



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE MORELOS

FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS

**ACTIVIDAD INSECTICIDA DE DIVERSAS ESPECIES VEGETALES
SOBRE GALLINA CIEGA *Phyllophaga* spp. (COLEOPTERA:
MELOLONTHIDAE) EN LABORATORIO**

TESIS PROFESIONAL POR ETAPAS

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

B I Ó L O G O

P R E S E N T A:

America Andrea Escobar Padilla

DIRECTORA: M. en C. MARÍA IDALIA CUEVAS SALGADO

CUERNAVACA, MORELOS 2020

Cuernavaca, Mor., 17 de Noviembre del 2020

DRA. DULCE MARÍA ARIAS ATAIDE
DIRECTORA GENERAL DE SERVICIOS ESCOLARES
P R E S E N T E.

Por este conducto comunico a Usted, que he revisado el documento que presenta la Pasante de Biólogo: **América Andrea Escobar Padilla**, con el título del trabajo: **ACTIVIDAD INSECTICIDA DE DIVERSAS ESPECIES VEGETALES SOBRE GALLINA CIEGA *Phyllophaga* spp. (COLEOPTERA: MELOLONTHIDAE) EN LABORATORIO.** Quien optó por la Modalidad de Titulación: **Trabajo de Desarrollo Profesional por Etapas**, como lo marca el Reglamento de Titulación Profesional vigente de la Universidad Autónoma del Estado de Morelos.

En calidad de miembro de la comisión revisora, expreso la siguiente decisión:

VOTO A FAVOR: SI () NO ()

ATENTAMENTE



DR. ROGELIO OLIVER GUADARRAMA



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL
ESTADO DE MORELOS

Se expide el presente documento firmado electrónicamente de conformidad con el ACUERDO GENERAL PARA LA CONTINUIDAD DEL FUNCIONAMIENTO DE LA UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE MORELOS DURANTE LA EMERGENCIA SANITARIA PROVOCADA POR EL VIRUS SARS-COV2 (COVID-19) emitido el 27 de abril del 2020.

El presente documento cuenta con la firma electrónica UAEM del funcionario universitario competente, amparada por un certificado vigente a la fecha de su elaboración y es válido de conformidad con los LINEAMIENTOS EN MATERIA DE FIRMA ELECTRÓNICA PARA LA UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE ESTADO DE MORELOS emitidos el 13 de noviembre del 2019 mediante circular No. 32.

Sello electrónico

ROGELIO OLIVER GUADARRAMA | Fecha:2020-11-20 11:33:03 | Firmante

AcGBYxOegJGzvTBroh9JkVxc0koIV2VFZ7iBKErgpGyrjk2cWn86aNUUEmQ+4nlBM87/sDfsHgF9a0jj64Pely5PEXsa1h/LR7MsUVs05tSa15E4+NU0k7859BT4CJFixdtcYwUlk
P2uWK9if/OLN5R+MI1L+zZF6NVYfIwPdVm0F0D4sG1BhmAZEa4kJLN5oLTPzK5kYqZHHRBt+ByM2zh8FenBm/w1IgwD+81kYOHYkojcuH5Z2fKwTdm8JXdxVXrjUxcAF AZQ
Ymxu7Dvj9cgmP23zjRpVrEQ+KRK4AixD6qnK0jvWymCNaLnnQpdoKJNMVcEBv5/MB2DIQ==

Puede verificar la autenticidad del documento en la siguiente dirección electrónica o
escaneando el código QR ingresando la siguiente clave:



0dJJBt

<https://efirma.uaem.mx/noRepudio/ppItgqowOLC5jmbL45U7CAPAmKOMphZh>



Cuernavaca, Mor., 17 de Noviembre del 2020

DRA. DULCE MARÍA ARIAS ATAIDE
DIRECTORA GENERAL DE SERVICIOS ESCOLARES
P R E S E N T E.

Por este conducto comunico a Usted, que he revisado el documento que presenta la Pasante de Biólogo: **América Andrea Escobar Padilla**, con el título del trabajo: **ACTIVIDAD INSECTICIDA DE DIVERSAS ESPECIES VEGETALES SOBRE GALLINA CIEGA *Phyllophaga* spp. (COLEOPTERA: MELOLONTHIDAE) EN LABORATORIO**. Quien optó por la Modalidad de Titulación: **Trabajo de Desarrollo Profesional por Etapas**, como lo marca el Reglamento de Titulación Profesional vigente de la Universidad Autónoma del Estado de Morelos.

En calidad de miembro de la comisión revisora, expreso la siguiente decisión:

VOTO A FAVOR: SI () NO ()

A T E N T A M E N T E

M. EN C. MARÍA EUGENIA BAHENA GALINDO

Se expide el presente documento firmado electrónicamente de conformidad con el ACUERDO GENERAL PARA LA CONTINUIDAD DEL FUNCIONAMIENTO DE LA UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE MORELOS DURANTE LA EMERGENCIA SANITARIA PROVOCADA POR EL VIRUS SARS-COV2 (COVID-19) emitido el 27 de abril del 2020.

El presente documento cuenta con la firma electrónica UAEM del funcionario universitario competente, amparada por un certificado vigente a la fecha de su elaboración y es válido de conformidad con los LINEAMIENTOS EN MATERIA DE FIRMA ELECTRÓNICA PARA LA UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE ESTADO DE MORELOS emitidos el 13 de noviembre del 2019 mediante circular No. 32.

Sello electrónico

MARIA EUGENIA BAHENA GALINDO | Fecha:2020-11-18 21:08:59 | Firmante

Efm7eON9I3IYp8KI3I2x6KoS9z0ZUqGYzsDTDC6ViolAo+Y5V5XMRx0IP5+9rF1Z+EKm5RpnEhA8JGa/IAKJPWgiTcn+CZurIYpxPbVjQ5W9svA540a2ty9jYd5n3r8F835NzHGid+v0ZWdoHaV+cEASz4jEgup6wAFVyTAUlwWZsqAmrTK4ydEdG5Ug/EBFSs/72iB/8MuBJOSRtUgn3ZrVc7EX3oiHI31UJzYdlasgD7BY4V8RPIE7YfDum8egjbXPOgnwr1ZIVPibS/NgFmhsW87IczTCYIIASENkkLQeEAoAMuvEQzGW7KUwA7d/lumYuZv9rKa76ucrYU6xQ==

Puede verificar la autenticidad del documento en la siguiente dirección electrónica o escaneando el código QR ingresando la siguiente clave:



WG0z3j

<https://efirma.uaem.mx/noRepudio/5N6K08MR7VdMRFJno7zSaxXDeSYGZH7P>

Cuernavaca, Mor., 19 de noviembre de 2020

DRA. DULCE MARÍA ARIAS ATAIDE
DIRECTORA GENERAL DE SERVICIOS ESCOLARES
P R E S E N T E.

Por este conducto comunico a Usted, que he revisado el documento que presenta la Pasante de Biólogo: **América Andrea Escobar Padilla**, con el título del trabajo: **ACTIVIDAD INSECTICIDA DE DIVERSAS ESPECIES VEGETALES SOBRE GALLINA CIEGA *Phyllophaga spp.* (COLEOPTERA: MELOLONTHIDAE) EN LABORATORIO**. Quien optó por la Modalidad de Titulación: **Trabajo de Desarrollo Profesional por Etapas**, como lo marca el Reglamento de Titulación Profesional vigente de la Universidad Autónoma del Estado de Morelos.

En calidad de miembro de la comisión revisora, expreso la siguiente decisión:

VOTO A FAVOR: SI (**X**) NO(____)

ATENTAMENTE



M. EN C. MARÍA IDALIA CUEVAS SALGADO

Se expide el presente documento firmado electrónicamente de conformidad con el ACUERDO GENERAL PARA LA CONTINUIDAD DEL FUNCIONAMIENTO DE LA UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE MORELOS DURANTE LA EMERGENCIA SANITARIA PROVOCADA POR EL VIRUS SARS-COV2 (COVID-19) emitido el 27 de abril del 2020.

El presente documento cuenta con la firma electrónica UAEM del funcionario universitario competente, amparada por un certificado vigente a la fecha de su elaboración y es válido de conformidad con los LINEAMIENTOS EN MATERIA DE FIRMA ELECTRÓNICA PARA LA UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE ESTADO DE MORELOS emitidos el 13 de noviembre del 2019 mediante circular No. 32.

Sello electrónico

MARIA IDALIA CUEVAS SALGADO | Fecha:2020-11-19 20:12:33 | Firmante

LMgNLJ8cfNK/C5GIEbAooqyenA6gT13WNaFAXTA+NOgEB43yQ51Y9DJKi6yUx8CEzCnthd1Bo2OE n56NsSsPw+p42OS9sXh4CfSF28Ss133BIMmFQ/+2YFnXhk4MAJfaqcdnB
KakACwg0m/OW1cyfq1b/9fjzF+jPZFGGjT0kXWjyEWoMyy3Oupd1R6+5rzJ9raZ+We1tm45FvXNcoXgozLn7KniJ3BN+XuMJJ2k6KmVWNUSnQKI6N07KmiD0fmi9TpTbDhKv5VT
qlz58rKOJyAcFTiZorYKLIR4cUgbGPuGsyASxzAmiVF2CnZCrFzGbJMz6OzJq/blB43BBBeVh9Q==

Puede verificar la autenticidad del documento en la siguiente dirección electrónica o
escaneando el código QR ingresando la siguiente clave:



8b3Ne1

<https://efirma.uaem.mx/noRepudio/NUnjsTYQsilhYgcmAfd2LIgUaW9ju52n>

Cuernavaca, Mor., a 20 de noviembre de 2020

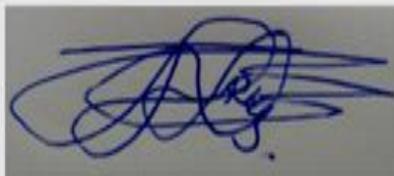
DRA. DULCE MARÍA ARIAS ATAIDE
DIRECTORA GENERAL DE SERVICIOS ESCOLARES
P R E S E N T E.

Por este conducto comunico a Usted, que he revisado el documento que presenta la Pasante de Biólogo: **América Andrea Escobar Padilla**, con el título del trabajo: **ACTIVIDAD INSECTICIDA DE DIVERSAS ESPECIES VEGETALES SOBRE GALLINA CIEGA *Phyllophaga* spp. (COLEOPTERA: MELOLONTHIDAE) EN LABORATORIO**. Quien optó por la Modalidad de Titulación: **Trabajo de Desarrollo Profesional por Etapas**, como lo marca el Reglamento de Titulación Profesional vigente de la Universidad Autónoma del Estado de Morelos.

En calidad de miembro de la comisión revisora, expreso la siguiente decisión:

VOTO A FAVOR: SI (X) NO (____)

A T E N T A M E N T E



DR. FRANCISCO JAVIER SOTELO RIVERA

Se expide el presente documento firmado electrónicamente de conformidad con el ACUERDO GENERAL PARA LA CONTINUIDAD DEL FUNCIONAMIENTO DE LA UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DEL ESTADO DE MORELOS DURANTE LA EMERGENCIA SANITARIA PROVOCADA POR EL VIRUS SARS-COV2 (COVID-19) emitido el 27 de abril del 2020.

El presente documento cuenta con la firma electrónica UAEM del funcionario universitario competente, amparada por un certificado vigente a la fecha de su elaboración y es válido de conformidad con los LINEAMIENTOS EN MATERIA DE FIRMA ELECTRÓNICA PARA LA UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE ESTADO DE MORELOS emitidos el 13 de noviembre del 2019 mediante circular No. 32.

Sello electrónico

FRANCISCO JAVIER SOTELO RIVERA | Fecha:2020-11-20 10:07:13 | Firmante

Wf6aNQm8ZoZT6wlaH+hGKLg7oizWcaThGUO2OPwdCE/v3nX8V8L/SPkCrf2htYvdi7V5VjeRhll/FHlHsy+6BKcc70gJCpyJHfUwMISZOXHuop361v73PnGSYcYdVaBid9IFf07EK
EmGBz8xaTwCr9lJXDSbDkcySJuEo5vNMwSjmaA6biE5iYYpOuPJANN3a1GJGTYZ9soW5hpf+GkVd9RrHPQq+mep5Ksv7Lxle61ny0YsOJDOo8M5FVllfwQbv8VRJf7Y9YHwPEn
EtEe0gAXpJJY0SdLJQ16EmcwaWU0VCECBbUJR+Y6RTjmifTb7O6unguYmh1++T0cwdkiBHA==

Puede verificar la autenticidad del documento en la siguiente dirección electrónica o
escaneando el código QR ingresando la siguiente clave:



2dRuvj

<https://efirma.uaem.mx/noRepudio/oRXWLhjuTVxrOBeFPzhwHGWUTygWr8Z>



La presente investigación de tesis, se desarrolló con apoyo financiero del Programa “Fortalecimiento de Cuerpos Académicos de la SEP” Convocatoria 2018. Particularmente en el Cuerpo Académico “Suelo-Planta: Productividad, Daños y sus Alternativas de Control” Con clave UAEMOR-CA-136, con el Proyecto “Manejo Integral del Cultivo de Amaranto con Abonos Orgánicos y el Control de Plagas y Enfermedades con Insumos Biológicos en Temoac, Morelos”

AGRADECIMIENTOS

“El amor por todas las criaturas vivientes es el más noble atributo del hombre”
-Charles Darwin-

Concluir con este proyecto es lo más grande que he logrado hasta este punto de mi vida.

Quiero agradecer en primero lugar a la M. en C. María Idalia Cuevas Salgado, pues ha sido una pieza fundamental en mi formación como bióloga. Hace aproximadamente seis años llegué de visita a su oficina con motivo de una firma para mi tarjeta de tutorías, y pasó a ser mi directora de tesis y me llena de orgullo. Le agradezco toda la ayuda que me ha brindado y su paciencia a lo largo de los años. Durante la realización de la tesis nos topamos con muchos obstáculos, pero siempre estuvo ahí, mostrando profesionalismo para sacar el proyecto adelante.

A mis sinodales, Dr. Rogelio Oliver Guadarrama, M. en C. María Eugenia Bahena Galindo, Biól. Andrea Elizabeth Granjeno Colín y M. en C. Francisco Javier Sotelo Rivera. Muchas gracias por su apoyo en la revisión de cada uno de mis escritos, sus consejos y puntualidad en cada uno de los seminarios.

Asimismo, a mis compañeros del servicio social y biólogos de laboratorio les agradezco su apoyo incondicional, pues parte de mi trabajo consistió en salir y coleccionar muestras y a pesar de las actividades que tenía cada uno, su apoyo siempre se hizo notar.

Por último, pero no menos importante, agradezco a mis padres Bernardo Escobar y Emelda Padilla, los pilares en mi vida. Sé que hicieron muchos sacrificios para brindarme la oportunidad de tener una mejor educación que ellos, y lo valoro mucho. La carrera universitaria fue la mejor experiencia que he tenido, me llevo tantos recuerdos, conocimientos y muchas ganas por seguir sobresaliendo.

Quise colocar esa frase tan cierta de Charles Darwin pues este proyecto cambio mi vida, muchos organismos me llegaban a causar temor (como en el caso de las mismas larvas de *Phyllophaga*) y no apreciaba su valor, pero entre más conoces sobre el mismo organismo, más te enamoras de él y de la función que desempeña en el medio. En pocas palabras, estudiar Biología cambio mi vida.

CONTENIDO

ÍNDICE DE CUADROS	ii
ÍNDICE DE FIGURAS	ii
RESUMEN	iii
I. INTRODUCCIÓN	1
1.1 Hipótesis	3
1.2 Objetivo general	3
1.3 Objetivos particulares	3
II. ANTECEDENTES	4
2.1 Importancia de la familia Melolonthidae	4
2.2 Taxonomía del género <i>Phyllophaga</i>	5
2.3 Importancia económica	6
2.4 Aspectos generales de <i>Phyllophaga</i> spp.	7
2.4.1 Huevo	7
2.4.2 Larva	9
2.4.3 Pupa	10
2.4.4 Adulto	11
2.4.5 Ciclo biológico	17
2.5 Métodos de control	19
2.5.1 Control químico	19
2.5.2 Control biológico	20
2.5.3 Control cultural	21
2.5.4 Control alternativo	21
III. MATERIAL Y MÉTODOS	25
3.1 Localización	25
3.2 Selección de tratamientos	25
3.3 Formulación y dosificación de tratamientos	25
3.4 Obtención de especímenes	27
3.5 Desarrollo experimental	28
3.6 Análisis estadístico	30
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	31
4.1 Conclusiones	35
4.2 Perspectivas	36
V. LITERATURA CITADA	37

ÍNDICE DE CUADROS

1. Prueba de Duncan / Análisis de las diferencias entre grupos con intervalo de confianza de 95.00 % _____	31
2. Ordenación y agrupamientos de los grupos significativamente diferentes _____	31

ÍNDICE DE FIGURAS

1. <i>Phyllophaga</i> sp. en raíz de girasol _____	6
2. Huevos de <i>Phyllophaga obsoleta</i> _____	8
3. Huevos de <i>Phyllophaga</i> sp. _____	8
4. Larvas de <i>Phyllophaga</i> sp. _____	9
5. Cámara pupal de <i>Phyllophaga capillata</i> _____	10
6. Pupa de <i>Phyllophaga obsoleta</i> _____	11
7. Adulto de <i>Phyllophaga rubella</i> _____	13
8. <i>Phyllophaga lalanza</i> _____	13
9. <i>Phyllophaga ravida</i> _____	14
10. <i>Phyllophaga brevidens</i> _____	14
11. <i>Phyllophaga gonzalffteri</i> _____	15
12. <i>Phyllophaga balsana</i> _____	15
13. <i>Phyllophaga martincampoi</i> _____	16
14. <i>Phyllophaga acatlanensis</i> _____	16
15. <i>Phyllophaga violetae</i> _____	17
16. Ciclo biológico de <i>Phyllophaga</i> spp. _____	19
17. Picado de las especies vegetales _____	26
18. Preparación de la infusión _____	26
19. Aplicación de tratamientos _____	27
20. Colecta de gallina ciega _____	28
21. Unidades experimentales _____	29
22. Porcentaje de mortalidad de <i>Phyllophaga</i> spp. por efecto de los tratamientos _____	32
23. Zanahoria con evidencia de haber sido comida por <i>Phyllophaga</i> sp. en el tratamiento con tabaco _____	33

RESUMEN

En México, la actividad de gallina ciega en suelo se relaciona generalmente con daños a las raíces de diversas plantas cultivadas, sobre todo en aquellas de importancia económica. En maíz por ejemplo, las pérdidas oscilan entre el 32 y 46%, en fresa pueden llegar hasta el 94% y amaranto 31.9%. Su control actual se enfoca en la utilización de productos químicos sintéticos dirigidos al suelo. Su uso y abuso contaminan el suelo y mantos freáticos, además de alterar el equilibrio de la entomofauna benéfica e incrementar substancialmente los costos de producción. Ante la problemática, es necesario desarrollar alternativas de control más económicas y con menor impacto ecológico. Por ello, en la presente investigación se proponen y evaluaron las infusiones botánicas para el control de *Phyllophaga* spp. de tabaco (*Nicotiana tabacum* L.), higuierilla (*Ricinus communis* L.), ajo (*Allium sativum* L.), venenillo (*Asclepias curassavica* L) y epazote (*Dysphania ambrosioides* L.). El experimento se desarrolló bajo condiciones controladas ($27 \pm 2^{\circ}\text{C}$ y humedad relativa de $70 \pm 5\%$). Para elaborar las infusiones se emplearon 15 g de planta en 200 ml de agua previamente calentada a 90°C , aplicando 30 ml en cada repetición. Se utilizó un diseño estadístico completamente al azar con cuatro repeticiones. La unidad experimental consistió de un recipiente plástico de 250 ml lleno de suelo en sus $\frac{3}{4}$ partes, conteniendo en su interior una larva de *Phyllophaga* sp. y en el centro una zanahoria. Para evaluar los tratamientos se realizaron cinco aplicaciones, una al inicio del experimento y las restantes cada 72 horas. En los resultados, el análisis de varianza y la prueba de Duncan indicaron la ausencia de diferencias significativas entre tratamientos; es decir, que todos los tratamientos fueron estadísticamente iguales. No obstante, se observó un ligero efecto en tres tratamientos: ajo, epazote y tabaco, cuyas infusiones ocasionaron 25% de mortalidad en comparación al resto de tratamientos, incluyendo el testigo que fue de 0%. No se registró efecto antialimentario o repelente, ya que las infusiones no evitaron que las larvas se alimentaran de las zanahorias proporcionadas como alimento.

I. INTRODUCCIÓN

El complejo gallina ciega corresponde a diversas larvas de escarabajos del suelo incluidos en la familia Melolonthidae (Morón *et al.*, 1997). Estas forman parte de la macrofauna edáfica, y se les asocia comúnmente con la agricultura por sus efectos negativos en los cultivos (Morón, 2003; Pérez *et al.*, 2008). La actividad de gallina ciega en el suelo, se relaciona generalmente con daños a las raíces de diversas plantas cultivadas, sobre todo en aquellas de importancia económica (Morón 2003; Castro *et al.*, 2006; Aragón *et al.*, 2008).

En México estos daños son atribuidos principalmente a especies del género *Phyllophaga*, de las que al menos 20 de ellas son responsables de daños de intensidad variable en cerca de 18 cultivos básicos, industriales o de exportación, y con frecuencia se carece de una identificación precisa de la especie a la que pertenecen sus larvas. En general el daño que provocan dependiendo el cultivo puede oscilar entre un 60 y 90% (Morón 2003; López *et al.*, 2010).

Entre los cultivos afectados se encuentran gramíneas, solanáceas, cucurbitáceas, frutales, pastos, plantas ornamentales y muchas malezas, entre otras (Morón, 1986; Hidalgo, 2001; Kim *et al.*, 2008; Ruiz *et al.*, 2013). El género *Phyllophaga* es muy común, con amplia distribución desde el sur de los Estados Unidos hasta Colombia y Venezuela. En México, se localiza en los estados de Chiapas, Guerrero, Hidalgo, Jalisco, México, Michoacán, Morelos, Nayarit, Oaxaca, Puebla, Sinaloa y Veracruz (Ruiz *et al.*, 2013).

Con relación al daño que provocan es muy variable dependiendo del cultivo afectado y sus antecedentes de control; por ejemplo en maíz las pérdidas que ocasionan oscilan entre el 32 y 46% (Polanco, 2008; Cueva, 2014), en fresa puede llegar hasta el 94% (Aragón *et al.*, 2018), amaranto 31.9% (Aragón *et al.*, 2009) y en caña de azúcar las pérdidas en rendimiento alcanzan hasta 31 toneladas por hectárea, aparte de la reducción en rendimiento de azúcar (Morón y Rodríguez, 2010).

Actualmente, el control de gallina ciega está enfocado principalmente a la utilización del control químico, en el que se emplean insecticidas sintéticos al suelo como el carbofuran y fosforoditioato, productos prohibidos por su alta toxicidad y residualidad (Albert, 1988; Solís *et al.*, 1999; Ruiz *et al.*, 2012), o el terbufos (Reyes, 2018), bifentrina y diazinón, elegibles entre una amplia gama de ingredientes activos eficaces (AGROPRODUCTORES, 2018). No obstante, el uso y abuso de estos productos contaminan el suelo y mantos freáticos, además de alterar el equilibrio de la entomofauna benéfica e incrementar substancialmente los costos de producción (Sánchez y Camazano, 1984); ante ello, es necesario desarrollar alternativas de control más económicas y con menor impacto ecológico. Por lo expuesto, en la actual investigación se proponen y evalúan diferentes infusiones botánicas para el control de *Phyllophaga* spp.

1.1 Hipótesis

El uso de infusiones botánicas, es una alternativa de control para reducir las poblaciones de *Phyllophaga* spp.

1.2 Objetivo general

Establecer bajo condiciones de laboratorio, el efecto de cinco especies vegetales en la sobrevivencia de *Phyllophaga* spp.

1.3 Objetivos particulares

- a). Evaluar el efecto de *Nicotiana tabacum* L., *Ricinus communis* L., *Allium sativum* L., *Asclepias curassavica* L. y *Dysphania ambrosioides* L. en larvas de 2^{do} instar de *Phyllophaga* spp.

- b). Determinar de los tratamientos más destacados, su probable efecto insecticida, antialimentario o repelente.

II. ANTECEDENTES

2.1 Importancia de la familia Melolonthidae

Las gallinas ciegas están ubicadas en dos familias: Melolonthidae y Scarabaeidae. Los Melolonthidae en el cual se incluye el género *Phyllophaga* están presentes en todos los hábitats continentales, insulares y algunos lénticos, excepto ambientes con hielos perennes. Los adultos se alimentan con hojas, flores, tallos, frutos, polen, néctar, savia, corteza y detritus vegetal, rara vez depredan adultos o inmaduros de coleópteros, homópteros o formícidos. Las larvas consumen raíces, humus o xilema. Varias especies se asocian con nidos de termitas, hormigas y con madrigueras de roedores (Morón, 1983; Díaz, 2002; Morón, 2014).

Hasta principios de 2012 se contaba con registros para 1,179 especies en todas las entidades federativas de México. Esta cifra corresponde al 6% de las especies de Melolonthidae citadas en el mundo, incluidas en las subfamilias Melolonthinae, Rutelinae, Dynastinae, Cetoniinae y Trichiinae (Morón *et al.*, 1997). El 57.6% del total de especies con distribución estatal restringida corresponde a la subfamilia Melolonthinae, donde se ubican los dos géneros con mayores especies del país, *Phyllophaga* (más de 370 especies) y *Diplotaxis* (más de 170), cuyos principales centros de diversificación se hipotetizan en las montañas del noroeste y el sureste de México (Morón, 1986).

Finalmente, tomando en cuenta los esfuerzos de colecta, la diversidad registrada y la heterogeneidad ambiental del territorio, es probable que existan más de 250 especies de Melolonthidae por descubrir, sobre todo de los géneros *Phyllophaga*, *Diplotaxis* y *Paranomala*, especialmente en las Sierras Madre Occidental y del Sur, en las montañas de Zacatecas, Tamaulipas y Nuevo León (Morón *et al.*, 2014).

2.2 Taxonomía del género *Phyllophaga*

De acuerdo con Morón *et al.* (2014) e ITIS (2019), la clasificación del complejo gallina ciega perteneciente al género *Phyllophaga* (Melolonthidae) es la siguiente.

Reino: Animalia

Subreino: Bilateria

Infrareino: Protostomia

Superphylum: Ecdysozoma

Phylum: Arthropoda

Subphylum: Hexapoda

Clase: Insecta

Subclase: Pterygota

Infraclase: Neoptera

Superorden: Holometabola

Orden: Coleoptera

Suborden: Polyphaga

Infraorden: Scarabeiformia

Superfamilia: Scarabaeoidea

Familia: Melolonthidae y Scarabaeidae

Subfamilia: Melolonthinae

Tribu: Melolonthini

Género: *Phyllophaga* Harris, 1827

Especies: Actualmente se han descrito 268 especies (no obstante Morón (1986) reporta 370), siendo las más comunes para el estado de Morelos (Rodríguez del Bosque y Morón, 2011):

Phyllophaga obsoleta (Blanchard, 1851)

Phyllophaga brevidens (Bates, 1888)

Phyllophaga vetula (Horn, 1887)

Phyllophaga setifera (Burmeister, 1855)

Phyllophaga pruinosa (Blanchard, 1851)

Phyllophaga lenis (Horn, 1887)

Phyllophaga ravidia (Blanchard, 1851)

Phyllophaga fulviventris (Moser, 1918)

Phyllophaga ilhuicaminai (Morón, 1998)

2.3 Importancia económica

La gallina ciega es considerada la plaga del suelo de mayor impacto económico en Latinoamérica, esto debido a que ha sido reportada en más de 40 cultivos alimenticios, causando desde amarillamiento de las plantas hasta la pérdida total del cultivo (Arguello *et al.*, 1999). Algunos de los cultivos más afectados incluye el maíz, sorgo, arroz, frijol, amaranto, camote, café, solanáceas, cucurbitáceas, frutales, pastos y plantas ornamentales entre muchas otras (King y Saunders, 1984; Morón, 1986; Marín y Muñís, 2008; Ruiz *et al.*, 2013).

Como fue señalado anteriormente, las larvas al alimentarse de las raíces provocan amarillamiento en la planta, pero además las debilitan causando su pobre desarrollo. Aunado a ello, suelen presentar síntomas de deficiencia de agua y nutrimentos, son susceptibles al acame, bajan su rendimiento y pueden morir (Fig.1). Por lo general los ataques de la plaga son realizados en manchones y consiguen eliminar una siembra o parte de ella (King y Saunders, 1979; Ruiz *et al.*, 2013).



Figura 1. *Phyllophaga* sp. en raíz de girasol (Peairs, 2018).

2.4 Aspectos generales de *Phyllophaga* spp.

Los insectos pertenecientes al complejo gallina ciega son comúnmente conocidos en México, en su estado adulto, como mayates, escarabajos sanjuaneros, escarabajos de mayo o escarabajos de junio. En su etapa de larva se les denomina gusanos blancos o nixticuiles siendo, como se ha señalado, el género *Phyllophaga* el más importante y de mayor distribución (Morón, 1986).

Los ciclos de vida de *Phyllophaga* tienen cierta variación, ya que algunas especies completan su crecimiento en un año, en tanto que otras requieren hasta cuatro años. No obstante, el ciclo de vida común de la especie más destructiva y abundante de estos escarabajos se completa en un período de tres años (Selman, 2011; Ruiz *et al.*, 2013). Por tanto, de manera general se detalla a continuación sus diferentes estados de desarrollo.

2.4.1 Huevo

Son inicialmente elongados y posteriormente esféricos, normalmente los ponen de manera individual en suelos húmedos, a pocos centímetros de profundidad (entre 2 y 10 cm) cerca de las raíces incubando en aproximadamente 10 a 15 días (Ruiz *et al.*, 2013). Recién depositados son de color blanco opaco (de 1.5 a 3 mm); después de siete días los huevos fértiles son ovalados o esféricos y se tornan de color blanco traslúcido, casi perlados (Fig. 2,3) (Polanco, 2008; Coto, 2000).



Figura 2. Huevos de *Phyllophaga obsoleta* (FHA, 2008).



Figura 3. Huevos de *Phyllophaga* sp. (Girón, 2008).

2.4.2 Larva

Son de tipo escarabeiforme con tendencia a enrollarse, todas las etapas larvales viven en el suelo, son blancas o cremosas semitransparentes (gordas, carnosas y arrugadas). La porción trasera del abdomen es un poco más grande y levemente oscura, con la cabeza esclerosada café o rojiza, mandíbulas fuertes y patas torácicas bien desarrolladas (a menudo velludas) (Figura 4). Longitud de 5 a 7 cm de acuerdo a la especie. Pasan por tres estadios: los dos primeros comen materia orgánica, tierra y raíces fibrosas de plantas vivas por unas 4 a 6 semanas; el tercer estadio se alimenta vorazmente de las raíces (estrictamente rizófagas) por 5-8 semanas o más (Kim *et al.*, 2008).



Figura 4. Larvas de *Phyllophaga* sp. (USDA, 2018).

Al terminar su período de alimentación, forma una celda en el suelo donde descansa inactiva por 15 a 21 días hasta que pupa en enero o febrero. Los ataques de la plaga normalmente son esporádicos, localizados y difíciles de predecir (Kin y Saunders, 1984; Coto, 2000). En esta fase de desarrollos se ha observado que algunas especies se comportan como individuos territoriales y agresivos y, aunque no se ha reportado canibalismo, con sus potentes mandíbulas atacan a sus congéneres si se encuentran muy próximos. Sin embargo, esto no impide las altas concentraciones de larvas en la zona radicular (Coca, 2009).

2.4.3 Pupa

Son exaratas (descubiertas), están protegidas con una cámara pupal elaborada con tierra y excretas, construida mediante la compactación que la larva hace con movimientos circulares (Fig.5,6); se localiza en profundidades entre 70 cm y un metro donde permanece hasta la llegada de las lluvias (Rivera, 2014). La pupa tiene una duración de 40 y 60 días (King, 1984) y es de color marrón amarillenta de 18 mm de largo (Subirós, 1995).



Figura 5. Cámara pupal de *Phyllophaga capillata* (Martins, 2007).



Figura 6. Pupa de *Phyllophaga obsoleta* (Cano, 2006).

2.4.4 Adulto

Los adultos son escarabajos de color café que varía de amarillento a rojizo y oscuro a grisáceo y verde iridiscente; cubiertos de pelos blancos, finos y cortos sobre los élitros. Miden de 1 a 3 cm según la especie. La forma del cuerpo en las especies de *Phyllophaga* varía en proporciones de un contorno ovalado-alargado, algunos con perfiles más robustos y redondeados que otros. Las superficies dorsales presentan un grado variable de convexidad, con abdomen robusto y convexo (Morón, 1986; Tadeo, 2007; Ruiz *et al.*, 2013).

Existen ciertas variantes en el género que permiten hacer las clasificaciones en subgéneros y grupos de especies; parámetros importantes incluyen color, forma de las antenas, forma de la tibia, tarso y pelos del cuerpo. Aún más importante es el aedeago o aedeagus, órgano copulador intromitente de los insectos machos a través del cual secretan el esperma desde los testículos durante la cópula (Gaylor y Frankie, 1979; Morón, 1986; Ruiz *et al.*, 2013).

La cabeza corresponde al tipo prognato (partes bucales prominentes), aunque funcionalmente se puede situar entre esta posición y la hipognata (cabeza vertical con las piezas bucales dirigidas ventralmente) (Morón, 1986). Tiene un par de ojos compuestos con apéndices masticadores fuertes y compactos (Morón, 2004). Las antenas de *Phyllophaga* son lameladas y pueden estar constituidas por ocho o nueve artejos, aunque pueden variar entre especies, sexos y aún entre poblaciones de una misma especie (Morón, 1986; Tadeo, 2007).

El tórax representa cerca de la mitad del volumen corporal en las especies de *Phyllophaga*. Su abdomen consta de ocho segmentos evidentes, la unión de los bordes laterales de los esternitos con los terguitos forma un saco membranoso llamado "área pleural del abdomen" en donde se encuentran algunos de los estigmas respiratorios (Morón, 1986). El primer par de alas es endurecido (élitros), forma un estuche protector para las alas membranosas y las partes blandas del dorso del abdomen evitando su desecación (Morón, 2004). Las alas metatorácicas son siempre membranosas, de color amarillento translúcido o sencillamente hialinas y por lo general muestran buen desarrollo en las venas (Morón, 2004; Tadeo, 2007).

Las patas están formadas por un trocántin oculto, coxas alargadas, fémur robusto y tan largo como la coxa; las tibias bastante aplanadas, poco más largas que el fémur, a veces con procesos dentiformes. Los cuatro primeros tarsómeros en general son semejantes en forma y tamaño. El quinto tarsómero o distal, generalmente es más largo que los precedentes, puede presentar desde unas cuantas sedas cortas esparcidas hasta densos cojinetes setíferos. Las uñas exhiben toda una gama de formas y estructuras que varían de un género a otro e incluso entre especies del mismo género (Fig. 7,8,9-15) (Morón, 1986; Morón 2004; Tadeo, 2007).



Figura 7. Adulto de *Phyllophaga rubella* (Ramírez, 2014).



Figura 8. *Phyllophaga lalanza* (Rodríguez, 2017).



Figura 9. *Phyllophaga ravida* (Rodríguez, 2017).



Figura 10. *Phyllophaga brevidens* (Rodríguez, 2017).



Figura 11. *Phyllophaga gonzalffteri* (Morón, 2012).



Figura 12. *Phyllophaga balsana* (Morón y García, 2012).



Figura 13. *Phyllophaga martincampoi* (Morón y García, 2012).



Figura 14. *Phyllophaga acatlanensis* (Morón y García, 2012).



Figura 15. *Phyllophaga violetae* (Morón y García, 2012).

2.4.5 Ciclo biológico

De manera general, el ciclo biológico inicia con los adultos que se aparean por la noche y al amanecer, normalmente durante el final de la primavera o principios del verano. Posteriormente, las hembras regresan a la tierra húmeda para depositar de 15 a 20 huevecillos, usualmente a la sombra de las plantas huésped o en zonas con alta concentración de materia orgánica a una profundidad de 10 a 20 cm. Dos a seis semanas después eclosionan dando lugar a larvas de primer estadio, las cuales se alimentan activamente con raíces finas, tallos subterráneos blandos, bulbos o materia orgánica durante un periodo que varía entre 20 y 60 días, hasta aumentar de 10 a 15 veces su peso inicial antes de la ecdisis (desprendimiento del exoesqueleto) para el segundo estadio, donde incrementan de cinco a siete veces su biomasa en el transcurso de 30 a 60 días (Selman, 2011; Ruiz *et al.*, 2013).

La ecdisis para el tercer estadio larval ocurre entre agosto y octubre, originando la fase más longeva y voraz de estas especies, que en las zonas tropicales o subtropicales se alimenta durante cuatro a ocho meses, y en zonas templadas y frías siete a 14 meses, hasta aumentar de seis a ocho veces su peso antes de iniciar la etapa de prepupa. En las zonas frías o extremosas las larvas de tercer estadio cesan de alimentarse y se inactivan durante parte del otoño e invierno, profundizándose hasta 30 y 40 cm en el suelo para protegerse de las bajas temperaturas y la resequedad (Polanco, 2008).

A finales de otoño o durante la primavera, la larva de tercer estadio delimita una celda o cámara ovoide, compactando con sus excrementos las partículas de suelo que le rodean a una profundidad de 15-20 cm, en la cual expulsa todo el contenido del aparato digestivo y se inmoviliza como prepupa durante una o dos semanas, antes de la ecdisis que da origen a la pupa exarata (apéndices separados del cuerpo). Esta etapa transcurre de 30 a 45 días en el otoño o la primavera para dar origen al imago, el cual permanece dentro de la celda en tanto madura su aparato reproductor y se incrementan la humedad edáfica y temperatura ambiental para realizar sus primeras actividades en el exterior. Bajo condiciones naturales, la longevidad de los adultos varía entre ocho y 30 días, aún cuando las hembras de algunas especies pueden sobrevivir más de dos meses (Fig. 16) (Polanco, 2008; Selman, 2011; Ruiz *et al.*, 2013).

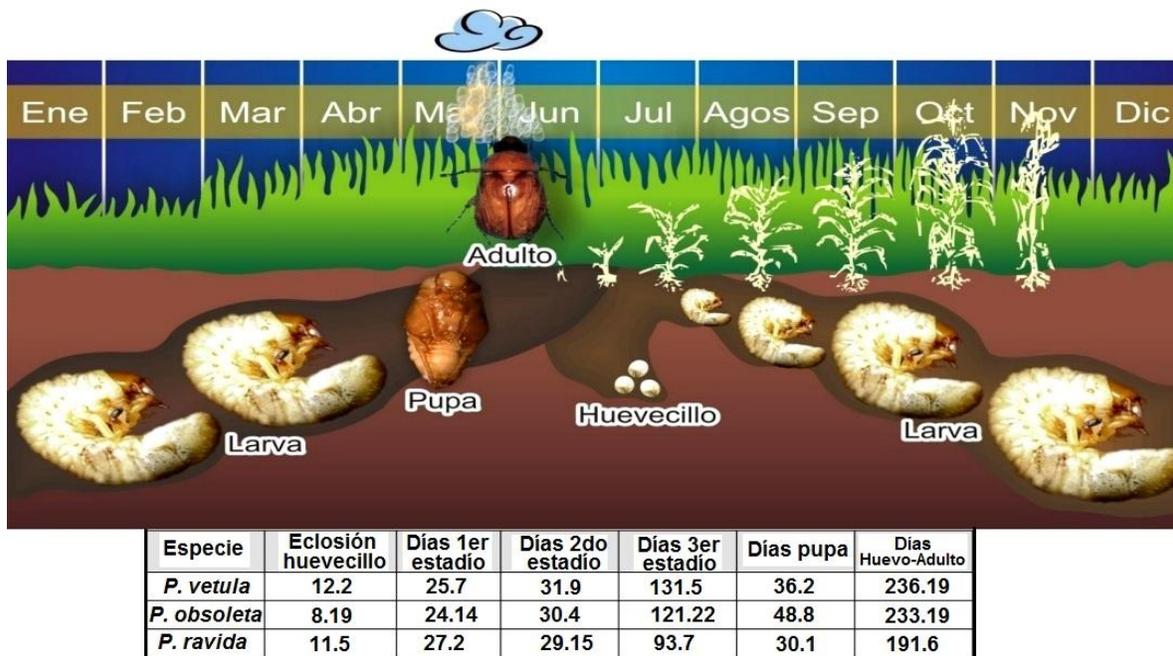


Figura 16. Ciclo biológico de *Phyllophaga* spp. (Selman, 2011).

2.5 Métodos de control

Con respecto al control de gallina ciega se torna un tanto difícil su ejecución, esto debido fundamentalmente al hábito subterráneo en su etapa larvaria, por tanto, al no ser observable los estados inmaduros de la plaga, los daños aparecen en las plantas cuando ya están avanzados. Aunado a ello, los síntomas del daño pueden confundirse con deficiencias nutricionales, falta de agua y daños ocasionados por otras plagas y enfermedades, por lo que su combate se confunde o se retarda (Olmedo, 2016).

2.5.1 Control químico

Esta estrategia es la más utilizada por su menor costo y efectividad con respecto a otras alternativas como el control biológico. Básicamente consiste en controlar a los adultos al final de abril y en el mes de mayo (Mena y Valle, 2010), o bien al inicio de las lluvias (Olmedo, 2016). Ello se efectúa haciendo aplicaciones de insecticidas de contacto (piretroides por ejemplo). Estas se deben hacer al anochecer dirigidas a los sitios donde se concentran los adultos, previniendo de esta manera su reproducción; aunque también existe la opción de recurrir al uso

de trampas de luz (control etológico), encendiéndolas entre 8 y 10 de la noche (Olmedo, 2016; Mena y Valle, 2010).

Para el control de larvas, que son las responsables del daño, es importante que el suelo esté húmedo; de no ser así, es necesario dar un riego ligero después de aplicado el producto para que baje o escurra hasta donde se encuentran las larvas de gallina ciega. Algunos de los insecticidas utilizados para su control son el triclorfón, que es de acción rápida pero de corta residualidad, o el imidacloprid es de acción más lenta (tarda de 2 a 3 semanas en actuar), pero tiene una persistencia mucho mayor (actividad por 2 a 6 meses en el suelo). También se puede optar por insecticidas citados previamente como el terbufos, bifentrina o diazinón, por citar algunos. Lo ideal es aplicar cuando se tienen las larvas de primer instar, las cuales son más susceptibles al insecticida y se encuentran más cerca de la superficie del suelo (Hodgson, 2007; AGROPRODUCTORES, 2018; Reyes, 2018; Mena y Valle, 2010).

2.5.2 Control biológico

Hasta el momento aún siguen en experimentación diversas especies de organismos para el control de *Phyllophaga* spp., siendo algunos de ellos altamente prometedores. Por ejemplo existen varias especies de avispa del género *Tiphia* (Hymenoptera: Tiphidae) como *Tiphia popilliavora* y *Tiphia vernalis* que parasitan larvas de gallina ciega (Rogers y Potter, 2004).

Actualmente se conocen tres especies de bacterias: *Bacillus thuringiensis*, *Bacillus sphericus* y *Penibacillus popilliae* con actividad de control sobre insectos de los ordenes Diptera, Ortoptera, Hymenoptera y Coleoptera. (Badii y Abreu, 2006). Diversas cepas de *P. popilliae* han sido reportadas infestando a más de 70 especies de larvas de gallina ciega (Ibarra, 2007). En Costa Rica fue encontrado un complejo de bacterias nativas identificadas como *Bacillus cerus* y *Erwinia* spp., en campo se obtuvo 100% de mortalidad en huevos y los tres instares larvales de *Phyllophaga menetriesi* y *P. obsoleta* (Vargas y Abarca, 1991). También se han reportado hongos entomopatógenos sobre larvas del género *Phyllophaga* como *B. bassiana* y *M. anisopliae*, *B. bassiana* ocasionó 24% de mortalidad y *M. anisopliae*

entre 82 y 97% en larvas de segundo y tercer instar respectivamente (Poprawski y Yule, 1991; Flores *et al.*, 2002; Mena y Valle, 2010).

2.5.3 Control cultural

Este control es útil y de gran ayuda para reducir las poblaciones de *Phyllophaga* spp.; sin embargo, es necesario realizarlo adecuadamente para obtener todos sus beneficios. El barbecho profundo y rastreo del suelo es clave, ya que permiten exponer las larvas y pupas de gallina ciega a los rayos solares o a la depredación, principalmente por aves. Se recomienda realizar estas prácticas inmediatamente después de la cosecha del cultivo o en otoño, ya que es el momento en que las larvas se encuentran superficialmente en el suelo. Por otro lado, enriquecer el suelo con materia orgánica permite que se genere una mayor biodiversidad de microorganismos, donde puedan proliferar depredadores de esta plaga (AGROWARE, 2017; INTAGRI, 2017; Mena y Valle, 2010).

2.5.4 Control alternativo

Los estudios con respecto a la utilización de bioinsecticidas, específicamente al uso de infusiones o extractos botánicos para el control de *Phyllophaga* spp. son relativamente escasos, no obstante, a continuación se detallan algunos de los más destacados que hacen referencia a esta plaga.

Altamirano (2004) en su investigación, evaluó contra *Phyllophaga obsoleta* en cultivo de repollo la torta de Nim (cinco aplicaciones), ajo y chile (cinco aplicaciones), el insecticida terbufos (cuatro aplicaciones) y los hongos *Beauveria bassiana* y *Metharrizium anisopliae* (siete aplicaciones), contando con un testigo absoluto. Con respecto al ajo y chile, señala que la primera aplicación la efectuó al momento del trasplante sumergiendo las raíces de las plantas en la solución. Las siguientes aplicaciones las realizó con intervalo de 10 días utilizando una bomba de 20 L, dirigiendo con la espada de la bomba la solución al pie del surco y la planta. El tratamiento es una solución acuosa que se preparó moliendo 1 libra (453.5 g) de chile rojo y 8 cabezas de ajo, se maceraron y dejaron reposar en un litro de agua por 24 horas. Posteriormente se coló y diluyó en una bomba de 20 L, calculando que la dosis era suficiente para un área de 730 metros cuadrados.

En sus resultados señala que el promedio de larvas por tratamiento fue de: testigo 11.93, torta de Nim 9.37, ajo más chile 8.78, terbufos 6.36 y *B. bassiana* más *M. anisopliae* 6.51. Dentro de sus conclusiones menciona que se encontraron diferencias significativas sobre la cantidad de larvas entre tratamientos. Las mayores poblaciones se presentaron en el testigo seguido de torta de Nim. El tratamiento químico y biológico con hongos entomopatógenos tuvieron las menores poblaciones de larvas de *Phyllophaga* sp. durante el desarrollo del cultivo; sin embargo, indica que el control botánico de ajo y chile y el biológico con hongos, lograron los mayores beneficios netos a pesar del número de aplicaciones realizadas.

Andrago y Castro (2012) mencionan, aunque no en una investigación científica, que el ajo (*Allium sativum*) contiene sustancias bactericidas, fungicidas e insecticidas que controla un amplio rango de plagas en la agricultura. Indican que el ajo se aplica al momento de la siembra o a las plántulas después del trasplante, asegurando que su preparación posee la ventaja de ser absorbido por las plantas logrando incorporarse a la savia de estas, repeliendo con eficiencia a los insectos; particularmente gallina ciega, gusano alambre, gusano cuerudo, hormigas, pájaros y previene el daño causado por hongos que causan el mal del talluelo.

La metodología que sugiere para su preparación consiste en moler o machacar 2 lb de ajo (907.1 g), depositarlo en un tonel de 20 L con 10 L de agua y tapar, dejándolo reposar por 12 a 24 horas; posteriormente se rellena para completar los 20 L y se cuele. Para tratar semillas se rocían con el preparado sin diluir y se dejan secar para posteriormente sembrarlas. En aplicaciones al suelo se debe diluir utilizando 2 L por cada 20 L de agua. Para plantas recién trasplantadas se aplica al pie de las mismas en cantidades de 20 a 25 ml por planta. Finalmente, proponen aplicar a la siembra dos a tres veces cada ocho días si hay daño por las plagas citadas y como preventivo, una vez cada ocho días.

En otro estudio, Madrigal (2012) colectó *Phyllophaga obsoleta* del campo para inocular 65 vasos con sustrato a 10 cm de profundidad, en los cuales se sembró maíz como planta indicadora de severidad y número de gallinas ciegas vivas

(muertas). Evaluó extractos de epazote (*Chenopodium ambrosioides* L.), leche de sapo (*Euphorbia cotinifolia* L.), higuera (*Ricinus communis* L.), reina de la noche (*Brugmansia suaveolens* Humb.) y madero negro (*Gliricida sepium* Jacq.) (100 ml/L de agua); así como los microorganismos *Metarhizium* sp. y *Beauveria* sp. (20 g/L de agua), ambos a razón de 30cc de tratamiento inyectado al suelo por vaso a una profundidad de 4 cm en forma bisemanal. La recolección de datos se realizó cuando se estimó que las plantas a nivel de follaje estaban más deterioradas (principalmente el testigo).

En sus resultados indica que los tratamientos testigo (severidad 8.9), higuera (8.3) y reina de la noche (8.1) comparten el grado de severidad más altos, lo que indica que al aplicar los tratamientos no se ejerció ningún efecto sobre *P. Obsoleta* a nivel de daño de la raíz. En contraste el resto de tratamientos ejercieron una acción significativa en el control de gallina ciega destacando: epazote (1.2) y leche de sapo (1.7), le siguieron *Metarhizium* sp. (2.1), *Beauveria* sp. (2.3) y madero negro (2.4).

En cuanto al número de larvas vivas, el análisis estadístico evidenció igualdad estadística de todos los tratamientos, así como la diferencia de todos ellos con respecto al testigo. No obstante, el autor señala que la evaluación del número de individuos vivos no se considera relevante en la investigación, debido a que es difícil detallar el nivel de desarrollo de los estados larvales, problemas de estrés y fases terminales de los estadios larvales (L3) de los sujetos a evaluar. Pese a ello, agrega que el extracto con mayor mortalidad fue el epazote, indicativo de su efecto insecticida, agregando que el tratamiento leche de sapo mostró un probable efecto repelente, ya que las larvas se ubicaban en la parte más baja del vaso.

Finalmente algunas otras citas, aunque no son trabajos de investigación, dan cuenta de algunos productos efectivos para control de gallina ciega. Sánchez (2010) recomienda el asperjado de extracto de Neem para reducir poblaciones de la plaga, teniendo por efecto el envenenamiento de larvas y adultos. Por otra parte, Gómez y Vásquez (2011) sugieren el preparado jabonoso de chichicaste

(*Chichicaste grandis* Standl.), ajo (*Allium sativum* L.), tabaco (*Nicotiana tabacum* L.) y cal.

Para su preparación se pela y machaca una cabeza de ajo, un puro de tabaco y 250 g de chichicaste. Posteriormente, en 4 L de agua se disuelven 50 g de cal 14 onzas de jabón amarillo (396.8 g) y 50 ml de alcohol (90⁰), agregando a continuación el ajo, tabaco y chichicaste. Para su utilización recomienda mezclar medio litro de la solución jabonosa con 17.5 L de agua, aplicando la mezcla directamente al suelo cinco días antes de la siembra.

En último lugar, Munro (2014) recomienda el ajo (*A. sativum*) para controlar *Phyllophaga* spp., que además es una alternativa natural contra plagas de ácaros, babosas, minadores, chupadores, barrenadores, masticadores, áfidos, pulgones, bacterias, hongos y nemátodos. Agrega que se puede utilizar de varias maneras: en extracto, purines y maceración. En general para su preparación se pelan los ajos y se cortan en trozos pequeños, se vierten en 1 L de agua y se guarda en una botella. Otra opción es colocar varios dientes de ajo en una olla con 5 L de agua y dejar reposar un día, posteriormente llevar a fuego lento por 15 minutos, dejar enfriar y aplicar a hojas o suelo.

III. MATERIAL Y MÉTODOS

3.1 Localización

El experimento se desarrolló bajo condiciones controladas ($27 \pm 2^{\circ}\text{C}$ y humedad relativa de $70 \pm 5\%$.) (Palacios *et al.*, 2009), en el Laboratorio de Entomología del Centro de Investigaciones Biológicas (CIB) de la Universidad Autónoma del Estado de Morelos (UAEM).

3.2 Selección de tratamientos

Como se indicó en los objetivos, las especies vegetales evaluadas fueron: tabaco (*Nicotiana tabacum* L.) (Solanaceae) en seco granulado, higuera (*Ricinus communis* L.) (Euphorbiaceae) tallos, hojas y semillas en fresco, ajo (*Allium sativum* L.) (Allioideae) bulbo en fresco, venenillo (*Asclepias curassavica* L.) (Apocynaceae) tallo y hojas en fresco y epazote (*Dysphania ambrosioides* L.) (Amaranthaceae) hojas y tallo en fresco. La elección de estas plantas se fundamentó en reportes de autores que les confieren propiedades insecticidas para gallina ciega, así como para otras plagas insectiles (Altamirano, 2004; Gómez y Vásquez, 2011; Andrago y Castro, 2012; Madrigal, 2012; Sánchez, 2015).

3.3 Formulación y dosificación de tratamientos

Para elaborar las infusiones se emplearon 15 g de cada planta utilizando la siguiente metodología. El producto pesado se picó (Fig. 17) y colocó en 200 ml de agua previamente calentada a 90°C , dejándolo reposar por 24 horas en un recipiente de cristal tapado (Fig. 18), Posteriormente, se coló y aplicó inmediatamente en el experimento (Altamirano, 2004; Madrigal, 2012). Cabe destacar que con ayuda de pipetas graduadas se midieron 30 ml de las diversas infusiones y se agregaron sobre cada repetición, tratando de mojar homogéneamente tanto el sustrato como la zanahoria (Fig. 19).



Figura 17. Picado de las especies vegetales.



Figura 18. Preparación de la infusión.



Figura 19. Aplicación de tratamientos.

3.4 Obtención de especímenes

Para obtener las larvas de *Phyllophaga* spp. (instar 2) se recurrió a cultivos de maíz, en donde se escarbaba cuidadosamente al pie de cada planta a una profundidad aproximada de 30 cm para exponer los organismos (Fig. 20). Estos se tomaban con pinzas de disección y colocaban en recipientes con suelo del mismo lugar para ser transportados. Ya en laboratorio, los especímenes fueron seleccionados tratando de elegir aquellos sanos con apariencia intacta, es decir, que no muestren daño alguno producto de la colecta y transporte. A continuación, se colocaban de manera individual en vasos plásticos de 250 ml (colocando una larva por vaso) previamente llenados con suelo obtenida del lugar de colecta (tipo andosol de textura arcillo arenoso; Velásquez, 2011). Como alimento se les

suministraron zanahorias manteniéndolas en observación por espacio de 72 horas (Cano, 2006), asegurando con ello su viabilidad para la etapa experimental.



Figura 20. Colecta de gallina ciega.

3.5 Desarrollo experimental

Para el desarrollo de la investigación se utilizó un diseño estadístico completamente al azar con cuatro repeticiones (Reyes, 1985; Díaz, 2009). La unidad experimental consistió de un recipiente plástico de 250 ml (con una perforación en el fondo) lleno de suelo en sus $\frac{3}{4}$ partes, conteniendo en su interior una larva de *Phyllophaga* sp. y en el centro una zanahoria (baby). Cada tratamiento quedó compuesto por cuatro recipientes con igual número de larvas. Por tanto, el experimento quedó conformado por seis tratamientos (incluyendo el testigo) y cuatro repeticiones para cada uno de ellos, contabilizando un total de 24 unidades experimentales (Fig. 21). Para evaluar los tratamientos se realizaron cuatro aplicaciones con intervalo de 72 horas, revisando antes de cada aplicación el estado de la larva.



Figura 21. Unidades experimentales.

Para evaluar los tratamientos se realizaron cinco aplicaciones, una al inicio del experimento y las restantes cada 72 horas (Madrigal, 2012). 24 horas después de la última aplicación, se observó la forma de actuar de cada tratamiento tomando en consideración parámetros como mortalidad, ubicación de la larva en el recipiente y actividad alimenticia. Con esta información se estableció si el tratamiento ejerció algún efecto insecticida, antialimentario o repelente.

3.6 Análisis estadístico

Para el análisis estadístico de resultados se utilizó el Paquete Estadístico XLSTAT Versión 7.5.2. para EXCEL desarrollado por Addinsoft (1995–2004). Las pruebas utilizadas comprendieron: análisis de normalidad de Jarque-Bera y Shapiro-Wilk y transformación logarítmica $[\log(x)]$ para su normalización. Análisis de varianza y comparación múltiple de medias de Duncan, todas con intervalo de confianza del 95%.

IV RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Con respecto a los tratamientos evaluados, las pruebas estadísticas aplicadas señalaron lo siguiente. El análisis de varianza indicó ausencia de diferencia significativa entre tratamientos ($F= 0.600$, $Pr<F= 0.701$), en tanto que como era de esperarse la prueba de Duncan enfatiza que todos los tratamientos fueron iguales entre sí, incluyendo el testigo (Cuadro 1), hecho que se resume en la ordenación y agrupamiento de grupos (Cuadro 2).

Cuadro 1. Prueba de Duncan / Análisis de las diferencias entre grupos con intervalo de confianza de 95.00 %.

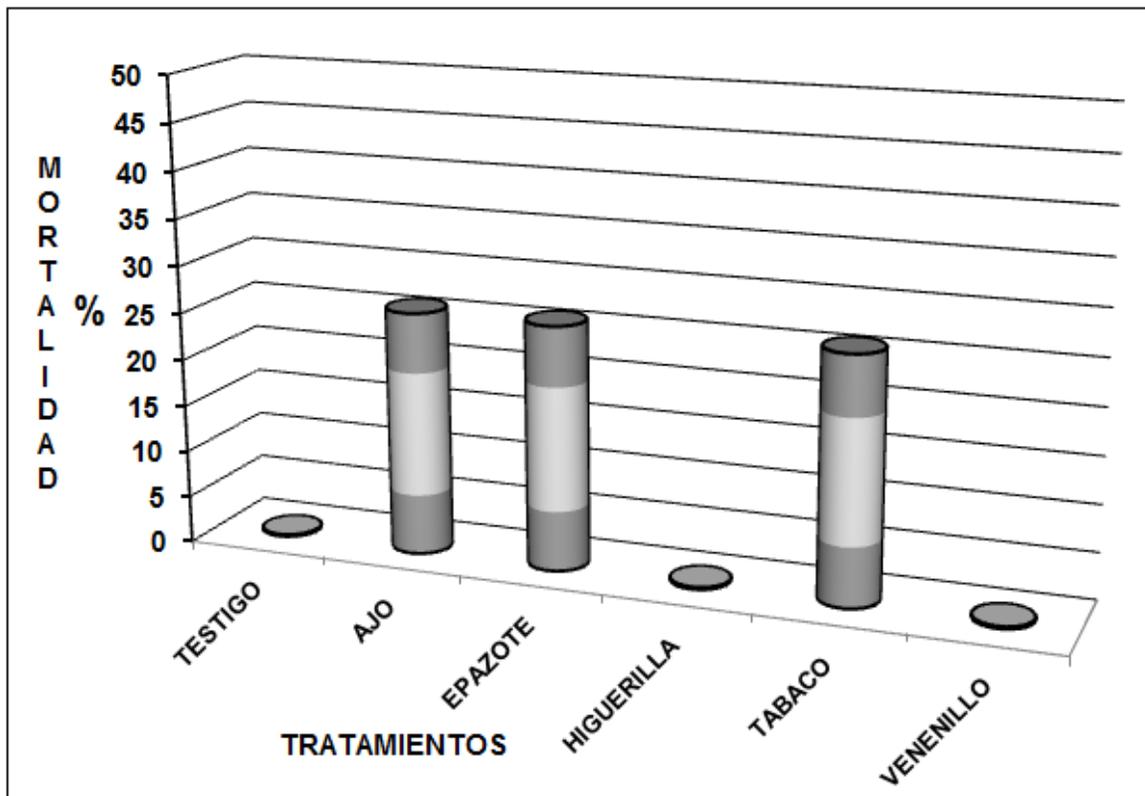
Categorías	Diferencia	Diferencia estandarizada	Valor crítico	Pr. > Dif	Alfa (modificado)	Significativo
epazote ~ testigo	0.250	1.000	2.348	0.912	0.226	No
epazote ~ higuera	0.250	1.000				No
epazote ~ venenillo	0.250	1.000				No
epazote ~ ajo	0.000	0.000				No
epazote ~ tabaco	0.000	0.000				No
tabaco ~ testigo	0.250	1.000	2.315	0.852	0.185	No
tabaco ~ higuera	0.250	1.000				No
tabaco ~ venenillo	0.250	1.000				No
tabaco ~ ajo	0.000	0.000				No
ajo ~ testigo	0.250	1.000	2.270	0.751	0.143	No
ajo ~ higuera	0.250	1.000				No
ajo ~ venenillo	0.250	1.000				No
venenillo ~ testigo	0.000	0.000	2.204	1.000	0.098	No
venenillo ~ higuera	0.000	0.000				No
higuera ~ testigo	0.000	0.000				No

Cuadro 2. Ordenación y agrupamientos de los grupos significativamente diferentes.

Categorías	Media	Agrupamientos
Epazote	0.250	A
Tabaco	0.250	A
Ajo	0.250	A
Venenillo	0.000	A
Higuera	0.000	A
Testigo	0.000	A

No obstante lo anterior, se pudo observar un ligero efecto de mortalidad en tres tratamientos: ajo, epazote y tabaco, ya que antes de cada aplicación se revisaba el estado de las larvas y siempre, al menos en una repetición se encontraba un individuo muerto. A este respecto, los cuadros anteriores evidencian que la mortalidad alcanzada por los tres tratamientos no fue lo suficientemente alta como para lograr una significancia estadística, hecho que se observa de manera más clara en la Figura 22. En ella se aprecia que porcentualmente hablando el ajo, epazote y tabaco ocasionaron una mortalidad de 25%, y 0% para los demás tratamientos incluyendo el testigo.

Figura 22. Porcentaje de mortalidad de *Phyllophaga* spp. por efecto de los tratamientos.



Con base en las observaciones, se puede destacar que la mortalidad de larvas en los tratamientos antes mencionados, fue debida a un probable aunque ligero efecto tóxico de los tratamientos. En contraste, se rechaza la presencia de algún efecto antialimentario o repelente, ya que las infusiones no evitaron que las larvas

se alimentaran de las zanahorias proporcionadas como alimento (Fig. 23), además de que generalmente siempre se ubicaban en un entorno cercano a ellas.



Figura 23. Zanahoria con evidencia de haber sido comida por *Phyllophaga* sp. en el tratamiento con tabaco.

Los resultados de la investigación coinciden en parte con el trabajo desarrollados por Altamirano (2004), quien menciona que en cultivo de repollo las poblaciones de *Phyllophaga obsoleta* (Blanchard) se reducen por la aplicación de ajo en un promedio de larvas 8.78, en comparación con el testigo que presentó 11.93. En lo que respecta a la infusión de higuera, Madrigal (2012) evaluó extracto de esta planta en *P. obsoleta* coincidiendo en que esta planta no ejerce ningún efecto sobre la plaga.

Sin embargo, asegura que el epazote sí disminuye significativamente la severidad del ataque en 1.2% en comparación al testigo que obtuvo 8.9%. Su resultado sobrepasa en mucho el obtenido en el actual estudio; ya que si bien el epazote dio esbozos de efectividad, no alcanzó la magnitud establecida por Madrigal (2012), lo que probablemente esté vinculado con la cantidad de producto utilizado que fue de 100 ml/L de agua (extracto), en comparación con los 15 g de planta por 200 ml de agua (infusión) empleados en esta investigación.

En lo concerniente al tabaco y venenillo, su resultado no se pudo contrastar ya que en la literatura no se encontraron referencias que atribuyan su empleo específicamente en el control de gallina ciega, aunque sí existe información en donde se les adjudica cierto efecto repelente y/o insecticida en plagas aéreas como áfidos y mosquita blanca, entre otros (Terrile, 2010; Villavicencio *et al.*, 2010).

4.1 Conclusiones

A pesar de no existir diferencias estadísticas, se observó un ligero efecto de mortalidad en tres tratamientos: ajo, epazote y tabaco, ya que al menos en una repetición siempre se encontraba una larva muerta.

El ajo, epazote y tabaco ocasionaron una mortalidad de 25%, en tanto que el resto de tratamientos, incluyendo el testigo presentaron 0% de mortalidad.

La mortalidad de larvas en los tratamientos antes mencionados, fue debida a un probable aunque ligero efecto tóxico de los tratamientos.

Se consideró la inexistencia de efecto antialimentario y repelente, debido a que las infusiones no evitaron que las larvas se alimentaran de las zanahorias proporcionadas como alimento, además de que generalmente siempre se ubicaban en un entorno cercano a ellas.

4.2 Perspectivas

En virtud del resultado de la investigación, se proyectan realizar nuevos bioensayos para determinar si aumentando las dosis de plantas de ajo, tabaco y epazote se pueden obtener infusiones con un mayor potencial insecticida. De igual manera, se prevé incrementar el número de repeticiones para contar con un mayor margen de individuos, lo que redundaría en una mayor precisión estadística.

Por otra parte, tomando en consideración diversos autores, se pondera la opción de realizar mezcla de plantas para desarrollar una única infusión, develando si esta opción es capaz de incrementar de manera importante la mortalidad de larvas de *Phyllophaga* spp.

Un punto más que se pretende llevar a cabo, es el de evaluar algunas otras plantas con potencial insecticida, particularmente aquellas orientadas al control de plagas del suelo. Algunos ejemplos son el cempasúchil (*Tagetes erecta*) que puede reducir hasta en 90% las poblaciones de nematodos en suelo (Villavicencio *et al.*, 2010); o bien el crisantemo (*Chrysanthemum cinerariaefolium*), utilizado como planta ornamental y para la extracción de piretrinas, moléculas con efecto insecticida y repelente tanto para insectos del suelo como follaje (Millán, 2008).

V. LITERATURA CITADA

- AGROPRODUCTORES. 2018. Gallina ciega (*Phyllophaga* sp.). En: <http://agroproductores.com/gallina-ciega/>
- AGROWARE. 2017. Principales plagas de la fresa y métodos de control recomendados. En: <http://sistemaagricola.com.mx/blog/control-principales-plagas-de-la-fresa/340>
- Albert, L. 1988. Contaminación de los alimentos por productos químicos. Instituto Nacional de Investigaciones sobre Recursos Bióticos, México. 32 p.
- Altamirano, G. M. 2004. Evaluación de insecticidas biológicos, botánicos y químicos para el control de *Phyllophaga* sp. en el cultivo de repollo (*Brassica aleraceae* L.), Mirafior, Esteli, Nicaragua. Tesis de Licenciatura. Universidad Nacional Agraria. Nicaragua. 59 p.
- Andrago, R. y A. Castro. 2012. Manual del huerto familiar con enfoque biointensivo. Escuela Agrícola Panamericana. El Zamorano. Honduras 68 p.
- Aragón, G. A., C. N. Trujillo, M. A. Morón y J. L. Olguín. 2008. Uso de trampas de luz fluorescente para el manejo de la gallina ciega (Coleoptera: Melolonthidae) en maíz (*Zea mays* L.). *Agrociencia*. 42: 217-223.
- Aragón, G. A., S. R. Velázquez, J. L. Olguín, M. Á. D. Huato y M. H. Lara. 2009. Especies de gallina ciega (Coleoptera: Melolonthidae) asociado al cultivo de amaranto, en el estado de Puebla. *Tópicos de Entomología Agrícola*. pp. 483-488.
- Aragón, G. A., B. P. Torres, M. A. Sánchez, V. C. Mozo, J. L. Olguín y G. L. García. 2018. Estrategias agroecológicas para el control de gallina ciega en cultivos agrícolas. pp. 135-147. En: *Diversidad, Ecología y Manejo de Insectos Rizófagos*. M. B. Nájera y A. Aragón (Eds.). Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias y La Benemérita Universidad Autónoma de Puebla.
- Arguello, H., O. Cáceres y M. A. Morón. 1999. Guía ilustrada para identificación de especies de gallina ciega (*Phyllophaga* spp.) presentes en las principales zonas agrícolas de Nicaragua. PROMIPAC-Escuela Agrícola Panamericana El Zamorano. Honduras. 18: 19 p.
- Badii, M. H. y J. L. Abreu. 2006. Biological control a sustainable way of pest control. *Beauveria bassiana* and *Metarhizium anisopliae* (Mitosporic). *Daena International Journal of Good Conscience*. 1(1): 82-89.
- Cano, B. E. 2006. Taxonomía, densidad poblacional y predicción de la distribución del complejo gallina ciega (Coleoptera: Scarabaeidae), que atacan los cultivos de maíz (*Zea mays*) en Guatemala. Proyecto FODECYT No. FD-10-03. Guatemala. 151 p.

- Castro, R. A., H. P. Rivera y V. P. Tabla. 2006. Propuesta metodológica para la evaluación del daño ocasionado por "gallina ciega" (Coleoptera) al maíz (*Zea mays* L.). pp. 163-180. En: A. E. Ramírez, M. A. Morón, y A. Aragón (Eds.). Diversidad, Importancia y manejo de escarabajos edafícolas, Fundación PRODUCE Chiapas, BUAP. Puebla, México.
- Coca, A. M. 2009. De Gusano blanco a escarabajo sanjuanero (Coleoptera: Scarabaeidae). Características morfológicas, modo de vida e incidencia en cultivos. Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa. 44: 581-586.
- Coto, D. 2000. Gallinas ciegas como plagas de cultivos anuales y perenes. Manejo Integrado de Plagas. Hoja Técnica. No. 32. 55 p.
- Cueva, T. M. 2014. Identificación taxonómica de las especies de *Phyllophaga* (Col. Scarabaeidae) presentes en diez cultivos de importancia económica en la Provincia de los Ríos. ESPE. En:
<https://webcache.googleusercontent.com/search?q=cache:4ky51W47-moJ:https://repositorio.espe.edu.ec/bitstream/21000/9426/2/T-ESPE-002706-D.pptx+&cd=33&hl=es&ct=clnk&gl=mx>
- Díaz, C. A. 2009. Diseño estadístico de experimentos. Editorial Universidad de Antioquia. Segunda edición. Colección Ciencia y Tecnología. Colombia. 285 p.
- Díaz, M. P. 2002. Abundancia y distribución de especies de gallina ciega (Coleoptera: Melolonthidae), hongos (Hyphomycetes) y nematodos (Nematoda: Heterorhabditidae) entomopatógenos en los altos de Jalisco, México. Tesis Licenciatura. Universidad de Colima. 94 p.
- FHA, 2008. Avances en el estudio de la biología y hábitos de la gallina ciega (*Phyllophaga obsoleta*) en Honduras. Fundación Hondureña de Investigación Agrícola. Hoja Técnica No. 3. 4 p.
- Flores, A. G., W. De la Rosa, C. J. Rojas y A. C. Ramírez. 2002. Evaluation of *Beauveria bassiana* and *Metarhizium anisopliae* (Mitosporic) against species of the White grup complex en the South of Mexico. ECOSUR, MEXICO. Southwestern Entomologist. 27(1): 73-83.
- Gaylor, M. J. y G. W. Frankie. 1979. The relationship on rainfall to adult flight activity; and of soil moisture to oviposition behavior and egg and first instars survival in *Phyllophaga crinita*. Environmental Entomology. 8: 591-594.
- Girón, P. S. 2008. Evaluación de dos formulaciones de nematodos entomopatógenos para el control de gallina ciega (*Phyllophaga vetula*) en maíz. Tesis de Grado. Instituto Politécnico nacional. 107 p.
- Gómez, D. y M. Vásquez. 2011. Manejo de plagas. Serie: producción orgánica de hortalizas de clima templado. Honduras. PYMERURAL. 33 p.

- Hidalgo, E. 2001. Uso de microorganismos para el control de *Phyllophaga* spp. Manejo Integrado de Plagas (Costa Rica). No. 60. Hoja Técnica No. 37. 4 p.
- Hodgson, E. 2007. White grubs. Utah State University Extension. Utah pests fact sheet, ENT-104-107. 3p.
- Ibarra, J. E. 2007. Uso de bacterias en el control biológico. pp. 144-159. En: L. A. Rodríguez del Bosque y H. A. Bernal. Teoría y aplicación del control biológico. Sociedad Mexicana de Control Biológico. México.
- INTAGRI. 2017. Manejo integrado de la gallina ciega. En: <https://www.intagri.com/articulos/fitosanidad/manejo-integrado-de-la-gallina-ciega>
- Terrile, R. 2010. Biopreparados para el manejo sostenible de plagas y enfermedades en la agricultura urbana y periurbana. IPES-FAO. 94 p.
- ITIS. 2019. *Phyllophaga* spp. Integrated Taxonomic Information System. En: <https://www.google.com/search?q=ITIS&oq=ITIS&aqs=chrome.0.69i59j0j69i60l3j0.1655j0j7&sourceid=chrome&ie=UTF-8>
- Jiménez, M. E. y O. R. Flores. 2014. Insectos, plagas de cultivos en Nicaragua. Universidad Nacional Agraria. 227 p.
- King, A. B. S. y J. L. Saunders. 1979. El control de gallina ciega (*Phyllophaga* sp.) en maíz con insecticidas aplicados con métodos sencillos. Turrialba. 29(1): 17-19.
- King, A. B. S. y J. L. Saunders. 1984. Las plagas invertebradas de cultivos anuales alimenticios en América Central. CATIE. Costa Rica. 179 p.
- Kim, G. K., C. Mannion, A. Hunsberger, E. Buss y L. Buss. 2008. Gallegos/Gallinas Ciegas/Jobotos/Gusanos Aradores (May or June Beetles - *Phyllophaga* spp.). Integrated Pest Management Florida. University of Florida. IFAS Extension. 2 p.
- López, R. A., M. A. Morón, A. Aragón y F. J. Villalobos. 2010. La "Gallina ciega" (Coleoptera; Melolonthidae) vista como un ingeniero del suelo. Southwestern Entomologist Perspectives. 35(3): 331-343.
- Madrigal, C. S. 2012. Evaluación del control biológico de *Phyllophaga* sp. con el uso de maíz (*Zea mays*) como planta hospedera. Instituto Nacional de Aprendizaje. 30 p. En: <https://docplayer.es/64505796-Evaluacion-del-control-biologico-de-phyllorphaga-sp-con-el-uso-de-maiz-zea-mays-como-planta-hospedera.html>
- Marín, J. A. y R. B. Muñiz. 2008. Especies del complejo "gallina ciega" del género *Phyllophaga* en Guanajuato, México. Agricultura Técnica en México. 34(3): 349-355.

- Martins, O. C. 2007. Coró-da-soja-do-cerrado *Phyllophaga capillata* (Blanchard) (Coleoptera: Melolonthidae): aspectos bioecológicos. Embrapa Cerrados. Planaltina, DF. 199 p. En: https://www.researchgate.net/publication/285041402_Coro-da-soja-do-cerrado_Phyllophaga_capillata_Blanchard_Coleoptera_Melolonthidae_Aspectos_bioecologicos
- Mena, C. J. y R. V. Valle. 2010. Manejo integrado de plagas y enfermedades del frijol en Zacatecas. SAGARPA-INIFAP. Folleto Técnico No. 24. 91 p.
- Millán, C. 2008. Las plantas, una opción saludable para el control de plagas. RAPAL-Uruguay. Red de acción en plaguicidas y sus alternativas para América latina. 101 p.
- Morón, M. A. 1983. Introducción a la biosistemática y ecología de los coleópteros Melolonthidae edafícolas de México. II Mesa Redonda Sobre Plagas del Suelo. SME-UACH. pp. 1-40.
- Morón, M. A. 1986. El género *Phyllophaga* en México. Morfología, distribución y sistemática supraespecífica. Publ. 20. Instituto de Ecología, México. 342 p.
- Morón, M. A., B. C. Ratcliffe y C. Deloya. 1997. Atlas de los escarabajos de México. Coleoptera: Lamellicornia. Vol. I. Familia Melolonthidae. Rutelinae, Dynastinae, Cetoniinae, Trichiinae, Valginae y Melolonthinae. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad y Sociedad Mexicana de Entomología. Xalapa, Veracruz, México. 280 p.
- Morón, M. A. 2003. Diversidad, distribución e importancia de las especies de *Phyllophaga* Harris en México (Coleoptera: Melolonthidae). pp. 1-27. En: A. Aragón, M. A. Morón y A. Marín (Eds.). Estudios sobre coleópteros del suelo en América. Pub. especial BUAP, Puebla, México.
- Morón, M. A. 2004. Escarabajos: 200 millones de años de evolución. España. Comité Editorial de la Sociedad Entomológica Aragonesa y Comité Editorial del Instituto de Ecología, A.C. 204 p.
- Morón, M. A. y L. A. Rodríguez Del Bosque. 2010. Importancia, historia y retos. pp. 3-17. En: L. A. Rodríguez y A. M. Morón (Eds.). Plagas del suelo. Colegio de Postgraduados. INIFAP. Universidad Autónoma Chapingo, Mundi-Prensa México.
- Morón, M. A. 2012. *Phyllophaga (Listrochelus) gonzalffteri*, nueva especie de Oaxaca y Puebla, México (Coleoptera: Melolonthidae: Melolonthinae). Dugesiana. 18(2): 161-168.
- Morón, M. A. y A. A. García. 2012. Cuatro nuevas especies mexicanas de *Phyllophaga* Harris (Coleoptera: Melolonthidae: Melolonthinae). Dugesiana. 19(1): 23-33.

- Morón, M. A. 2014. Biodiversidad de Melolonthidae (Coleoptera) en México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*. 85: 298-302.
- Munro, O. D. 2014. Plantas con propiedades insecticidas. Secretaría de Desarrollo Rural del Gobierno del Estado de Colima. 34 p. En: <http://seder.col.gob.mx/documentos/2014/BIOINSECTICIDAS2014.pdf>
- Olmedo, B. E. 2016. Evaluación de tres insecticidas biológicos y un insecticida químico, para el control de gallina ciega *Phyllophaga* spp. en el cultivo de café *Coffea arabica*, diagnóstico y servicios realizados en la finca Varales Esquipulas. Chiquimula, Guatemala. Tesis Licenciatura. Universidad de San Carlos de Guatemala. 105 p.
- Palacios, C. V., M. V. García, D. R. González, K. B. Murphy, E. V. Farías y J. Q. Carranza. 2009. Estudio y modelación del daño a la raíz por *Phyllophaga ravidia* (Blanchard) (Coleoptera: Melolonthidae) en el cultivo de maíz en la zona de Teuchitlán, Jalisco. *Folia Entomológica Mexicana*. 48(1): 7-20.
- Peairs, F. 2018. May-June beetles (*Phyllophaga* sp.) Harris 1827. En: <https://www.invasive.org/browse/detail.cfm?imgnum=5364574>
- Pérez, A. S., M. A. Morón, M. N. Rincón, E. L. Barbosa y M. V. García. 2008. Análisis de diversidad del complejo “gallina ciega” (Col. Melolonthidae) en dos sistemas de producción tradicional de maíz en la región purépecha, Michoacán. *Acta Zoológica Mexicana*. 24: 221-235.
- Polanco, M. J. 2008. Patogenicidad de aislamientos nativos de hongos entomopatógenos sobre el complejo gallina ciega (Coleoptera: Melolonthidae) de Los Altos de Chiapas, México. Tesis de Licenciatura. Universidad de Ciencias y Artes de Chiapas. 78 p.
- Poprawski, T. J. y W. N. Yule. 1991. Incidence of fungi in natural populations of *Phyllophaga* spp. and susceptibility of *Phyllophaga anixia* (Coleoptera: Scarabeidae) to *Beauveria bassiana* and *Metarhizium anisopliae* (Deuteromycotina). *Journal of Applied Entomology*. 112(1): 359-365.
- Ramírez, H. L. 2014. *Phyllophaga rubella*. En: <http://bdi.conabio.gob.mx/fotoweb/archives/5037-Colecci%C3%B3n%20Zool%C3%B3gica/Animales/Invertebrados/LRH015%20Phyllophaga%20rubella.jpg.info>
- Reyes, C. P. 1985. Diseño de experimentos aplicados. Cuarta reimpresión. Editorial Trillas. México. 348 p.
- Reyes, M. L. 2018. Fitosanidad del cultivo del gladiolo (*Gladiolus* spp.) en el Estado de México. Tesis Licenciatura. Universidad Autónoma del Estado de México. 50 p.

- Rivera, C. M. 2014. Evaluación de cuatro productos para el control biológico de la gallina ciega (*Phyllophaga* spp.) en los viveros de café de la finca colombia. Tesis de Grado. Universidad Rafael Landívar. Guatemala. 94 p.
- Rodríguez del Bosque, L. A. y M. A. Morón. 2011. Plagas del suelo. Mundi Prensa. México. 417 p.
- Rodríguez, B. L. 2017. Manejo integrado de plagas del suelo. INIFAP-SAGARPA. Irapuato, Gto. 77 p.
- Rogers, M. E. y D. A. Potter. 2004. Biology of *Tiphia pygidialis* (Hymenoptera: Tiphidae), a parasitoid of masked chafer (Coleoptera Scarabaeidae) grubs, with notes on the seasonal occurrence of *Tiphia vernalis* in Kentucky. Entomological Society of America. Environmental Entomology. 33(3): 520-527.
- Ruiz, C. J., E. B. Mosqueda, G. R. Ojeda, A. B. González, M. Á. Cilva, J. R. González, U. N. Camberos y K. B. Murphy. 2013. Plagas de importancia económica en México: aspectos de su biología y ecología. SAGARPA-INIFAP. Centro de Investigación Regional Pacífico Centro Campo Experimental Centro Altos de Jalisco Tepatitlán de Morelos, Jalisco. Libro Técnico Núm. 2. 459 p.
- Ruiz, V. J., T. A. Bolaños, M. E. S. Rivera y S. G. Pablo. 2012. Control integrado de la gallina ciega *Phyllophaga vetula* Horn (Coleoptera: Melolonthidae) con agentes entomopatógenos en Oaxaca, México. Revista Científica UDO Agrícola. 12(3): 609-616.
- Sánchez, A. J. 2010. Plagas del cultivo de maíz y estrategias de control agroecológico. Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Coahuila. Tesis Licenciatura. 50 p.
- Sánchez, L. L. 2015. Evaluación de infusiones botánicas como una alternativa de control para mosquita blanca *Trialeurodes vaporariorum* West. (Hemiptera: Aleyrodidae) en frijol *Phaseolus vulgaris* L., bajo condiciones de invernadero. Universidad Autónoma del Estado de Morelos. Tesis de Licenciatura. 50 p.
- Sánchez, M. M. y M. S. Camazano. 1984. Los plaguicidas; adsorción y evolución en el suelo. Instituto de Recursos Naturales y Agrobiología. Temas de Divulgación. 1ª edición. En: <http://digital.csic.es/bitstream/10261/12919/1/plaguicidas.pdf>
- Selman, H. L. 2011. White grubs, *Phyllophaga* and other species. Publication No. EENY-045. University of Florida. Gainesville, Florida. 4 p.
- Solís, A. J. F., H. H. González, G. E. Hernández y M. F. J. Flores. 1999. Control químico de *Scyphophorus acupunctatus* en Jalisco. Memorias del XXXV Congreso Nacional de Entomología, Acapulco, México. pp. 679-683.

- Subirós, R. F. 1995. El cultivo de la caña de azúcar. San José, Costa Rica. Editorial Universal Estatal a Distancia. 441 p.
- Tadeo, R. T. 2007. Evaluación de insecticidas para el control de plagas del suelo en maíz. Tesis Licenciatura. Universidad de Guadalajara. México. 64 p.
- USDA, 2018. May-June beetles (*Phyllophaga* sp.) Harris, 1827. Cooperative Extension Slide Series. Clemson University. En:
<https://www.forestryimages.org/browse/detail.cfm?imgnum=1233213>
- Vargas, E. y G. Abarca, 1991. Patogenicidad de *Bacillus cereus* y *Erwinia* spp. sobre jobotos del género *Phyllophaga* spp. (Col. Scarabaeidae). Agronomía Costarricense. 15(2): 157-162.
- Velásquez, M. A. 2011. Diagnóstico de las propiedades físicas del suelo en el campo experimental de la UAEM campus norte. Universidad Autónoma del Estado de Morelos. Facultad de Ciencias Agropecuarias. En:
https://www.academia.edu/37538381/Trabajo_final_de_RASPA_1_
- Villavicencio, N. M., B. P. Escandón y A. G. Martínez. 2010. Plantas tradicionalmente usadas como plaguicidas en el estado de Hidalgo, México. Polibotánica. 30: 193-238.