

FICHA TÉCNICA

Phyllophaga spp. Harris 1827
(Coleoptera: Melolonthidae: Melolonthinae)

y

Cyclocephala spp. Dejean 1821
(Coleoptera: Melolonthidae: Dynastinae)

Gallinas Ciegas



Créditos: Katovich, 2012.



AGRICULTURA
SECRETARÍA DE AGRICULTURA Y DESARROLLO RURAL



SENASICA
SERVICIO NACIONAL DE SANIDAD,
INICIATIVAS Y CALIDAD AGROALIMENTARIA

CONTENIDO

IDENTIDAD DE LA PLAGA	1
Nombre científico	1
Clasificación taxonómica	1
Nombres comunes	1
ESTATUS FITOSANITARIO	2
DISTRIBUCIÓN MUNDIAL	3
HOSPEDANTES	3
CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS DE RECONOCIMIENTO	4
DAÑOS	9
MEDIDAS FITOSANITARIAS	11
MONITOREO	11
CONTROL CULTURAL	12
CONTROL FÍSICO	13
CONTROL BIOLÓGICO	13
CONTROL QUÍMICO	14
LITERATURA CITADA	15
REFERENCIA DE IMÁGENES Y FOTOGRAFÍAS	18



IDENTIDAD DE LA PLAGA

Nombre científico

- *Phyllophaga* spp. Harris 1827
- *Cyclocephala* spp. Dejean 1821
(Guzmán-Vásquez *et al.*, 2017; Serrano y Morón, 2017)

Clasificación taxonómica

Phylum: Arthropoda

Clase: Insecta

Orden: Coleoptera

Familia: Melolonthidae

Subfamilia: Melolonthinae

Género: *Phyllophaga*

Especie: *Phyllophaga* spp.

(EPPO, 2020)

Phylum: Arthropoda

Clase: Insecta

Orden: Coleoptera

Familia: Melolonthidae

Subfamilia: Dynastinae

Género: *Cyclocephala*

Especie: *Cyclocephala* spp.

(Guzmán-Vásquez *et al.*, 2017)

Nombres comunes

- Gallina ciega
- Gusano blanco
- Nixticuilt
(Guzmán-Vásquez *et al.*, 2017)

De acuerdo con Morón (1994), se ha observado que en México solo un 10% de las especies de *Phyllophaga* registradas actúan como plaga

del sistema radicular o del follaje. Las especies dañinas más frecuentes registradas se muestran en el cuadro 1 (Morón, 1994).

Cuadro 1. Especies dañinas de *Phyllophaga* más reportadas para México (Morón, 1994).

Especie
<i>P. ravidia</i>
<i>P. dentex</i>
<i>P. polyphylla</i>
<i>P. fulviventris</i>
<i>P. blanchardi</i>
<i>P. setifera</i>
<i>P. crinita</i>
<i>P. lenis</i>
<i>P. rubella</i>
<i>P. misteca</i>
<i>P. brevidens</i>
<i>P. vetula</i>
<i>P. tenuipilis</i>
<i>P. testaceipennis</i>
<i>P. sturmi</i>
<i>P. dasypoda</i>
<i>P. (Phytalus) trichodes</i>
<i>P. (Phytalus) pruinosa</i>
<i>P. (Phytalus) obsoleta</i>
<i>P. (Chiaenobia) instabilis</i>
<i>P. (Chiaenobia) aequata chiapensis</i>
<i>P. (Phytalus) epulara</i>
<i>P. porodera</i>
<i>P. (Triodonyx) lalanza</i>

En el caso de *Cyclocephala*, Guzmán-Vásquez *et al.* (2017), mencionaron que la importancia los adultos del género *Cyclocephala* radica en que son polinizadores y están asociados a más de 160 especies de angiospermas, sin embargo, sus larvas forman parte del complejo gallina ciega que está considerado como plaga principal de diferentes cultivos. Para 2012, se describió la última especie para México, por lo que para 2017 se tiene registros para nuestro país de 62 especies, sienten en total de especies reportadas a nivel mundial de más de 350 especies. En el cuadro 2 se muestran las especies registradas para México (Guzmán-Vásquez *et al.*, 2017).

Cuadro 2. Especies de *Cyclocephala* reportadas para México (Guzmán-Vásquez *et al.*, 2017).

Especie	Especie
<i>C. aequatoria</i>	<i>C. immaculata coahuila</i>
<i>C. alexi</i>	<i>C. jalapensis</i>
<i>C. amazona</i>	<i>C. laminata</i>
<i>C. amblyopsis</i>	<i>C. landini</i>
<i>C. arenosa</i>	<i>C. larssoni</i>
<i>C. atriceps</i>	<i>C. longula</i>
<i>C. barrerai</i>	<i>C. lunulata</i>
<i>C. berti</i>	<i>C. lurida</i>
<i>C. brevis</i>	<i>C. mafaffa</i>
<i>C. borealis</i>	<i>C. marginicollis</i>
<i>C. caelestis</i>	<i>C. melanocephala</i>
<i>C. capitata</i>	<i>C. mesophylla</i>

Cuadro 2. Continuación...

Especie	Especie
<i>C. carbonaria</i>	<i>C. multiplex</i>
<i>C. coahuilae</i>	<i>C. ovulum</i>
<i>C. comata</i>	<i>C. pasadenae</i>
<i>C. complanata</i>	<i>C. picta</i>
<i>C. concolor</i>	<i>C. prolongata</i>
<i>C. curta</i>	<i>C. pubescens</i>
<i>C. deceptor</i>	<i>C. regularis</i>
<i>C. discicollis</i>	<i>C. rustica</i>
<i>C. discolor</i>	<i>C. sanguinicollis</i>
<i>C. erotylina</i>	<i>C. sexpunctata</i>
<i>C. falsa</i>	<i>C. sinaloae</i>
<i>C. fasciolata</i>	<i>C. sororia</i>
<i>C. forcipulata</i>	<i>C. sparsa</i>
<i>C. freudei</i>	<i>C. stictica</i>
<i>C. fulgurata</i>	<i>C. testacea</i>
<i>C. gravis</i>	<i>C. tutilina</i>
<i>C. guttata</i>	<i>C. variabilis</i>
<i>C. halffteri</i>	<i>C. warneri</i>
<i>C. hirta</i>	<i>C. weidneri</i>

ESTATUS FITOSANITARIO

De acuerdo con la Norma Internacional para Medidas Fitosanitarias (NIMF) No. 8 “Determinación de la situación de una plaga en un área” (CIPF, 2017), tanto *Phyllophaga* como *Cyclocephala* se encuentran en México como **Presentes: sujetas a control oficial** por lo que se considera, según al NIMF No. 5 “Glosario de términos fitosanitarios”, como una plaga reglamentada en México (CIPF, 2020).

DISTRIBUCIÓN MUNDIAL

Phyllophaga spp. está ampliamente distribuida, en el Continente Americano está presente en Canadá, Costa Rica, Cuba, Ecuador, El Salvador, Estados Unidos (Texas), Guatemala, Honduras, México, Nicaragua y Panamá. En África está presente en Sudáfrica y en Sudán. En Asia está presente en Bangladesh, Corea del Norte, Corea del Sur, China, Filipinas, India, Indonesia, Japón, Sri Lanka. En Oceanía está en Australia y Nueva Zelanda (Plantwise, 2020).

Para el caso de *Cyclocephala*, este grupo de escarabajos es exclusivo de América y cuenta con más de 350 especies que se distribuyen desde América del Norte hasta Sudamérica (Guzmán-Vásquez *et al.*, 2017). No existen reportes específicos sobre su distribución mundial, sin embargo, Morón *et al.* (2014) señalan que en el Continente Americano, especies de este género se encuentran reportadas en Argentina, Bolivia, Brasil, Canadá, Centroamérica, Colombia, Ecuador, Estados Unidos, Guayana, México, Paraguay, Perú, Trinidad y Tobago y Venezuela.

HOSPEDANTES

Phyllophaga spp. son polípagos que atacan una variedad de pastos, cultivos de granos, frijoles y otros cultivos. Los adultos de la mayoría de las especies se alimentan de árboles caducifolios con un número menor que se alimenta de coníferas. Se sienten atraídos por las flores y frutas maduras. Sobre algunas preferencias de los adultos de *Phyllophaga*, los hospederos

preferidos de *P. implicita* son *Salix* spp. y *Populus* spp.; para *P. anxia* en Quebec, son el olmo, roble, álamo, rosa, álamo temblón, fresno, frambuesa, sauce, cereza, alnus, nuez, abedul, etc. Y también los pétalos de flores de plantas como la manzana y la lila; en el caso de *P. crinita* se le incluyen la madera dura, frondosa o árboles de hoja caduca. Las larvas se alimentan especialmente de raíces de plantas con raíces fibrosas mientras que las plantas con raíces más fuertes a menudo son tolerantes a las lesiones. Ataca maíz, sorgo, soja, trigo, centeno, frijol, avena, papa, nabo, arándano, y otros cultivos, pero también infestan varios pastos, céspedes y viveros (Weppler, 2008). Los principales hospederos de *Phyllophaga* spp. se enuncian en el Cuadro 3.

Cuadro 3. Hospedantes principales de *Phyllophaga* spp. (Plantwise, 2020).

Nombre común	Nombre científico
Okra	<i>Abelmoschus esculentus</i>
Acacia negra	<i>Acacia dercurrens</i>
Cacahuete	<i>Arachis hypogaea</i>
Avena	<i>Avena sativa</i>
Coliflor	<i>Brassica oleracea</i>
Nabo	<i>Brassica rapa</i> subsp. <i>rapa</i>
Guandú	<i>Cajanus cajan</i>
Chile	<i>Capsicum annuum</i>
Café	<i>Coffea arabica</i>
	Cucurbitaceae
Guar	<i>Cyamopsis tetragonoloba</i>

Soya	<i>Glycine max</i>
Girasol	<i>Helianthus annuus</i>
Cebada	<i>Hordeum vulgare</i>
Camote dulce	<i>Ipomoea batatas</i>
Jazmín	<i>Jasminum spp.</i>
Alerce del Japón	<i>Larix kaempferi</i>
Guaje	<i>Leucaena leucocephala</i>
Adelfa	<i>Nerium spp.</i>
Mijo perla	<i>Pennisetum glaucum</i>
Pino rojo	<i>Pinus resinosa</i>
Rábano	<i>Raphanus sativus</i>
Caña de azúcar	<i>Saccharum officinarum</i>
Tomate	<i>Solanum lycopersicum</i>
Berenjena	<i>Solanum melongena</i>
Papa	<i>Solanum tuberosum</i>
Sorgo	<i>Sorghum bicolor</i>
Caoba	<i>Swietenia spp.</i>
Teca	<i>Tectona grandis</i>
Trigo	<i>Triticum spp.</i>
Frijol mate	<i>Vigna aconitifolia</i>
Lenteja negra	<i>Vigna mungo</i>
Frijol mungo	<i>Vigna radiata</i>
Chicharillo	<i>Vigna unguiculata</i>
Maíz	<i>Zea mays</i>
Maíz dulce	<i>Zea mays subsp. mays</i>
Jengibre	<i>Zingiber officinale</i>

otras plantas epifitas; en regiones subtropicales menos húmedas o semiáridas se encuentran adultos en las hojas de muchos arbustos o árboles, incluyendo especies de Acacia y Parkinsonia (Fabaceae); de vez en cuando los adultos han sido reportados como nocivos para los huertos, alimentándose de frutas de piel delgada, como guayaba (*Psidium guajava*). Las larvas en el suelo se alimentan de humus, raíces descompuestas y tallos, o se alimenta de raíces vivas de gramíneas o hierbas silvestres (Morón *et al.*, 2014)

CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS DE RECONOCIMIENTO

Huevo

Los huevecillos son de conformación ovoide, opacos y de color blanco, con una longitud inicial de unos 2 mm y 1 mm de ancho, y pasando unas 24 horas a 2.5 mm de longitud y 1.25 mm de anchura. Se encuentran en el suelo, a 5-15 cm de profundidad y en grupos de 10 a 20, que la hembra pone durante un periodo de 2 a 4 días, tras lo cual la hembra se debe aparear una vez más (Figura 1) [King, 1994].

Para el caso de *Cyclocephala*, los adultos se alimentan con frecuencia dentro de las grandes inflorescencia de Araceae, como *Xanthosoma robustum*, en las flores de Arecaceae, como *Astrocaryum mexicanum* y

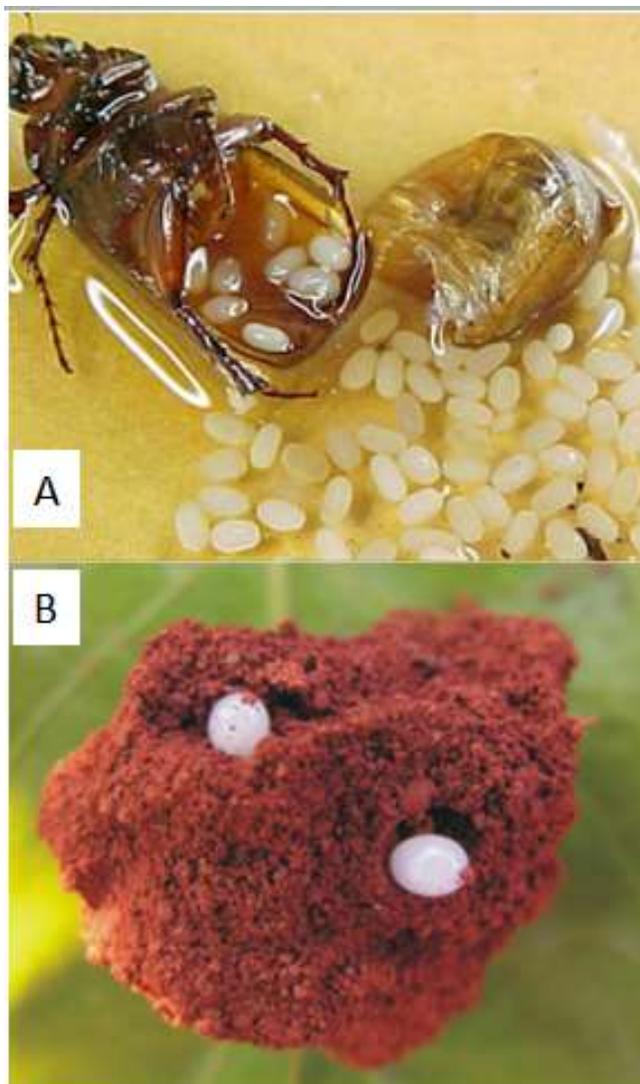


Figura 1. Huevos de *Phyllophaga* spp. A) Extraídos de la hembra adulta; B) como se encuentran de manera natural en el suelo. Créditos: A) Espinoza, 2008; B) Oliveira y Frizzas, 2017.

Larva

Las larvas son del tipo escarabaeiforme, tipo C, con cuerpo robusto y tres pares de patas bien desarrolladas, se distinguen por presentar la gálea y la lacinia maxilar completamente fusionada entre sí, las mandíbulas son robustas, se proyectan hacia abajo (hipognata), palpos

maxilares y antenas formadas por 4 artejos, en las antenas el último artejo es conspicuo y provisto con áreas sensoriales amplias (Figura 2) [Cuate-Mozo et al., 2019].

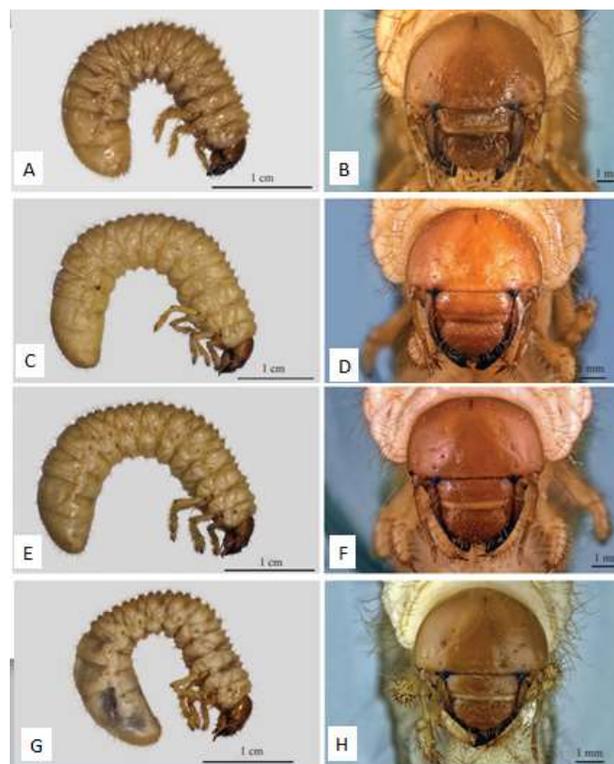


Figura 2. Cuerpo de larvas y cápsula cefálica del género *Cyclocephala* y *Phyllophaga*. A y B) *C. comata*; C y D) *P. misteca*; E y F) *P. polyphylla*; G y H) *P. ravida*. Créditos: García et al. 2009.

Bautista (2006) indicó dos diferencias a nivel de larva entre los géneros *Phyllophaga* y *Cyclocephala*, las cuales son: en las larvas de *Phyllophaga* las mandíbulas carecen de áreas estriduladoras ventrales, su abertura anal es en forma de “Y” o “T”, y el raster presenta palidia; mientras que en las larvas de *Cyclocephala* las mandíbulas son parcialmente visibles en posición dorsal, los tarsos en las patas anteriores son más cortos que las tibias y su

abertura anal es transversal y arqueada, con el raster sin palidia (Figura 3).

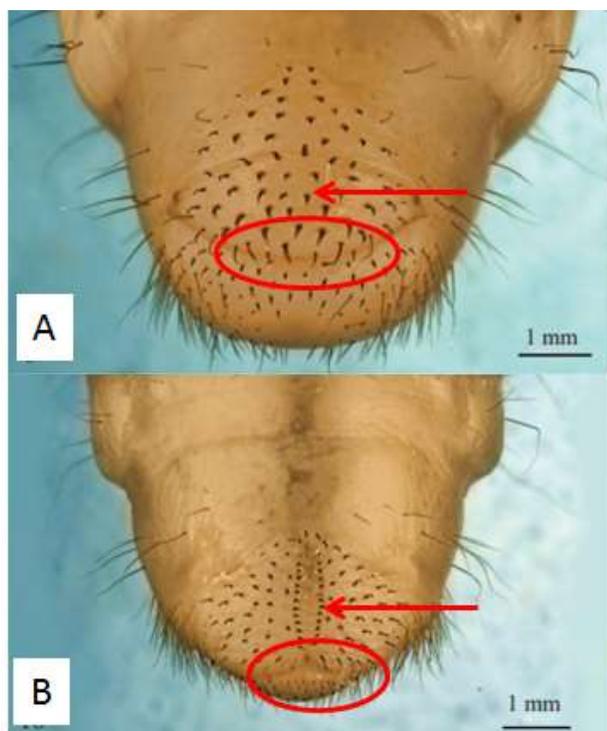


Figura 3. Diferencia principal entre larvas de *Cyclocephala* y *Phyllophaga*: A) Apertura anal transversal o arqueada y raster sin palidia; B) Apertura anal en forma de "Y" o "T" y raster con palidia. Créditos: García *et al.* 2009.

Aunque el aspecto externo de las larvas del género *Phyllophaga* es prácticamente idéntico, es posible separarla de otros géneros mediante las siguientes características: a) apertura anal en Y; b) décimo segmento abdominal con palidia bien desarrollada; y, c) carencia de esclerotización pronotal. La separación de algunas de las especies es posible mediante un examen de la disposición de las setas en el último segmento abdominal (raster), sin embargo, no hay mucha seguridad

entre algunas especies (King, 1994). Los principales factores de mortalidad de las larvas son: a) Condiciones desfavorables del suelo (falta de materia orgánica adecuada y de raicillas vivas que alimenten a las larvas en sus primeras etapas); b) Encharcamiento del suelo; c) Enfermedades causadas por cepas de hongos presentes en el suelo de manera natural (King, 1994).

En el caso de las larvas de *Cyclocephala* pueden distinguirse de otras larvas de *Dynastinae* por la combinación de los siguientes caracteres: superficie del retículo craneal débilmente rugosa o bastante lisa, de color amarillo claro a anaranjado rojizo. Estegmata presente. Márgenes laterales del labrum redondeados o débilmente angular posteriormente. Proceso haptomeral con muescas breves formando dos dientes desiguales. Margen interno de la mandíbula con o sin diente, maxilar con una hilera de dientes estriados, truncos. Último antenómero con dos puntos sensoriales dorsales. Raster con teges formados por un número variable de setas. Labio anal inferior con setas. Palidia ausente. Dos setas en cada uña (Morón *et al.*, 2014)

Pupa

Una vez alimentadas las larvas del tercer instar, expulsan su contenido intestinal y producen una celda en el suelo, en donde pasan una etapa de descanso preclisálida (diapausa) entre 5 y 6 meses, antes de transformarse en pupa o

crisálida (King, 1994). Las pupas son de tipo exarata, de color variable a café pálido (Figura 4) [Cibrián, 2013]. Tras una etapa de pupa, de algo más de un mes aparecen los adultos, que permanecen inactivos en las celdas hasta que la lluvia que moja la tierra los estimula a salir de la superficie (King, 1994).

los extremos de las mandíbulas, pronoto convexo y liso, así como la cabeza; en los machos una de las uñas anteriores puede estar engrosada, torcida o bífida (Figura 6) [Cibrián, 2013].

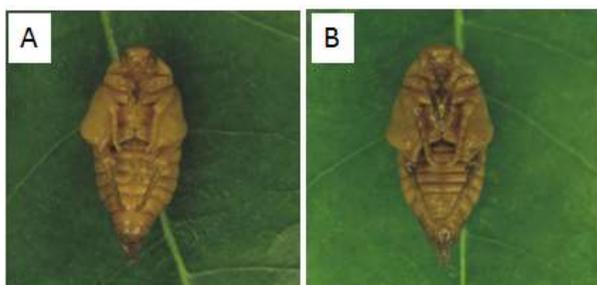


Figura 4. Pupa de *Phyllophaga capillata*. A) Hembra con antena lamelada corta. B) Macho con antena lamelada larga y ámpula genital en la parte terminal del abdomen. Créditos: Oliveira y Frizzas, 2017.

Adulto

Los adultos de *Phyllophaga* son escarabajos de forma ovalada, alargada, que miden de 15 a 18 mm de longitud; son de color café rojizo a café oscuro; antenas de tipo lamelado, los últimos tres segmentos aplanados y alargados hacia un lado. Pronoto más ancho que largo, patas moderadamente largas, con pocas espinas o sin ellas, se caracterizan por poseer todas sus uñas tarsales de la misma forma, bífidas. Dorso en ocasiones con setas largas, pigidio masculino ovalado o casi triangular (Figura 5). Los adultos de *Cyclocephala* se caracterizan porque desde la vista dorsal se alcanzan a ver

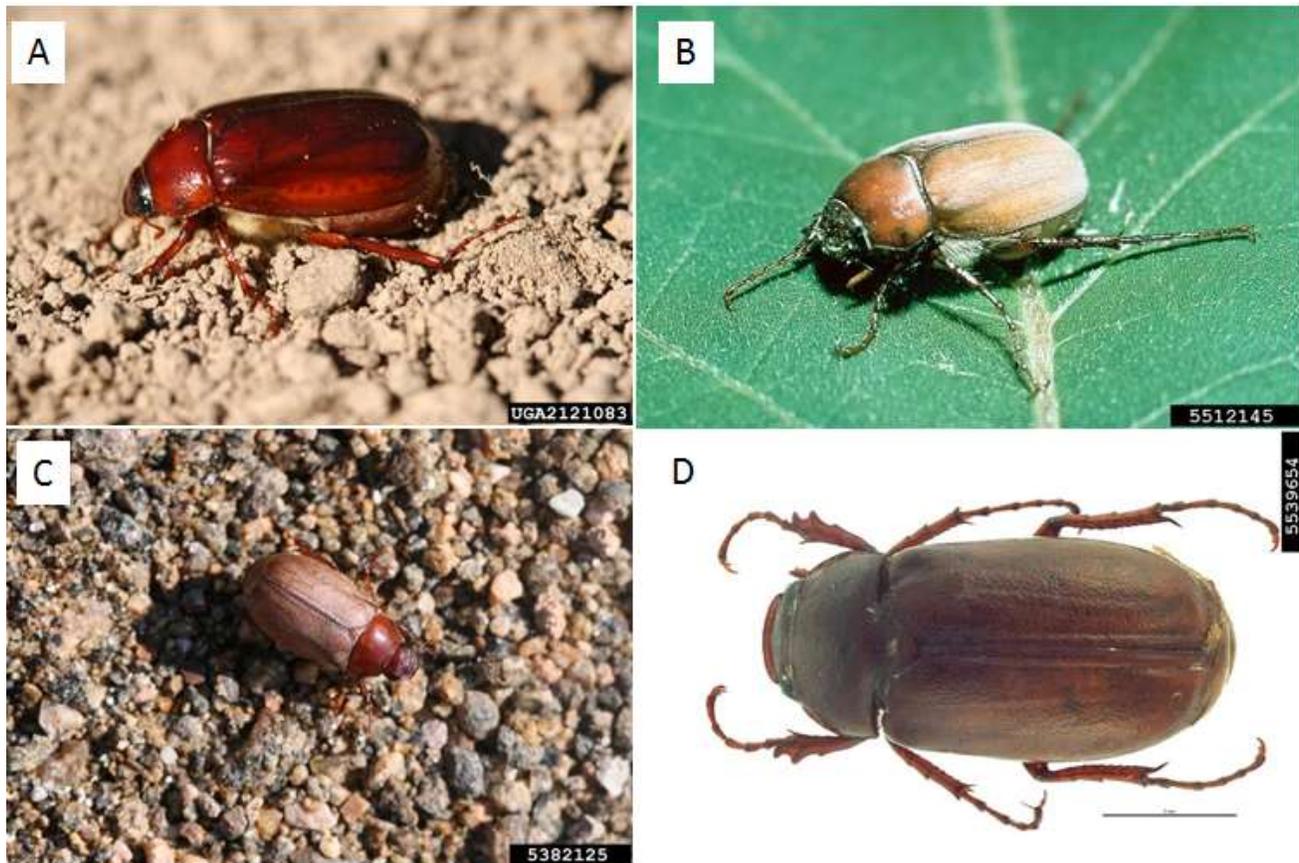


Figura 5. Adultos de gallinas ciegas del género *Phyllophaga*: A) *Phyllophaga* sp. B) *Phyllophaga submucida*; C) *Phyllophaga falsa*; D) *Phyllophaga ephilida*. Créditos: A) Katovich, 2006; B) Kansas Department of Agriculture, 2014; C) Cranshaw, 2008; D) Engasser, 2015.

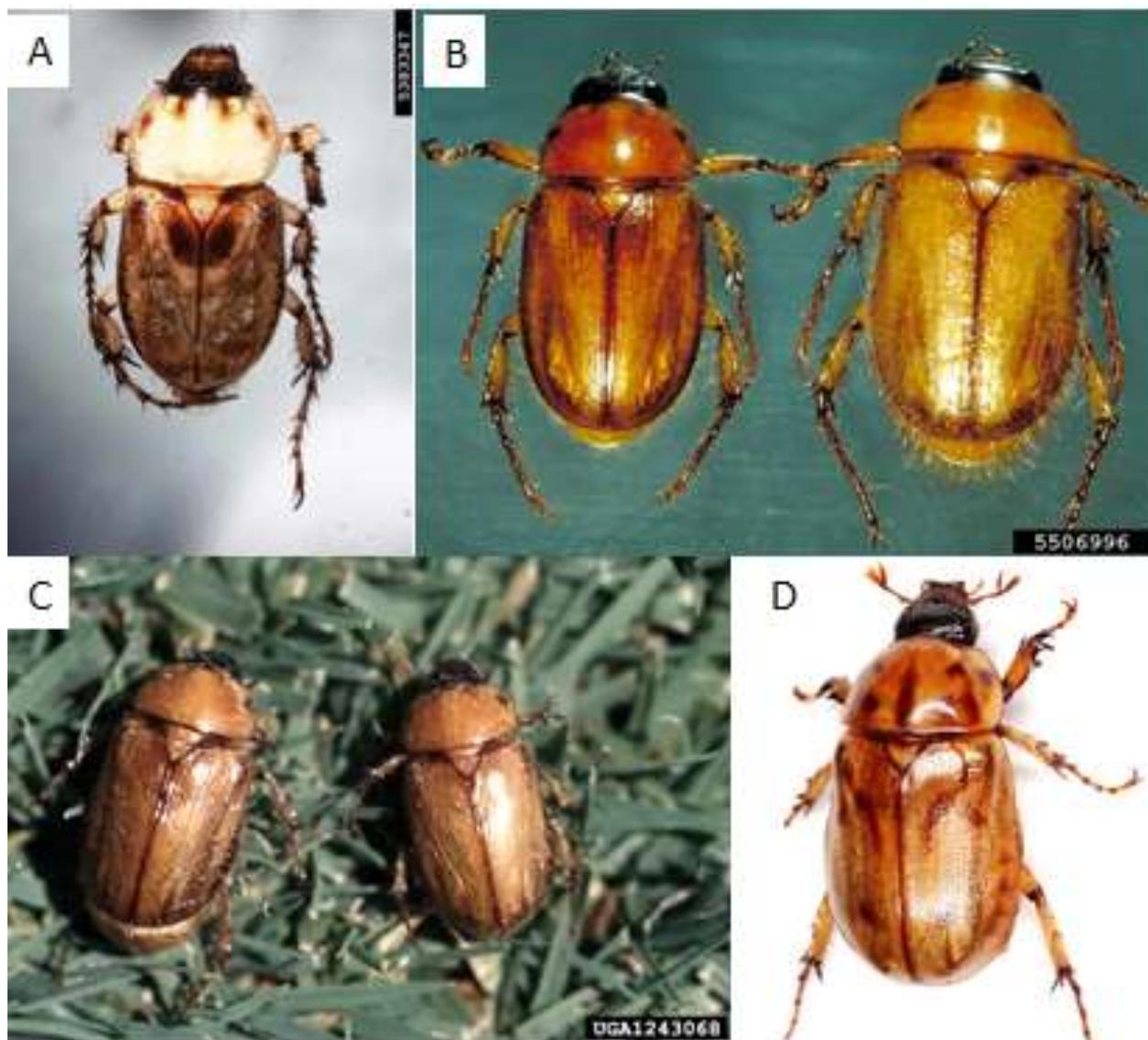


Figura 6. Adultos de gallinas ciegas del género *Cyclocephala*. A) *Cyclocephala amazona*; B) *Cyclocephala immaculata* y *Cyclocephala borealis*; C) *Cyclocephala hirta*; D) *Cyclocephala lunulata*. Créditos: A) Olsen, 2008; B) Sloderbeck, 2014; C) Cranshaw, 2004; D) Vitanza, 2016.

DAÑOS

No todos los gusanos blancos que viven en el suelo son “gallina ciega”, ni todas las “gallinas ciegas” pueden causar daños a las plantas cultivadas. Algunas especies o variedades solo comen restos vegetales o suelo con abundante

material orgánico, otras buscan las raíces o tallos de las plantas cuando no encuentran suficientes restos en el suelo, y solo unas pocas especies se alimentan exclusivamente con raíces vivas (Fig. 7). Aún éstas solo causarán pérdidas cuando sean muy abundantes. Al

contrario, la mayoría de las “gallinas ciegas” benefician al suelo como lo hacen las lombrices de tierra, porque sus movimientos ayudan a que circule el agua y el aire entre las raíces y las partículas de suelo. Cuando las “gallinas ciegas” comen los restos vegetales del suelo, aceleran la transformación de los compuestos duros en sustancias que fácilmente pueden ser usadas por otros organismos más pequeños, además, sus excrementos poseen un alto contenido de nitrógeno asimilable por lo que apoyan el crecimiento de las plantas. La capacidad de cada especie de “gallina ciega” para causar daño a las plantas se debe a su habilidad para comer y digerir diferentes productos alimenticios en ambientes o condiciones cambiantes (Morón *et al.*, 2016).

El tercer estadio larval es 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 durante siete a 14 meses, hasta aumentar de seis a ocho veces su peso antes de iniciar la etapa de prepupa, de ahí que el daño es muy grande en el sistema radical de las plantas cultivadas (Polanco, 2008). Como se había

indicado, los daños se deben a las larvas de tercer estadio, que se alimentan de las raíces de los cultivos, con síntomas muy característicos, en plantas jóvenes y plántulas, el ataque de la gallina ciega causa marchitez que se caracteriza por un primer engarce de las hojas, seguido por la muerte de las plantas pequeñas y la reducción del vigor de las más grandes. En los tubérculos y otros cultivos subterráneos, las larvas se alimentan haciendo agujeros circulares en ellas, con lo que pierden su valor comercial. Los adultos son defoliadores y dañan una gran cantidad de cultivos frutales y árboles forestales como resultado de alimentarse de brotes apicales y hojas tiernas (Plantwise, 2020). En un cultivo de maíz la relación entre la densidad de las larvas de tercer estadio y las plantas jóvenes perdidas, indica que la presencia de cuatro gusanos por metro cuadrado es un factor crítico, una situación asimismo mostrada en relación con el rendimiento de grano. En plantas de mayor envergadura, el nivel umbral será superior, y plantas maduras vigorosas pueden compensarse por el daño (King, 1994).



Figura 7. Daños ocasionados por el complejo gallina ciega. A) Daño de larva de *Cyclocephala lurida* en césped *Agrostis stolonifera*; B) Daño de larva de *Phyllophaga* spp. en raíz de plántulas de pino; C) Daño de adulto de *Phyllophaga* spp. alimentándose de hojas de Anona; D) Daño de adulto de *Phyllophaga* spp. alimentándose de hojas de *Croton* sp. Créditos: A) Upham, 2014; B) Bennett, 1999; C y D) Jiménez y Rodríguez, 2014.

MEDIDAS FITOSANITARIAS

MONITOREO

Para el monitoreo de gallina ciega, se han realizado algunos trabajos para la determinación de feromonas y formas de atracción de adultos para su monitoreo. Leal (2003) identificó, para *Phyllophaga elenans*, como feromonas de atracción a tres compuestos derivados de aminoácidos: éster

metil de L-isoleucina (LIME), éster metil de N-formil L-isoleucina (ForLIME) y éster metil de N-acetil L-isoleucina (Ac-LIME), de las cuales en campo For-LIME fue la sustancia más efectiva para la captura de adultos.

Para *Phyllophaga cuyabana*, Zarbin et al. (2007) identificaron dos componentes de feromona sexual liberada por hembras, el fenol 1 y p-cresol 2, y en pruebas de campo las

capturas de machos fueron significativas comparadas con los testigos.

Para *Phyllophaga lenis*, Zaragoza-Ortega et al. (2017) sugieren la combinación de metil 2-(metiltio) benzoato de metilo y luz para la atracción de adultos preferentemente machos, aunque, también atrae a algunas hembras.

Sin embargo, la búsqueda de feromonas específicas para especies de *Phyllophaga* retrasaría los trabajos de monitoreo de esta plaga, sin embargo, trabajos de Robbins et al. (2006) propusieron una mezcla de ésteres metílicos de dos aminoácidos, L-vanila y L-isoleucina, con las cuales se lograron capturas de machos del 40% de especies de las 147 presentes en Estados Unidos y Canadá.

CONTROL CULTURAL

La elección de fechas de siembra apropiada puede ayudar a escapar a ciertas plagas, como en el caso de las gallinas ciegas, una siembra tardía puede evitar la oviposición del 80-90% de hembras grávidas de *Phyllophaga lalanza* en cañaverales de Nayarit (Morón et al., 1998).

Para el caso del maíz, se ha observado que en las siembras tardías, entre el 15 y 30 de abril, la germinación de la planta coincide con la época de vuelo de *Phyllophaga vetula* que coincide con el estado de plántula y existen más daños, por lo que se ha sugerido adelantar la siembra un mes, dentro el 15 y 20 de marzo, para asegurar que cuando se presenten las larvas de gallina ciega del tercer instar, la planta esté más

desarrollada y pueda responder mejor al daño ocasionado por las larvas (Aragón et al., 2005).

También se recomienda la rotación de cultivos, sobre todo cuando se tiene conocimiento de la preferencia de oviposición de los adultos de gallina ciega particularmente en maíz y sorgo sobre el cultivo del frijol, por lo que se recomienda evitar monocultivos en ciertas regiones y realizar la rotación de cultivos (Rodríguez, 1984).

En la región mixteca de Puebla, se recomienda la rotación de cultivos de maíz con Jamaica para reducir las poblaciones de *Phyllophaga obsoleta* y *P. ravida* dado que la raíz leñosa de la jamaica es menos apetecible para la plaga (Nájera-Rincón et al., s/a).

El barbecho y rastreo de los terrenos agrícolas, además de permitir la preparación del terreno elimina algunas plagas que viven en el suelo, ya que se exponen directamente las larvas o las celdas pupales a la desecación y a la acción mecánica ocasionada por el paso de la rastra, destruyéndose hasta un 80% de pupas (Morón et al., 1998).

La presencia de materia orgánica en el suelo, además de favorecer la fertilidad del suelo contribuye positivamente al equilibrio entre poblaciones de insectos y enemigos naturales, lo que trae como consecuencia una reducción de daños a la producción de maíz (Nájera-Rincón et al., s/a).

CONTROL FÍSICO

Una estrategia de control físico para evitar que los adultos de las gallinas ciegas ovipositen en el suelo es el uso de barreras físicas, como serían las mallas anti-insectos o las láminas de polietileno; Toledo (2002), evaluó el uso de estas barreras físicas, colocando permanentemente la malla anti-insectos sobre plantas de fresa, solo levantándolas durante el día dos veces por semana para hacer labores de cultivo y las láminas de polietileno eran colocadas solo durante la noche, de esta forma se redujo la cantidad de larvas de gallina ciega de 23.7 larvas/m² a 1.6 larvas/m². Sin embargo, se tiene que tener en cuenta el costo en caso de querer aplicarse a un cultivo como el maíz.

El uso de trampas de luz fluorescente negra para la captura de adultos ha resultado eficiente para reducir las poblaciones de *Phyllophaga ravidata* en maíz. Aragón-García et al. (2008) reportaron la captura de 90,289 ejemplares de *P. ravidata* y mejores resultados respecto al peso seco de la raíz y del diámetro del tallo de las plantas debido a la menor cantidad de larvas en el suelo, en comparación con el control.

En algunas regiones o comunidades agrícolas es factible establecer programas de colaboración con agricultores para que esto mediante un programa de capacitación sobre la biología de la gallina ciega, sea factible la colecta de adultos con lo cual se incorpora la captura masiva de adultos como una alternativa al manejo integrado. Cruz-López et al. (2001) reportaron un programa exitoso

realizado en Chiapas, donde lograron recolectar hasta 40,995 ejemplares de adultos de gallina ciega mediante la colecta manual durante 4 semanas en 27 hectáreas de maíz entre las 7:30 y 9:00 pm.

Otra táctica de control físico para reducir las poblaciones de larvas de gallina ciega, es la solarización, la cual se base en el principio de atrapar la energía calórica de los rayos solares bajo una lámina de polietileno transparente que se deposita sobre un suelo previamente humedecido, logrando elevar la temperatura a niveles que resultan mortales para las larvas; este uso puede combinarse con la adición, antes de tapar, con residuos de cosecha u otras materias orgánicas sin descomponer, ya que el proceso de descomposición de estas libera calor y sustancia tóxicas (biofumigación) [Nájera-Rincón et al., s/a].

CONTROL BIOLÓGICO

Dentro del uso de nematodos entomopatógenos, se tienen registros de la eficiencia de *Steinernema glaseri* sobre *Phyllophaga vetula* matando al 75% de larvas cuando se aplica en suspensión acuosa y con humedad moderada en el suelo de 11.8% (Girón-Pablo et al., 2015) y hasta del 97.5% a dosis de 1000 nematodos por larva, seguido de *Heterorhabditis bacteriophora* con el 87.5% y *Steinernema feeliae* con el 60% a la misma dosis (Girón-Pablo et al., 2015b).

Adicionalmente, se han realizado pruebas para determinar si existe una interacción sinérgica entre el uso de hongos y nematodos

entomopatógenos para mejorar el control del complejo de gallina ciega. Ruiz-Vega *et al.* (2020) evaluaron el uso de *Metarhizium anisopliae* con *Steinernema carpocapsae* y *S. glaseri* Cepa NJ-43, encontrando que la mezcla entre *M. anisopliae* con *S. glaseri* incrementó la mortalidad de un 40 a un 47%, lo cual no es significativo, ya que el uso solo de *S. carpocapsea* fue del 80%, sin embargo se pudieran esperar mejores resultados si el hongo se aísla directamente de larvas de *Phyllophaga* sp., ya que *M. anisopliae* por sí solo no tuvo ningún efecto sobre el huésped.

Finalmente, existe evidencia del efecto que tienen los virus en el control biológico de *Phyllophaga* spp. Jenkins *et al.* (2011) encontraron que el virus iridiscente de invertebrados 6 (IIV6) causa infección tanto en adultos como en larvas de *P. vandinei* a través de distintos modos de transmisión: cuando se inyecta el virus se alcanzan tasas de mortalidad de aproximadamente el 30%, adultos infectados no se alimentan ni se aparean. Los adultos infectados podrían infectarse al entrar en contacto con el suelo o material vegetal que haya estado expuesto a adultos infectados hasta dos semanas después de la introducción de estos adultos infectados, por lo que puede ser un procedimiento potencial a investigar sobre control biológico práctico.

CONTROL QUIMICO

Dentro de los productos químicos utilizados para el control de las gallinas ciegas (*Phyllophaga* sp. y *Cyclocephala* sp.) en maíz, para su aplicación al suelo, tratamiento de

semilla o aplicación al momento de la siembra y que están autorizados por la Comisión Federal para la Protección contra Riesgos Sanitarios (COFEPRIS) existen varios ingredientes activos (Cuadro 4 al 7).

Cuadro 4. Insecticidas autorizados en México para el control de *Phyllophaga* sp. y *Cyclocephala* sp. para tratamiento a la semilla de maíz (SENASICA, 2011).

Insecticida	Formulación y dosis	IS
Acefate	sc 3-4 l/100 kg	-
Bifentrina	p 100-120 g/20 kg	-
	sa 750 ml/100 kg	-
Carbofuran	sa 3-5 l/100 kg	-
Carbosulfan	sa 7 l/100 kg	-
Carboxín+	p 51 g/22 kg	-
Diazino+		
Lindano (uso restringido)		
Diazinon	sm 4-5 l/100 kg	-
Fipronil	sa 3.75-5 l/100 kg	-
	sc 0.1-0.3 l/100 kg	-
Imidacloprid	pd 100g/50,000 semillas	SL
	sa 100-125ml/50,000 semillas	-
Teflutrina	m 100 ml/100 kg	SL
Thiametoxam	sa 17-33 ml/ha	-

Cuadro 5. Insecticidas autorizados en México para el control de *Phyllophaga* sp. y *Cyclocephala* sp. para aplicarse a la siembra de maíz (SENASICA, 2011).

Insecticida	Formulación y dosis	IS
Bifentrina	p 800-900 g/ha	-
	ph 800 g/ha	-
Carbofuran + Cadusafos	g 20-25 kg/ha	-
Clorpirifos etil	gd 20 kg/ha	2I
Fipronil	sa 0.8-1.0 l/ha	SL
Teflutrina	g 15-20 kg/ha	-
Thiametoxam	g 20-30 kg/ha	-

Cuadro 6. Insecticidas autorizados en México para el control de *Phyllophaga* sp. y *Cyclocephala* sp. aplicados después de la siembra de maíz (SENASICA, 2011).

Insecticida	Formulación y dosis	IS
Carbosulfan	ce 3-4 l/ha	-
Clotianidin	gd 500-600 g/ha	-

Cuadro 7. Insecticidas autorizados en México para el control de *Phyllophaga* sp. y *Cyclocephala* sp. aplicados al suelo (SENASICA, 2011).

Insecticida	Formulación y dosis	IS
Bifentrina	g 15-30 kg/ha	1
Cadusafos	g 20-25 kg/ha	1
Carbofuran	g 20-40kg/ha	-
	sa 2.0-5.2 l/ha	-
Carbosulfan	g 30 kg/ha	-
Clorpirifos etil	g 25-30 kg/ha	21
	ce 5 l/ha	-
Diazinon	g 20-25 kg/ha	-
	p 32-40 kg/ha	-
Etoprofos	g 26-33 kg/ha	-
Fipronil	g 10 kg/ha	SL
Fonofos	ce 2 l/ha	-
(Dyfonate)	g 20 kg/ha	-
Foxim	g 25 kg/ha	-
Isazofos	g 20 kg/ha	-
Isofenfos	g 20 kg/ha	-
Lindano (uso restringido)	g 15-20 kg/ha	-
Permetrina	g 10-25 kg/ha	-
Tebupirimphos	g 10-12 kg/ha	-
Terbufos	g 20-30 kg/ha	-
Triclorfon	g 40-50 kg/ha	SL

Abreviaturas de todos los cuadros: ce=concentrado emulsionable; g=granulado; gd=granulos dispersables; IS: Intervalo de seguridad; m=microencapsulado; p=polvo; pd=polvo dispersable; ph=polvo humectable; sc=suspensión concentrada; sa=suspensión acuosa; SL= Sin Límite; sm=suspensión microencapsulado.

LITERATURA CITADA

Aragón G., A., M. A. Morón, J. F. López-Olguín, y

L. M. Cervantes-Peredo. 2005. Ciclos de Vida y Conducta de Adultos de Cinco Especies de *Phyllophaga* Harris, 1827 (Coleoptera: Melolonthidae: Melolonthinae). Acta Zoo. Mex. 21(2): 87-99.

Aragón-García, A., C. D. Nochebuena-Trujillo,

M. A. Morón y J. F. López-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.

Bautista M., N. 2006. Insectos Plaga, una guía ilustrada para su identificación. Colegio de Postgraduados. México. 113 p.

Cibrián T., D. 2013. Manual para la identificación y manejo de plagas en plantaciones forestales comerciales. CONAFOR-Universidad Autónoma Chapingo. México. 229 p.

CIPF. 2017. Norma Internacional para Medidas Fitosanitarias (NIMF) No. 8 Determinación de la situación de una plaga en un área. Convención Internacional de Protección Fitosanitaria. En línea:

https://www.ippc.int/static/media/files/publication/es/2017/06/ISPM_08_1998_Es_2017-04-22_PostCPM12_InkAm.pdf Fecha de consulta: abril 2020.

CIPF. 2020. Norma Internacional para Medidas Fitosanitarias (NIMF) No. 5 Glosario de términos fitosanitarios. Convención Internacional de Protección Fitosanitaria. En línea: <https://www.ippc.int/static/media/files/publica>

tion/es/2020/02/ISPM_05_2019_Es_Glossary_2
020-01-08_PostCPM-14_LRG

<https://gd.eppo.int/taxon/PROETR> Fecha de consulta: abril de 2020.

CONAFOR, s/a. *Phyllophaga* spp. En línea: http://sivicoff.cnf.gob.mx/ContenidoPublico/08%20Gu%C3%ADas%20de%20s%C3%ADntomas%20y%20da%C3%B1os/Gu%C3%ADas%20de%20s%C3%ADntomas%20y%20da%C3%B1os%20nativas/Phyllophaga_Version%20Larga.pdf. Fecha de consulta: abril de 2020.

Cruz-López, J. A., A. E. Castro R., C. Ramírez S. y B. Gómez G. 2001. Supresión manual de adultos de *Phyllophaga* spp. y *Anomala* spp. en maíz en México. Manejo Integrado de Plagas, 59: 41-47.

Cuate-Mozo, V. A., A. Aragón-García, G. A. Lugo-García, M. Aragón-Sánchez, B. C. Pérez-Torres y D. Juárez R. 2019. Comparación morfológica de larvas de tercer estadio de *Phyllophaga* y *Listrochelus* (Coleoptera: Melolonthidae). Entomología mexicana, 6: 660-666.

EPPO. 2020. *Phyllophaga* sp. (PHYGSP). En línea: <https://gd.eppo.int/taxon/PHYGSP>. Fecha de consulta: abril de 2020.

Girón-Pablo, S., J. Ruiz-Vega, R. Pérez-Pacheco, T. Aquino-Bolaños y L. Martínez-Martínez. 2015. Biological Control of *Phyllophaga vetula* (Horn) with Entomopathogenic Nematodes in Various Formulations and Moisture Conditions. Southwestern Entomologist, 40(3): 511-517.

Girón-Pablo, S., J. Ruiz-Vega, R. Pérez-Pacheco, Y. D. Ortiz-Hernández y T. Aquino-

Bolaños. 2015b. Biological Control of *Phyllophaga vetula* (Horn), and Lethal Concentration and Times of Entomopathogenic. Southwestern Entomologist, 40(2): 291-296.

Guzmán-Vásquez H. M., J. A. Sánchez-García y J. Hernández-Cruz. 2017. El Género *Cyclocephala* Dejean (Coleoptera: Melolonthidae: Dynastinae:Cyclocephalini) en México. Entomología mexicana, 4: 808-812.

Jenkins, D. A., W. B. Hunter y R. Geonaga. 2011. Effects of Invertebrate Iridescent Virus 6 in *Phyllophaga vandinei* and its potential as a biocontrol delivery system. Journal of Insect Science, 11 (44): 1-10.

King, A. B. S. 1994. Biología, Identificación y Distribución de Especies Económicas de *Phyllophaga* en América Central. En Seminario-Taller Centroamericano sobre la Biología y Control de *Phyllophaga* spp. (Costa Rica). En línea:

https://books.google.com.mx/books?id=8cM4jkoaJtYC&pg=PA69&lpg=PA69&dq=caracter%C3%ADsticas+morfologicas+de+phyllophaga+spp&source=bl&ots=jYJaN8Wjte&sig=ACfU3U29O4p_vrKkuW9RNuuBVDeJ2vo8cQ&hl=es&sa=X&ved=2ahUKEwiFgYqO-_voAhUERaOKHYkFDeY4FBDATAHegQlChAB#v=onepage&q=caracter%C3%ADsticas%20morfologicas%20de%20phyllophaga%20spp&f=false. Fecha de consulta: abril de 2020.

Leal, W. S., A. C. Oehlschlager, P. H. G. Zarbin, E. Hidalgo, P. J. Shannon, Y. Murata, L. González, R. Andrade y M. Ono. 2003. Sex Pheromone of The Scarab Beetle *Phyllophaga elenans* and

Salsbury, N. M. Schiff, D. J. Shetlar, M. Skinner, B. L. Sparks, J. A. Sutschek, T. P. Sutschek, S. R. Swier, M. M. Sylvia, N. J. Vickers, P. J. Vittum, R. Weidman, D. C. Weber, R. C. Williamson y M. G. Villani. 2006. Trapping *Phyllophaga* spp. (Coleoptera: Scarabaeidae: Melolonthinae) in the United State and Canada using sex attractants. *Journal of Insect Science*, 6(39): 1-124.

Rodríguez, L. A. 1984. Oviposición de *Phyllophaga crinita* Burmeister sobre diferentes cultivos en el norte de Tamaulipas, Mexico. *Southwest. Entomol.* 9: 184-186.

Ruiz-Vega, J., C. I. Cortés-Martínez, T. Aquino-Bolaños, P. T. Matadamas-Ortiz, C. García-Gutiérrez y J. Navarro-Antonio. 2020. Mortality of *Phyllophaga vetula* larvae by the separate and combined application of *Metarhizium anisopliae*, *Steinernema carpocapsae* and *Steinernema glaseri*. *Journal of Nematology*, 52: 1-8.

SENASICA. 2011. Listado de plaguicidas autorizados de uso agrícola. Dirección General de Inocuidad Agroalimentaria, Acuícola y Pesquera. México. 3877 p.

Serrano A. y M. A. Morón. 2017. Four new species of *Phyllophaga* Harris (Coleoptera: Scarabaeidae: Melolonthinae) from western Cuba. *Zootaxa* 4362(4): 575-583.

Toledo, M. 2002. Uso de Barreras Físicas para Evitar la Oviposición de Gallina Ciega (*Phyllophaga* spp.) en Fresa. *Nota Técnica. Agronomía Mesoamericana* 13(1): 55-58.

Weppler R. 2008. May beetle *Phyllophaga* genus. *Plant Health Australia*. 24 p.

Zaragoza-Ortega M., O. L. Segura-León, J. Hernández-Cruz, J. Valdez-Carrasco y S. Sánchez Soto. 2017. The Response of *Phyllophaga brevidens* and *Phyllophaga lenis* (Coleoptera: Scarabaeidae) to methyl 2-(methylthio) benzoate and light. *Florida Entomologist*, 100(3): 546-550.

Zarbin, P. H. G., W. S. Leal, C. J. Ávila y L. J. Oliveira. 2007. Identification of the sex pheromone of *Phyllophaga cuyabana* (Coleoptera: Melolonthidae) *Tetrahedron Letters*, 48(11): 1991-1992.

REFERENCIA DE IMÁGENES Y FOTOGRAFÍAS

Bennett, W. H. 1999. May-June beetles (*Phyllophaga* sp.). USDA Forest Service, Bugwood.org. En línea: <https://www.invasive.org/browse/detail.cfm?imgnum=4178067>. Fecha de consulta: abril de 2020.

Cranshaw, W. 2004. Western masked chafer (*Cyclocephala hirta*). Colorado State University, Bugwood.org. En línea: <https://www.invasive.org/browse/detail.cfm?imgnum=1243068>. Fecha de consulta: abril de 2020.

Cranshaw, W. 2008. Scarab beetle (*Phyllophaga falsa*). Colorado State University, Bugwood.org. En línea: <https://www.invasive.org/browse/detail.cfm?imgnum=5382125>. Fecha de consulta: abril de 2020.

Engasser, E. 2015. May beetle (*Phyllophaga ephilida*). USDA APHIS PPQ, Bugwood.org. En línea:

<https://www.invasive.org/browse/detail.cfm?imgnum=5539654>. Fecha de consulta: abril de 2020.

Espinoza H. 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 En línea: http://www.fhia.org.hn/downloads/proteccion_veg_pdfs/hojatecnicaprotvegetal3fhia.pdf.

Fecha de consulta: abril de 2020.

García G. L., L. Ortega-Arenas, H. G. Hernández, A. A. García, J. R. Nápoles y R. R. Cortés. 2009. Descripción de las larvas de tercer instar de Melolonthidae (Coleoptera) asociadas al cultivo de *Agave tequilana* var. Azul y su fluctuación poblacional en Jalisco, México. Neotropical Entomology 38(6): 769-780.

Jiménez M., E. S. y O. Rodríguez F. 2014. Insectos plaga de cultivos en Nicaragua. Universidad Nacional Agraria, Managua, Nicaragua. 226 p.

Kansas Department of Agriculture, 2014. May beetle (*Phyllophaga submucida*). Bugwood.org. En línea: <https://www.invasive.org/browse/detail.cfm?imgnum=5512145>. Fecha de consulta: abril de 2020.

Katovich, S. 2006. May-Jun beetles (*Phyllophaga* sp.) Bugwood.org. En línea: <https://www.invasive.org/browse/detail.cfm?imgnum=2121083>. Fecha de consulta: abril de 2020.

Katovich, S. 2012. May-Jun beetles (*Phyllophaga* sp.). Bugwood.org. En línea:

<https://www.forestryimages.org/browse/detail.cfm?imgnum=5486521>. Fecha de consulta: abril de 2020.

Oliveira, C. M. y M. R. Frizzas. 2017. How climate influences the biology and behaviour of *Phyllophaga capillata* (Coleoptera: Melolonthidae) in Brazilian Cerrado. Austral Entomology. doi: 10.1111/aen.12309

Olsen, C. 2008. Scarab (*Cyclocephala amazona*). USDA APHIS PPQ, Bugwood.org. En línea:

<https://www.invasive.org/browse/detail.cfm?imgnum=5383347>. Fecha de consulta: abril de 2020.

Sloderbeck, P. 2014. Masked chafers (*Cyclocephala* sp.). Kansas State University, Bugwood.org. En línea: <https://www.invasive.org/browse/detail.cfm?imgnum=5506996>. Fecha de consulta: abril de 2020.

Vitanza, S. 2016. *Cyclocephala lunulata*. Iowa State University. En línea: <https://bugguide.net/node/view/1243784> Fecha de consulta: abril de 2020.

Upham, W. 2014. Southern masked chafer (*Cyclocephala lurida*). Kansas State University, Bugwood.org. En línea: <https://www.invasive.org/browse/detail.cfm?imgnum=5511540>. Fecha de consulta: abril del 2020.

Nota: Las imágenes contenidas son utilizadas únicamente con fines ilustrativos e informativos, las cuales han sido tomadas de diferentes fuentes otorgando los créditos correspondientes.

Forma recomendada de citar:

DGSV-CNRF. 2020. Gallinas Ciegas
Phyllophaga spp. (Coleoptera: Melolonthidae:
Melolonthinae) y *Cyclocephala* spp.
(Coleoptera: Melolonthidae: Dynastinae). Sader-
Senasica. Dirección General de Sanidad
Vegetal-Centro Nacional de Referencia
Fitosanitaria. Ficha técnica. Tecámac, Estado de
México, 21 p.



DIRECTORIO

Secretario de Agricultura y Desarrollo Rural

Dr. Víctor Manuel Villalobos Arámbula

Director en Jefe del Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y
Calidad Agroalimentaria

Dr. Francisco Javier Trujillo Arriaga

Director General de Sanidad Vegetal

Ing. Francisco Ramírez y Ramírez

Director del Centro Nacional de Referencia Fitosanitaria

M.C. Guillermo Santiago Martínez