus raíces sirvieran de alimento a las futuras larvas. Se dió seguimiento a las larvas que eclosionaron, además se cambió el suelo cada 15 días. Se mantuvieron en estas condiciones durante todo el desarrollo larval. La fase de pupa se mantuvo en las mismas condiciones que la fase de larva y en los mismos recipientes. Se dió seguimiento a las pupas hasta la formación de los adultos, mismos que posteriormente se montarán en alfileres entomológicos. Los datos que se registraron en esta fase fueron: número de hembras, número de huevos depositados por cada hembra, período de incubación, tiempo de desarrollo de cada estadio larval y de la pupa hasta la

emergencia del adulto. Con estos datos se construyó una tabla de vida de acuerdo a la propuesta de Vera *et al* (1997).

4.4. Descripción morfológica de la larva de *Phyllophaga lenis* (Horn).

Las larvas de la especie mas abundante criadas en el laboratorio, seleccionadas para realizar la descripción morfológica se fijaron y conservaron previamente, por lo cual se sacrificaron sumergiéndolas en agua caliente casi a punto de ebullición por algunos minutos, antes de colocarlas definitivamente en frascos con alcohol etílico al 70 %(Morón y Terrón 1988). Este método permitió fijar las estructuras corporales y conservar en buen estado las larvas lo que facilitó su descripción.

Para el estudio morfológico se tomaron seis larvas de tercer estadio de la especie criada en laboratorio, para hacer la descripción e ilustraciones y para obtener la dimensión de la capsula cefálica, el cuerpo y la quetotaxia diagnóstica, con la ayuda de un microscopio estereoscópico con micrómetro y un microscopio estereoscópico con cámara digital.

Las imágenes de las larvas y de sus estructuras fueron tomadas con una cámara digital Canon adaptada al microscopio estereoscópico Zeiss de la Bioplanta del CIIDIR Oaxaca. Las dimensiones de las estructuras corporales de las larvas se tomaron con un vernier Digimatic y el micrómetro ocular adaptado al microscopio estereoscópico Zeiss del Instituto de Ecología A.C. de Xalapa, Veracruz.

Los caracteres y la terminología utilizada son los propuestos por Böving (1942) y Morón (1986). Una muestra de las larvas de la especie descrita fué depositada en la colección entomológica del CIIDIR-IPN Oaxaca.

4.5. Registro de hábitos y actividades de los adultos de *Phyllophaga lenis* (Horn)

Los registros sobre sitios de actividad, hábitos de alimentación y reproducción, y abundancia de los adultos se realizaron en los meses de mayor actividad (abril a junio). Para ello se colocó una trampa tipo pantalla con una lámpara de luz fluorescente Evo Lux con pila recargable (Fig.14). Se registraron datos sobre los horarios de vuelo, arribo a la trampa y el momento en que abandonaron la pantalla.

En forma paralela con una linterna de mano se realizaron observaciones sobre la vegetación, horarios, lugares de alimentación y cópula de los adultos.

CAPITULO V
RESULTADOS Y DISCUSIÓN

5.1. Inventario de especies del área de estudio

Cuadro 1.- Número de individuos por especie de *Phyllophaga* (*sensu lato*) colectados en 2009 y 2010 en Santa Cruz Xoxocotlán y Reyes Mantecón, San Bartolo Coyotepec. Oaxaca.

Subgénero	Grupo	Especie	Ejemplares
<i>Chlaenobia</i>	“latipes”	<i>scabrippyga</i> (Bates) (Fig.15)	8
<i>Chlaenobia</i>	“latipes”	<i>chiapensis</i> (Chapin) (Fig.18)	7
<i>Phytalus</i>	“obsoleta”	<i>obsoleta</i> (Blanch.) (Fig.21)	8
<i>Phytalus</i>	“macrocera”	<i>macrocera</i> (Bates) (Fig.24)	45
<i>Phyllophaga</i>	“porodera”	<i>eniba</i> (Moser) (Fig.27)	1
<i>Phyllophaga</i>	“porodera”	<i>porodera</i> (Bates) (Fig.28)	1
<i>Phyllophaga</i>	“rorulenta”	<i>parvisetis</i> (Bates) (Fig.31)	36
<i>Phyllophaga</i>	“ravida”	<i>ravida</i> (Blanch.) (Fig.34)	12
<i>Phyllophaga</i>	“anodentata”	<i>lenis</i> (Horn) (Fig.37)	3107
<i>Phyllophaga</i>	“anodentata”	<i>vetula</i> (Horn) (Fig.40)	8
<i>Phyllophaga</i>	“anodentata”	<i>misteca</i> (Bates) (Fig.43)	10
<i>Phyllophaga</i>	“anodentata”	<i>integra</i> (Saylor) (Fig.46)	1
<i>Phyllophaga</i>	“anodentata”	<i>integriceps</i> (Moser) (Fig.49)	1
Total 3	6	13	3245

La interpretación de los resultados obtenidos en esta parte de la investigación es compleja, dadas las interrelaciones existentes entre los factores que promueven la diversidad y distribución de especies de *Phyllophaga*, en un área como Santa Cruz Xoxocotlán, Oaxaca. Para facilitar este proceso, se plantea ir de lo general a lo particular, desde distintos puntos de vista:

Primeramente, la región de estudio de este trabajo, está ubicada en la Zona de Transición Mexicana, que según Morón (1986) es considerada el centro de diversificación de especies más importante para las especies del género *Phyllophaga (sensu lato)*.

Como punto de referencia para confirmar esta aseveración, Morón (1986) señala que existían 200 especies endémicas solamente para el país, contra las 120 existentes en Norteamérica y menos de 100 para el trópico asiático, posibles puntos de origen de este género. Por ello, de acuerdo con Morón (2006) con base en un análisis de las muestras colectadas en los últimos 40 años en México es común encontrar que el número de especies de una localidad oscile entre un mínimo de ocho y un máximo de 16; de igual forma, el número de especies colectadas en este trabajo (13) coincide con lo reportado por Allende-Canseco y Ramírez (2005) para otra localidad de Oaxaca, Santiago Xiacuí.

En el transcurso de la investigación, se observó (datos no reportados) que las especies de *Phyllophaga* predominan sobre las especies de otros géneros afines, lo cual coincide con lo observado por Morón (1986) en un análisis de las colectas realizadas en un período de 15 años, donde comenta que este comportamiento se deba tal vez, a su mayor adaptabilidad o “agresividad ecológica” y a la disponibilidad de un mayor número de micro hábitat que

exhibe la región de estudio. También menciona que el número de especies se incrementa más en relación directa a la altitud que con la latitud. Su diversidad sería mayor en localidades por arriba de los 1000 msnm. Sin embargo, de acuerdo a lo que comenta Morón (2006), la riqueza de especies no parece estar tan relacionado con la altitud, latitud o clima, sino más bien a un estado de clímax de una comunidad dada o por otra parte, con un estado de transición en la macro sucesión de tal comunidad.

En el primer caso teóricamente, el índice de predominio sería bajo y la mayor parte de las especies representadas correspondería a los elementos endémicos o con distribución restringida. En el segundo caso el índice de predominio sería alto y la mayoría de las especies tendría amplia distribución. Cabría esperar que en los dos casos el número de especies sea semejante, por lo que en base a lo anterior, un valor de riqueza alto no necesariamente indica estabilidad o poca perturbación.

En lo que se refiere a la estructura y composición de la comunidad de *Phyllophaga*, según lo observado por Morón (2006), cabría suponer que la especie predominante en cada localidad está determinada por el origen y la distribución geográfica-ecológica del grupo de especies y el subgénero al que pertenece, es decir a su linaje. Sin embargo, explicar la presencia de cada especie en una región dada no es una tarea fácil, si tomamos en cuenta el diferente grado de solapamiento natural de los diferentes grupos de especies en muchas regiones del país, derivado de la expansión y retracción de las poblaciones (de *Phyllophaga*) y de los procesos de microsucesión, así como de las oportunidades que ha ofrecido la expansión de monocultivos y pastizales inducidos.

En este trabajo, la composición y estructura de la comunidad de *Phyllophaga*, muestra lo que usualmente se podría encontrar en un ambiente perturbado: la coexistencia de ciertas especies comunes con amplia distribución (subgénero *Phyllophaga*, grupo “anodentata”, *Phyllophaga lenis*, *P. vetula* *P.integra* etc.), con algunas especies comunes de distribución restringida, (subgénero *Phytalus*, grupos “obsoleta y “macrocera”) y pocas especies raras o endemismos, (subgénero *Chlaenobia*, grupo “latipes”).

En el primer caso *P. lenis*, tiene un marcado predominio, aún sobre las especies de su mismo grupo, las cuales como cabría suponer están a la espera de una situación favorable que les permita predominar en la comunidad, como fue el caso de *P. vetula* (datos no publicados) que durante un tiempo era la especie dominante en la región. Esta especie pertenece al grupo “anodentata” cuyas especies proliferan en climas templados a cálidos, desde tierras altas hasta los litorales, pero preferentemente en ambientes menos húmedos.

En el caso de las especies del subgénero *Phytalus*, sobre todo las del grupo “obsoleta”, tienen su origen en el este y sureste mexicano, distribuyéndose ampliamente en las montañas húmedas de México, por ello no es rara su presencia aquí y no sería extraño que en algún momento mostraran cierto predominio, dado que la otra especie de este subgénero, ocupa el segundo lugar en abundancia.

Mención aparte merecen las especies del subgénero *Chlaenobia*, grupo “latipes”. Estas especies están bien representadas en los ambientes con distintos grado de humedad, pero siempre cálidos, dada su probable diversificación tropical cerca del Istmo de Tehuantepec. Por ello, su presencia en esta región implica cierto grado de rareza, sin embargo no se puede

descartar el hecho bien conocido, que en los últimos 10 años, en los Valles Centrales el promedio general de temperatura ha subido de manera consistente y que en la región de estudio existen suelos como el acrisol férrico y el luvisol férrico típicos de zonas tropicales que pueden propiciar la existencia de especies del subgénero *Chlaenobia*. Cabe mencionar también que los tres sitios de muestreo, tienen en común la cercanía de los ríos Atoyac o Nazareno lo cual puede explicar en cierta medida su presencia en las colectas.

Adicionalmente, de acuerdo a lo que concluye Morón (2003) los *Phyllophaga* junto con otras especies de Lamellicornia o Scarabaeoidea con gran abundancia, diversidad, amplia distribución y bastante comunes justifican las propuestas para emplearlos como indicadores ecológicos y biogeográficos durante estudios básicos o aplicados para evaluar el estado de equilibrio y conservación de los ecosistemas. Si bien los *Phyllophaga* no muestran las mejores características para este tipo de estudio, si tienen grupos de especies bien conocidas, con distintas capacidades de dispersión, así como diferentes grados de especialización y tolerancia ecológica.

5.2. Clave para separar las 13 especies de *Phyllophaga* (*sensu lato*)

- 1.- Forma de uñas, unidentadas5
- 1'.- Forma de uñas bífidas o hendidas2
- 2.- Tarsos con abundante cobertura de sedas ventrales. Coloración pajiza. Cuerpo proporcionalmente esbelto. 3
- 2' Tarsos con escasas sedas ventrales. Coloración café oscura o amarillenta. Cuerpo proporcionalmente robusto. 4

3.- Longitud corporal 15 mm. Especies amarillentas pajizas (Fig.15). Espolones metatibiales superiores casi rectos. En vista distal los parámetros están ensanchados, aplanados y divergentes (Fig.16). Los parámetros en vista lateral ensanchados en su base y delgados en su ápice. Edeago sácular con un soporte esclerosado, poco ornamentado. (Fig.17)

..... **P. (*Chlaenobia*) *scabripyga***

3'.- Longitud corporal 14 mm. Especies amarillentas (Fig. 18). Espolones metatibiales superiores ligeramente curvados. En vista distal los parámetros adelgazados y convergentes hacia el ápice, con proyecciones afiladas laterales (Fig.19). Edeago sacular sin ornamentos grandes (Fig.20)..... **P. (*Chlaenobia*) *chiapensis***

4. Longitud del cuerpo: 18 mm. Machos con una placa escamosa notable en los últimos esternitos abdominales. Especies de color rojizo, aspecto dorsal glabro, brillante (Fig.21). Hembras con un tubérculo preapical en la placa pigidial. Parameros delgados en vista distal con los ápices convergentes, contiguos, orientados ligeramente hacia atrás (Fig.22). Edeago sacular con soporte esclerosado sin ornamentos visibles. En vista lateral los parámetros muy aplanados (Fig. 23)..... **P. (*Phytalus*) *obsoleta***

4' Longitud del cuerpo: 12 mm Machos con un área granulosa en el último esternito abdominal. Maza antenal más larga que resto los artejos. Coloración parda-oscura, con abundante cobertura setífera ventral (Fig. 24). Parámetros delgados, convergentes, no contiguos (Fig.25) Edeago esclerosado, con un proceso setífero en el ápice (Fig.26). Hembras con la placa pigidial convexa. **P. (*Phytalus*) *macrocera***

5.- Antenas con 9 artejos..... **6**

5' Antenas con 10 artejos. **7**

6.- Longitud del cuerpo grande (18 mm). Hembras con coloración café oscura poco brillante, con abundante cobertura setífera ventral y presencia de setas largas en la cabeza y pronoto (Fig.27)..... **P. (*Phyllophaga*) *eniba***

6' Longitud del cuerpo chica (14 mm). Coloración café amarillenta (Fig.28). En vista distal, parameros cortos delgados convergentes en su ápice (Fig.29), con

proyecciones laterales afiladas fuertemente orientadas hacia atrás. Edeago sacular con soporte esclerosado, con un proceso setífero largo preapical (Fig. 30) **P. (*Phyllophaga*) porodera**

7.- Espolón metatibial inferior de los machos corto y fusionado al borde tibial. Especies robustas (24 mm), aspecto dorsal setífero. Coloración café oscura (Fig. 31). En vista distal parámetros cortos fuertemente ensanchados en su ápice (Fig.32). Edeago sacular, con un pequeño soporte esclerosado, sin ornamentos visibles (Fig.33)..... **P. (*Phyllophaga*) parvisetis**

7 Espolón metatibial de los machos largo y articulado al borde tibial. Parámetros de forma variable. **8**

8.- Machos con las uñas mesotarsales deformadas, asimétricas. Superficie dorsal glabra y brillante. Longitud corporal 16 mm (Fig.34). Parámetros cortos, ensanchados en vista lateral con los ápices fusionados y ligeramente dirigidos distalmente (Fig.35). Edeago corto con un soporte bifurcado y espinas dorso apicales (Fig.36).....**P. (*Phyllophaga*) ravida**

8' Machos con las uñas mesotarsales simétricas, curvas. Superficie dorsal generalmente opaca. **9**

9.- Maza antenal de los machos tan larga como los seis artejos precedentes.....**10**

9' Maza antenal de los machos más larga que los seis artejos precedentes.....**11**

10.- Penúltimo esternito abdominal sin área granulosa notable. Superficie dorsal brillante. Longitud del cuerpo 16 mm (Fig.37). Parámetros sin proyecciones laterales (Fig.38). Ápice del edeago con un flagelo largo y espinoso (Fig.39).....**P. (*Phyllophaga*) lenis**

10' Penúltimo esternito con una área granulosa pequeña. Longitud del cuerpo: 18 mm (Fig.40). Parámetros con los ápices cortos, contiguos, proyectados en caudal y proyecciones laterales anchas y separadas. (Fig.41). Ápice del edeago con un flagelo esclerosado asimétrico muy recurvado (Fig.42) **P. (*Phyllophaga*) vetula**

11.- Penúltimo esternito abdominal con una área granulosa pequeña. Longitud corporal 16 mm (Fig.43). Parámetros ápices alargados orientados caudalmente, con proyecciones laterales cortas y anchas, separadas (Fig.44). Edeago con flagelo apical corto curvado y un proceso setífero (Fig.45)
..... ***P. (Phyllophaga) misteca***

11' Penúltimo esternito abdominal con un área granulosa amplia y muy notable. Parámetros con proyecciones laterales sobrepuesta (Fig.47).
..... **12**

12.- Ápice del edeago con una proyección dorsal de sedas largas curvas. (Fig. 46). Parámetros cortos, delgados, con ápices convergentes contiguos, con proyecciones afiladas laterales proyectadas centralmente y hacia la región caudal (Fig.47) Longitud del cuerpo 16 mm. Coloración del cuerpo café oscura (Fig.48) ***P. (Phyllophaga) integra***

12' Ápice del edeago con una proyección dorsal curva con muchas sedas gruesas cortas (Fig.51). Parámetros cortos, con los ápices convergentes contiguos y que exhiben proyecciones laterales afiladas, proyectadas hacia la ventral. (Fig. 50). Longitud corporal 14 mm. Coloración café amarillenta. (Fig. 49)..... ***P. (Phyllophaga) integriceps***



15



16



17



18



19



20



21



22



23



24



25



26

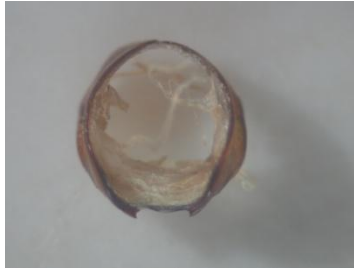
Figuras 15-26. Machos de *Phyllophaga* (*sensu lato*) con ilustraciones en sentido vertical de sus parámetros y detalles de la genitalia. 15) *Phyllophaga scabripyga*. 18) *Phyllophaga chiapensis*. 21) *Phyllophaga obsoleta*. 24) *Phyllophaga macrocera*.



27



28



29



30



31



32



33



34



35



36

Figuras 27-36. Especímenes de *Phyllophaga* (*sensu lato*) con ilustraciones en sentido vertical de los parámetros y detalles de su genitalia. 27) Hembra de *Phyllophaga eniba* . 28) *Phyllophaga porodera*. 31) *Phyllophaga parvisetis*. 34) *Phyllophaga ravida*.



37



38



39



40



41



42



43



44



45



46



47



48

Figuras 37-48. Machos de *Phyllophaga* (*sensu lato*) con ilustraciones en sentido vertical de sus parámetros y detalles de su genitalia. 37) *Phyllophaga lenis*. 40) *Phyllophaga vetula*. 43) *Phyllophaga misteca*. 46) *Phyllophaga integra*.



49



50



51

Figuras 49-51. Macho de *Phyllophaga integriceps* con ilustraciones de su genitalia y detalles de los parámetros. Todas las imágenes anteriores no están a la misma escala.

5.3. Evaluación del ciclo vital de *Phyllophaga lenis* (Horn)

El estudio del ciclo vital se inició con un total de 94 huevos depositados por 28 hembras en un periodo aproximado de tres a cinco días posteriores a la colecta y confinamiento, de los cuales se obtuvieron 63 larvas de primer estadio, 49 de segundo y hasta el momento de documentar estas observaciones existen 39 larvas de tercer estadio.

El período de incubación de los huevos fue de nueve a 16 días con un promedio de 12.75 días. El primer estadio larval se desarrolló en un período de 13 a 25 días con un promedio de 19.33 días; el segundo tiene una duración de 32 a 49 días con un promedio 42.25 días.

El tercer estadio hasta el momento no ha finalizado en ninguna de las larvas criadas en laboratorio.

Adicionalmente se comenta respecto a este trabajo, que una hembra puede ovipositar de tres hasta 15 huevos y al parecer de acuerdo a lo expresado por Morón (com.per. 2010) en otras especies esta cantidad de huevos es depositada en dos ó tres eventos con intervalos de dos días. El confinamiento de las hembras individualmente en terrarios para que depositen sus huevos

parece inhibir esta actividad. Bajo esta modalidad se tiene un promedio de 3.35 huevos depositados por hembra. Sin embargo, cuando se colectan hembras y confinan conjuntamente en terrarios para que ovipositen este promedio aumenta significativamente a 7.96.

Por otra lado, con los datos obtenidos a la fecha, ha sido posible ir construyendo una tabla de vida, basada en la propuesta de Vera *et al.* (1998) que se presenta a continuación (**Cuadro 2**):

X	nx	Dx	qx	Lx	Tx	ex
Huevo	94	31	0.329	78.5
1er estadio	63	14	0.222	56
2do estadio	49	10	0.204	44
3er estadio	39
Pupa
Adulto

Donde x: intervalo de edad en unidades de tiempo.

nx: Número de individuos vivos al inicio del intervalo x.

dx: Número de individuos muertos durante el intervalo x.

qx: tasa de mortalidad durante el intervalo x.

Lx: Número de individuos vivos en promedio durante el intervalo x.

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

ex: Esperanza media de vida de los individuos al inicio del intervalo x

La duración de cada uno de los estadios larvales finalizados hasta el momento en esta especie, no muestran similitud con respecto a los reportados por otros autores. Por ejemplo Rodríguez del Bosque (1988) en Reynosa Tamaulipas reporta para *Phyllophaga crinita* un período de incubación de 13 días y un promedio para cada uno de los tres estadios larvales de 34, 35 y 213 días respectivamente, mientras que la pupa dura 20 días. Morón *et al.* (2001)

reportan que *P. lalanza* en Tepic Nayarit, que la incubación dura 10 días, el primero, segundo y tercer estadio duran 29, 43, y 134 respectivamente, y la pupa 32 días. Aragón *et al.* (2005) documentan el ciclo de vida de *Phyllophaga ravidia*, *P. macrocera*, *P. vetula*, *P. ilhuicaminai* y *P. obosoleta* de localidades de Puebla, con resultados que muestran diferencias importantes a los reportes antes mencionados y a los obtenidos hasta el momento en este trabajo.

Las especies que muestran cierta similitud en los registros son *Phyllophaga vetula* de Puebla y *P. lenis* del presente trabajo. Ambas tiene ciertos detalles en común: pertenecen al mismo grupo, “anodontata”, se estudiaron bajo condiciones controladas y en dos sitios con características ambientales similares y ambas se distribuyen ampliamente en el país.

No fue posible documentar causales de la muerte de los individuos en cada uno de los estadios. Sin embargo Aragón *et al.* (2005) suponen que en huevos la mortalidad puede deberse a la falta de viabilidad tal vez por no estar fecundados. Un detalle a considerar también es la humedad óptima que debe tener el terrario, ya que un exceso puede ocasionar la proliferación de hongos entomopatógenos y una deficiencia puede ocasionar la deshidratación de los mismos y como consecuencia la muerte. Este último hecho se observó en el presente trabajo, en un ensayo preliminar, donde un descuido en el monitoreo de la humedad ocasionó la muerte de todos los huevos depositados.

De igual forma, en la muerte de las larvas no se detectó causa aparente, pero es posible que pueda deberse a microorganismos que sobrevivan a la esterilización del suelo. La sobrevivencia de primer estadio parece estar condicionada a la naturaleza del sustrato en el cual eclosionan, dado que su diminuto aparato bucal no sería capaz de trozar o sujetar una raíz de tamaño

superior al de su cuerpo o un residuo vegetal fresco, por lo cual su alimentación al principio de su vida larvaria, supone una dieta principalmente saprófaga.

También es necesario señalar que *P. lenis* no tuvo un comportamiento rizófago. Durante la cría de su progenie en laboratorio, se observó que la mayoría de estas no consumían las raíces de las plántulas de maíz cultivadas para este fin. Incluso, se observó que los granos de maíz que se colocaban para que germinasen en muchas ocasiones presentaron con mordiscos.

5.4 Análisis de las larvas criadas en laboratorio.

Descripción de la larva de tercer estadio de *Phyllophaga (Phyllophaga) lenis* (Horn). (Fig. 54).

Cabeza: Anchura promedio de cápsula cefálica 4.7 mm. Superficie del *cranium* casi lisa, parda amarillenta. Frente con una seda frontal exterior y una seda frontal posterior a cada lado. 12 sedas frontales anteriores y una seda larga en cada ángulo anterior de la frente; el resto de la superficie craneal con cinco sedas dorso epicraneales una seda epicraneal y 16 sedas paraantenaes a cada lado. Clípeo con dos sedas centrales y dos sedas laterales a cada lado. Labro ligeramente asimétrico con los márgenes laterales redondeados, con 11 sedas posteriores, dos sedas centrales y una seda laterales y una seda preapical a cada lado. Manchas oculares ausentes (Fig.55) Epifaringe sin *zygum* y con *epizygum* alargado, irregular, pardo rojizo, *haptomerum* prominente con 18-19 *heli* dispuestos en tres hileras transversales irregulares, cada *plegmatium* formada por 11 *plegmata* anchos. *Proplegmatia* ausente.

Dexiophoba escasa, irregular. *Laeophoba* abundante y continua, extendida a través del extremo mesial de la *laeotorma*. *Dexiotorma* alargado con el extremo mesial ligeramente aguzado. *Laeotorma* corta y ancha; *apotorma* y *epitorma* indefinidas; *pternotorma* ancha con el extremo aguzado. *Haptolachus* desnudo. Placa esclerosada ancha y casi cubierta por la *dexiophoba*. Cono sensorial no identificado. *Crespis* ligeramente marcado. Cada *acanthoparia* con 12-13 sedas espiniformes ligeramente recurvadas. *Chaetoparia* con sensilas abundantes en el límite con la *gymnoparia* (Fig. 56).

Mandíbulas sin área estriduladora ventral. Áreas incisivas de ambas mandíbulas con una lámina cortante distal separada de un dientecillo incisivo proximal por una escotadura incisiva, márgenes internos sin dientes. Área molar de la mandíbula izquierda con un lóbulo distal (M1) bien desarrollado, *acia* reducido, *brustia multisetosa* (Fig.58). Área molar de la mandíbula derecha poco desarrollada, *calx* prominente, *brustia multisetosa* (Fig.57). Maxilas con un *uncus* terminal largo en la *galea* y tres *unci* largos alineados en la *lacinia* (Fig.59) y con hileras de cuatro a cinco *heli* a cada lado. Área estriduladora maxilar con 12 dientecillos agudos. Escleroma hipofaríngeo asimétrico, redondeado. Último artejo antenal con un área sensorial ovalada en el dorso y dos áreas sensoriales más pequeñas en la superficie ventral.

Torax: Los estigmas respiratorios miden 0.43 mm de ancho y 0.34 mm de largo, placa respiratoria amarillenta uniformemente recurvados en forma de "C". La distancia entre los lóbulos de la placa respiratoria es menor al diámetro dorso ventral de la *bulla* que es ovalada y poco prominente. Pronoto con un escleroma lateral irregular a cada lado, poco contrastante con sedas medianas esparcidas. Escudos torácicos con escasas hileras transversales de sedas

largas y medianas esparcidas, pero sin sedas espiniformes. Protarsos y mesotarsos con las uñas similares alargadas, agudas con dos sedas prebasales, uñas metatarsales reducidas, mamilares con dos sedas largas.

Abdomen: Los estigmas de los segmentos abdominales tienen diferentes tamaños, el 1° mide 0.27 mm de ancho y 0.20 mm de largo, del 2° al 4° miden 0.3 mm de ancho y 0.2 mm largo; en el 5° y 6° alcanzan 0.32 mm de ancho y 0.28 mm de largo; en el 7° alcanza 0.38 mm de ancho y 0.33 mm de largo; y en el 8° segmento mide 0.24 mm de ancho y 0.23 mm de largo. Las placas respiratorias son amarillentas regularmente recurvadas en forma de "C", a excepción del primero, la distancia entre los lóbulos de la placa respiratoria es menor al diámetro dorso-ventral de la *bulla* que de igual manera, excepción del primero, es ovalada y poco prominente. *Dorsa* de los segmentos abdominales 1° a 6° con numerosas sedas espiniformes y algunas hileras de sedas largas distribuidas en sentido transversal. Segmentos abdominales 7°a 9° sin sedas espiniformes, con 8 a 11 sedas largas dispuestas en hileras transversales. *Venter* de los segmentos abdominales 1°a 9° con hileras de 10 a 14 sedas largas. *Raster* con un par de *palidia* longitudinales ligeramente convergentes en ambos extremos con 1.6 mm de longitud, separadas 0.43 mm en su parte ensanchada; cada *palidium* está formado por 18-20 pali cortos ligeramente recurvados, con ápices agudos dirigidos hacia la línea media (Fig.60). *Tegilla* con 39 a 40 sedas *hamate* comprimidas y recurvadas hacia su ápice. *Campus* con seis sedas largas y finas. *Barbula* setosa. Labio anal ventral estrecho y profundamente hendido. Abertura anal en forma de "v" muy abierta (Fig.58). Longitud total aproximada por el dorso del cuerpo: 46 mm.



52



53



54



55



56



57



58

Figuras 52-58. 52) Larva de tercer estadio de *Phyllophaga (Phyllophaga) lenis* (Horn). 53) Aspecto frontal de la cápsula cefálica. 54) Epifaringe. 55) Vista ventral de la mandíbula derecha. 56) Vista ventral de la mandíbula izquierda. 57) Aspecto dorsal de la maxila derecha. 58) Raster.

Comentarios: *Phyllophaga lenis* (Horn, 1887) es la tercera larva del grupo “anodontata” (*sensu* Morón 1986), que se estudia con detalle desde que Morón (1986) y Aragón y Morón (2004) publicaron la descripción pormenorizada de *P. brevidens* (Bates) y *P. vetula* respectivamente. Cabe mencionar que Espinosa Islas *et al.* (2005) documentaron ilustraciones de *epifaringe* y *raster* de *P. vetula*, sin hacer una descripción detallada de las mismas.

Cuadro 3.- Diferencias más notables entre *Phyllophaga. lenis* y *P. vetula*.

Carácter	<i>P.lenis</i>	<i>P. vetula</i>
Longitud dorsal	46 mm	56 mm
Ancho de cápsula cefálica	4.7 mm	5.6-5.8 mm
Sedas paraantenas	15-17	10-12
<i>Dexiotorma</i>	Ancho	Alargado
<i>Chaetoparia</i> (sensilas)	abundantes	Escasas
Maxilas: lacinia (<i>unci</i>)	largos	Cortos
Lóbulo distal del área molar (M1)	Muy desarrollado	Desarrollado
<i>Palidia</i>	Casi paralelos, ligeramente convergentes en el extremo caudal	Ligeramente convergentes en ambos extremos
<i>Cada palidia</i>	Con 18-20 <i>pali</i>	Con 24-25 <i>pali</i>

Las larvas de las tres especies antes mencionadas en conjunto se distribuyen ampliamente en México, exceptuando las penínsulas de Yucatán y Baja California (Morón 2003).

A pesar de que *P. lenis* no mostró un comportamiento rizófago estricto en laboratorio, si existen algunos reportes que indican asociación con daños a cultivos al igual que *P. vetula*, que frecuentemente es citada dañando cultivos. Dado su gran parecido aun a grandes aumentos, es posible que en ocasiones hayan existido confusiones en la identidad de la especie reportada como plaga.

5.5. Clave para separar las larvas de tercer estadio de 14 especies de *Phyllophaga* en México. (Modificada de Ramírez-Salinas *et al.*, 2000 y de Aragón y Morón, 2004).

- 1.- Epifaringe con *proplegmata*.....2
- 1'.- Epifaringe sin *proplegmata*.....5
- 2.- Placa respiratoria del 7° segmento abdominal con diámetro más grande que la placa del 6° segmento. *Palidia* muy recurvadas, cercanamente convergentes en ambos extremos. Anchura de la cápsula cefálica 8 a 8.6 mm.....***Phyllophaga (Phyllophaga) ilhuicaminai* Morón**
- 2'.- Placa respiratoria del 7° segmento abdominal con diámetro similar al de la placa del 6° segmento. *Palidia* casi rectas o divergentes en ambos extremos. Anchura de la cápsula cefálica menor a 5.2 mm.....3
- 3.- *Pali* dirigidos hacia los lados. *Palidia* divergentes en los extremos formados por 14 – 20 *pali* largos y agudos. Anchura de la cápsula cefálica 4 mm.....***P. (Phyllophaga) pubicauda* (Bates)**
- 3'.- *Pali* dirigidos hacia la línea media.....4
- 4.- Extremos posteriores de las *palidia* ligeramente convergentes, cada *palidium* formado por 8 -15 *pali* cortos. Anchura de la cápsula cefálica 3.8 a 4.1 mm.....***P. (Chlaenobia) tumulosa* (Bates)**
- 4'.- *Palidia* casi paralelos, cada *palidium* formado por 14- 21 *pali* cortos. Anchura de la cápsula cefálica 4.5 – 5.1.....***P. (Phyllophaga) ravidia* (Blanch.)**
- 5.- Diámetro dorsoventral de las placas respiratorias de los segmentos abdominales 6° y 7° claramente más pequeño que las placas precedentes. Anchura de la cápsula cefálica 3.6 mm.....
.....***P. (Listrochelus) cuicateca* Morón y Aragón**

- 5'.- Diámetro dorsoventral de las placas respiratorias de los segmentosabdominales 6° y 7° semejantes a la placa del 5° segmento.....6
- 6.- Frente con 26 – 30 sedas anterofrontales y 30 – 54 sedas posterofrontales. *Palidia* ligeramente convergentes en ambos extremos, cada *palidium* formado por 27 a 37 *pali* cortos. Anchura de la cápsula cefálica 7.4 – 8.0 mm.....**P. (*Triodonyx*) *lalanza* Saylor**
- 6'.- Frente con 8-15 sedas anterofrontales y 2-4 sedas posterofrontales.. *Palidia* convergentes o paralelas, cada *palidium* formado por menos de 30 *pali*. Anchura de la cápsula cefálica 4.1- 6.7 mm.....7
- 7.- *Palidia* muy recurvadas. *Septula* ovalada, bien delimitada.....8
- 7'.- *Palidia* ligeramente recurvadas o casi rectas. *Septula* alargada, poco delimitada poco delimitada en los extremos.....9
- 8.- Cada *palidium* con 19-25 *pali* cortos. Frente ligeramente rugosa. Anchura de la cápsula cefálica 4.9 – 5.2 mm.....
.....**P. (*Phyllophaga*) *testaceipennis* (Blanchard)**
- 8'.- Cada *Palidium* con 18-20 *pali* largos. Frente casi lisa. Anchura de la cápsula cefálica 3.0 mm.....**P. (*Phytalus*) *macrocera* (Bates)**
- 9.- *Palidia* casi paralelos, formados por 23-30 *pali*10
- 9'.- *Palidia* ligeramente convergentes en uno ambos extremos, formados por 11-27 *pali*.....11

10.- *Septula* lisa. Placa respiratoria del 7° segmento abdominal con diámetro similar al de la placa del 6° segmento. Maxilas con 11- 18 dientecillos estriduladores. Anchura de la cápsula cefálica 5.6 – 6.5mm.....

..... ***P. (Phyllophaga) menetriesi* (Blanchard)**

10'.-Septula con estrías transversales. Placa respiratoria del 7° segmento abdominal con diámetro un poco mayor al de la placa del 6° segmento. Maxilas con 11 dientecillos estriduladores. Anchura de la cápsula cefálica 5.8 mm.....***P. (Phyllophaga) vetula* (Horn)**

11.- Frente casi lisa. *Palidia* ligeramente recurvadas, convergentes en ambos extremos cada *palidium* formado por 15-27 *pali* cortos. Anchura de la cápsula cefálica 4.1- 4.8 mm.....***P. (Phytalus) obsoleta* (Blanchard)**

11'.- Frente finamente rugosa. *Palidia* ligeramente convergentes en uno o en ambos extremos, cada *palidium* formado por 11-22 *pali* 12

12.-Frente con una seda posterofrontal. *Palidia* recurvadas, cercanamente convergentes, formada por 18-20 *pali* cortos, ligeramente recurvados en su ápice y dirigidos hacia la línea media. Anchura de cápsula cefálica 4.7. El lóbulo distal de la mandíbula izquierda muy prominente (Fig. 2).....***P. (Phyllophaga) lenis* (Horn)**

12'.- Frente con dos o más sedas posterofrontales.....13

13.- Frente con 2 sedas posterofrontales. Ambos extremos de las *palidia* convergentes, cada *palidium* formado por 11-18 *pali* cortos. Anchura de la cápsula cefálica 6.1- 6.7 mm.....***P. (Phyllophaga) tenuipilis* (Bates)**

13'.-Frente con 4 sedas posterofrontales. Extremos anteriores de las *palidia* convergentes, cada *palidium* formado por 20- 22 *pali* cortos. Anchura de la cápsula cefálica 4.6 – 4.8 mm.....***P. (Phyllophaga) brevidens* (Bates)**

5.6. Observaciones realizadas en campo durante la colecta de *P. lenis*.

El primer ejemplar de *Phyllophaga* colectado con trampa de luz en el segundo año de trabajo fue un macho de *P. lenis* el 17 de abril de 2010 en Santa Cruz Xoxocotlán, días después de una fuerte lluvia. Los últimos ejemplares fueron colectados el día 26 de junio de 2010 en Lomas de Nazareno Xoxocotlán.

Solo fue posible documentar actividades de pocos individuos de *P. lenis* apoyados con la trampa de luz tipo pantalla. En el césped de un jardín de casa-habitación los individuos empiezan a volar a las 20:15 hrs (horario de verano), justo en el ocaso del día. A las 8: 28 hrs llegan a la trampa de luz y se posan sobre la tela. A las 9:15 hrs se va el primer individuo actividad que imitan los demás hasta que a las 22:40 hrs todos han abandonado la pantalla.

En lo que se refiere a la cópula (Fig.59), las hembras que no fueron atraídas por la trampa, se posan sobre distintos arbustos del jardín como rosales, aguacateros, helechos, ciruelos y en campo principalmente en huizache donde esperan a los machos. La cópula inicia aproximadamente entre 20:30 y 20:35 hrs y finaliza entre 20:55 y 21:00 hrs. Después de la cópula, la hembra consume retoños tiernos de “huizache” *Acacia farnesiana* Willd, (Mimosaceae) actividad que dura 20 minutos e inicia el vuelo para volver a enterrarse (Fig.60).



59



60

Fig. 59y 60. Adultos de *Phyllophaga lenis* en cópula y alimentándose.

CAPITULO VI

CONCLUSIONES

Se encontraron 13 especies de *Phyllophaga* (*sensu lato*) en la región de estudio: *Phyllophaga lenis* (Horn), *P. macrocera* (Bates), *P. parvisetis* (Bates), *P. ravidia* (Blanch.), *P. misteca* (Bates), *P. vetula* (Horn), *P. obsoleta* (Blanch.), *P. scabripygga* (Bates), *P. chiapensis* (Chapin), *P. integra* (Saylor), *P. porodera* (Bates), *P. integriceps* (Moser) y *P. eniba* (Moser). El grupo de especies con mayor riqueza de especies fue “anodentata”.

La especie más abundante fue *Phyllophaga lenis* (Horn), la cual tiene un marcado predominio sobre las demás, es una especie muy común y con amplia distribución en el país. Los adultos de esta especie aparecen por primera vez en el año a mediados de abril. Emergen del suelo a las 20:15 hrs y empiezan la cópula entre 20:30 y 20:35 hrs la cual finaliza entre 20:55 y 21:00 hrs. Después de la cópula normalmente la hembra consume retoños de “huizache” *Acacia farnesiana* Willd (Mimosaceae).

La larva de *P. lenis* es escarabiforme, blanca cremosa, cuya longitud dorsal es 46 mm. La capsula cefálica mide 4.7 mm, parda amarillenta y casi lisa. El *raster* presenta un par de *palidia* casi convergentes en ambos extremos. Cada *palidia* está formado por 18 – 20 *pali* cortos, recurvados en su ápice y dirigidos hacia la línea media.

La larva de *P. lenis* no mostró un comportamiento rizófago estricto en el laboratorio.

La gran diversidad, abundancia, amplia distribución, capacidad de dispersión y tolerancia ecológica de las especies del *Phyllophaga* justifican la propuesta de emplearlos como indicadores ecológicos.

LITERATURA CITADA

Allende, C.J., A. Ramírez. 2005. Fauna de coleópteros lamelicornios de Santiago Xiacui, Sierra Norte, Oaxaca. Tesis de Licenciatura en Biología. (no publicada). Instituto Tecnológico Agropecuario No. 23. SEP-SEIt , Xoxocotlan Oaxaca. 176 pp.

Aragón, A., M. A. Morón. 2000. Los coleópteros Melolonthidae asociados a la rizósfera de la caña de azúcar en Cítela, Puebla, México. Folia Entomológica Mexicana 108:79-94.

Aragón, A., M. A. Morón. 2004 Un método de cría para “gallina ciega” rizófagas del género *Phyllophaga* (Coleoptera: Melolonthidae). Pp. 109-118. En: Bautista, M. N., Bravo M. y C. Chavarin P. (Eds). Cría de insectos plaga y organismos benéficos. CONABIO y Colegio de Posgraduados, Montecillos, Texcoco, Estado de México.

Aragón A., M. A. Morón. 2004. Descripción de las larvas de tres especies de *Phyllophaga* (Coleoptera: Melolonthidae: melolonthinae) del Valle de Puebla. Folia Entomológica. Mex., 43(3):295-306.

Aragón, A., M. A. Morón, J. F. López; Cervantes-Peredo M.A. 2005. Ciclo de vida y conducta de adultos de cinco especies de *Phyllophaga* Harris, 1827 (Coleoptera: Melolonthinae). Acta Zoológica Mexicana (n.s.) 21 (2): 87-99.

Böving, A. G. 1942. A classification of larvae and adults of the genus *Phyllophaga* (Coleoptera: Scarabaeidae). *Mem. Entomol.Soc. Wash.* 2: 1-96.

Böving. A. G. 1942. Descripción of the larvae of some West Indian melolothine beetles and key to the known larvae of the tribe. *Proc. U.S. Nat. Mus.* 92: (3146): 167-176.

Endrodi, S. 1966. Monographie der Dynastinae (Coleoptera : Lamellicornia).I Teil. Entomologische Abhandlungen Museum Tierkunde, Dresden, Bd 33: 1-457.

Entomology, University of Nebraska–Lincoln. 2000. Available in <http://entomology.unl.edu/turfent/documnts/mchafers.htm>. Accessed: February 2007

Espinosa, I. A; M.A. Morón; H. Sánchez; N. Bautista; J. Romero.2005. Complejo gallina ciega (Coleoptera: Melolonthidae) asociado con céspedes en Montecillo, Texcoco, Estado de México. *Folia Entomológica Mexicana.* 44 (2): 95-107)

Hayes, W.P. 1922. External morphology of *Lachnosterna crassissima* Blanch.(Scarabaeidae-Coleoptera). *Trans. Amer. Microsc. Soc.* 41: 1-19.

INEGI. 2005. Anuario estadístico de Oaxaca. Tomo I y II. México, D. F.

Kohlmann, B.; Morón, M.A. 2003. Análisis histórico de la clasificación de los Coleoptera Scarabaeoidea o Lamellicornia . Acta Zoológica Mexicana. (n.s.) 90: 175-280.

Martínez, V. A. 2000. Cambios en la calidad química de la lombricomposta de pulpa de café ingerida por *Paragymnetis flavomarginata sallei* (Schaum 1849) Coleoptera: Melolonthidae. Tesis Q.F.B., Facultad de Química Farmacéutica Biológica, Universidad Veracruzana.

Morón, M. A. 1984. *Escarabajos, 200 millones de años de evolución*. Publicación 14. Instituto de Ecología. México.131 pp.

Morón, M. A. 1986. El género *Phyllophaga* en México. Morfología, distribución y sistemática supraespecífica (Insecta: Coleoptera). Publicación 20. Instituto de Ecología, México. 344 pp.

Morón, M.A.1987. Los estados inmaduros de *Dynastes ayllus* Chevrolat (Coleoptera: Melolonthidae, Dynastinae) con observaciones sobre su biología y el crecimiento alométrico del imago. Folia Entomológica Mexicana (72): 33 -74.

Morón, M.A. 1997. White grubs (Coleoptera: Melolonthidae: *Phyllophaga* Harris in México and Central America. A brief review. Trends in Entomology. Vol.1, (1997).

Morón, M.A. 2001 a. Las larvas de escarabajos del suelo en México (Coleoptera: Melolonthidae) Acta Zoológica Mexicana (n.s.) Número especial 1:111.130.

Morón, M. A. 2003. Diversidad, distribución e importancia de las especies de *Phyllophaga* Harris en México (Coleoptera: Melolonthidae). En: Estudios Sobre Coleópteros del Suelo en América. Aragón, G.A., M. A. Morón y A. J. Marín. Publicación especial de la Benemérita Universidad Autónoma de Puebla. pp. 1-27.

Morón, M. A. 2003. Importancia ecológica de las especies americanas de Coleoptera Scarabaeoidea. Dugesiana 10(1): 13-29.

Morón, M.A.2006. Composición de comunidades de *Phyllophaga* en México (Coleoptera: Melolonthidae: Melolonthinae).En: Diversidad, Importancia y Manejo de Escarabajos Edafícolas. Castro-Ramírez, A. E., M. A.Morón y A. Aragón.(Eds) 2006. Publicación especial de el Colegio de la Frontera Sur, la Fundación PRODUCE Chiapas, A.C. y la Benemérita Universidad Autónoma de Puebla, México. pp. 11-36. ISBN: 970-9712-30-6.

Morón, M.A.; Aragón. A. 2003. Importancia de ecológica de las especies americanas de Coleoptera Scarabaeoidea. Dugesiana 10 (1):13-29.

Morón, M.A.; C. Deloya. 2001. Observaciones sobre el ciclo de vida de *Megasoma elephas elephas* (Fabricius) (Coleoptera :Melolonthidae;Dynastinae). *Folia Entomológica Mexicana* 40(2):233-244)

Morón, A M.; S. Hernández-Rodríguez; A. Ramírez-Campos. 2001. La Gallina Ciega en el Ingenio de Puga, Nayarit. Ingenio Puga. S.A. Tepic Nayarit México. 70 p.

Morón, M.A.; B.C. Ratcliffe; C. Deloya. 1997. Atlas de los escarabajos de México. Coleoptera Lamellicornia. Vol. 1. Familia Melolonthidae. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad y Sociedad Mexicana de Entomología, México.

Morón M.A. y R. Terrón. (1988). Entomología Práctica. Publicación 22. Instituto de Ecología. A.C. México D.F. 504 pp.

Morón, M.A.; R.E., Woodruff. 2008. Three new species of *Phyllophaga* from México (Coleoptera: Scarabaeidae:Melolonthinae). *Florida Entomologist*. 91 (2).

Ortega O. C. A. 2005. Estudios metodológicos para evaluar el impacto económico de escarabajos Melolonthidae (Insecta: Coleoptera) en tres cultivos tropicales. Tesis Master en Ciencias en Fitoprotección. Escuela Politécnica del Ejército. Colombia.

Pérez A. S.E.; M.A. Morón; M.B. Najera-Rincón; E. López-Barbosa; M. Vázquez-García. 2008. Análisis de la diversidad del complejo “gallina ciega” (Coleoptera: Melolonthidae) en dos sistemas de producción tradicional de maíz en la región purepecha, Michoacán. *Acta Zoológica Mexicana*. (n.s.) 24(1):221-235.

Ramírez S. C., M. A. Morón., A. Castro R. 2000 Descripción de los estados inmaduros de seis especies de *Phyllophaga* (Coleoptera: Melolontidae: Melolonthinae) de la región altos de Chiapas, México. *Folia Entomológica Mexicana*, 109: 73-106.

Ritcher P.O. 1966. *White grubs and theirs allies*. Oregon State University Press. Corvallis. 219 pp.

Rodríguez del Bosque L.A. 1988. *Phyllophaga crinita* Burmeister (Coleoptera: Melolonthidae): Historia de una plaga del suelo (1855-1988). Pp. 53-79. *In* Memorias de la III Mesa Redonda sobre plagas del suelo. Soc. Mex. Entomol. Morelia Michoacan Mexico.

Ruiz, V. J.; S. Girón; T. Aquino. 2006. Umbrales económicos para el uso de entomopatógenos en el control de gallinas ciegas (*Phyllophaga vetula* Horn) pp. 263-274. En *Diversidad, importancia y manejo de escarabajos edafícolas*. Castro-Ramírez A.E.; M.A. Morón y A. Aragón. (eds) 2006. Publicación especial del Colegio de la Frontera Sur. Fundación Produce Chiapas. A.C. y la Benemérita Universidad de Puebla ISSN 970-9712-30-6.

Vallejo, F.; M.A. Morón; S. Orduz. 2007. Biología de *Phyllophaga obsoleta* (Coleoptera:Melolonthidae), especie rizófaga del complejo chisa de Colombia. Boletín científico, Centro de Museos-Museo de Historia Natural. Vol. 11.Enero-Diciembre. pp.188-204.

Vera G.J., V.M. Pinto, J. López C. 1997. Ecología de poblaciones de insectos. Universidad Autónoma Chapingo. Chapingo Edo. México. 132 pp.

ANEXO 1

Abreviaturas empleadas en ilustraciones de adultos

AE	edeago	Mecx	Mesocoxa
AEo	ornamentos del edeago	Mtfe	Metafémur
baSt	Basiesternón	Meso	Mesoescutelo
cp	Clípeo	MA	Membrana apical
cah	Callo humeral	MV	Membrana ventral
caa	Callo apical	ML	Membrana lateral genital
cMet	Carinas mesotibiales	ma	mandíbula
cMtt	Carina metatibial	Pno	Pronoto
eabII	Estigma abdominal II	Ppl	Propleuron
epl	Eplipleura	PB	pieza basal
F	Frente	ppg	placa pigidial
FB	Falobase	pepg	Prepigidio
Mest	mesoesternón	plan	Placa anal
Mtes	Metaepisterno	PA	Parámetros
MtSt	Metaesternón	sMtt	Espolón superior metatibial
Meem	Mesoepímero	spt	Espolon protibial
Mtcx	Metacoxa	T	tecto

ANEXO 2

Abreviaturas empleadas en larvas

AA	seda ángulo frontal anterior	DM ₁₀	dorso segmento 10º abdominal
ACP	<i>acanthoparia</i>	DP	<i>dexiophoba</i>
ACR	<i>acroparia</i>	DX	<i>dexiotorma</i>
AI	área incisiva mandibular	EZ	<i>epizygum</i>
AC	<i>acia</i>	E	epicraneo
1AL	primer antenito larvario	F	frente
2AL	segundo antenito larvario	H	<i>heli</i>
3AL	tercero antenito larvario	HM	haptomero
4AL	cuarto antenito larvario	HL	<i>haptolachus</i>
AE	abertura del estigma	HS	<i>hamate sedas</i>
B	barbula	LCL	clípeo larva
BU	<i>bull</i>	LLA	labro larva
BR	brustia mandibular	LMD	mandíbula larva
C	<i>campus</i>	LAN	antena larva
CRA	cranium	LAP ₃	área pedal 3er segmento
CPA	<i>chaetoparia</i>	LAS ₅	área estigmal 5º segmento
CR	<i>crepis</i>	LAI	labio anal inferior
CO	<i>corypha</i>	LAU	labio anal superior
CA	<i>calx</i> mandibular	LPS ₃	metaprescudo
CAR	cardo	LSM ₃	metaescudo
DM	palidio	LS ₃	metaescutelo

Abreviaturas empleadas en larvas

LPS ₇	prescudo 7 ^o LT laeotorma	SDM	superficie dorsal mandíbula
LM ₁	primer lóbulo molar	SF	sutura frontal
LM ₂	segundo lóbulo molar	SE	sutura epicraneal
LM ₃	tercer lóbulo molar	SDE	sedas dorso epicraneales
LA	lacinia	SPF	sedas frontales posteriores
LLP ₆	lóbulo pleural	SEF	seda frontal externa
PR	placa respiratoria	SSD	área sensorial dorsal antenito distal
PLM	<i>plegma</i>	1ST	primer segmento torácico
PS	placa esclerosada	3 ST	tercer segmento torácico
PTL	<i>pternotorma</i>	II SA	segundo segmento abdominal
PC	preclípeo	IV SA	cuarto segmento abdominal
PSC	postclípeo	VI SA	sexto segmento abdominal
PV ₃ A	Proceso ventral 3 ^{er} antenito	VIII SA	octavo segmento abdominal
PVM	Proceso ventral mandibular	XSA	décimo segmento abdominal
PTA	<i>postartis</i>	S	sensila
PA	<i>preartis</i>	TE	<i>tegillum</i>
PM	palpo maxilar	UG	<i>uncus galea</i>
S	<i>septula</i>	UL	<i>uncus lacinia</i>
SAC	seda clipeal anterior	VE ₁₀	venter 10 ^o segmento abdominal
SAF	seda frontal anterior	VE ₉	venter 9 ^o segmento abdominal
SEC	seda clipeal exterior		
SVM	superficie ventral mandíbula		