

FICHA TÉCNICA

Helicoverpa zea (Boddie, 1850)
(Lepidoptera: Noctuidae)

Gusano elotero



Créditos: Day, 2014.



AGRICULTURA
SECRETARÍA DE AGRICULTURA Y DESARROLLO RURAL



SENASICA
SERVICIO NACIONAL DE SANIDAD,
INIGUIDAD Y CALIDAD AGROALIMENTARIA

CONTENIDO

IDENTIDAD DE LA PLAGA	1
Nombre científico	1
Sinonimia	1
Clasificación taxonómica	1
Nombres comunes	1
ESTATUS FITOSANITARIO	1
DISTRIBUCIÓN MUNDIAL	1
HOSPEDANTES	1
CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS DE RECONOCIMIENTO	3
DAÑOS	6
MEDIDAS FITOSANITARIAS	9
Control cultural	10
Control genético	10
Técnica del insecto estéril	11
Control químico	11
Control biológico	11
LITERATURA CITADA	13



IDENTIDAD DE LA PLAGA

Nombre científico

- *Helioverpa zea* (Boddie, 1850).
(CABI, 2020).

Sinonimia

- *Bombyx obsoleta* Fabricius
- *Chloridea obsoleta* Fabricius
- *Heliothis armígera* autc. Nec Huebner
Hübner
- *Heliothis ochracea* Cockerell
- *Heliothis umbrosa* Grote
- *Heliothis zea* Boddie
- *Phalaena zea* (Boddie)
(CABI, 2020)

Clasificación taxonómica

Phylum: Arthropoda

Clase: Insecta

Orden: Lepidoptera

Familia: Noctuidae

Género: *Helicoverpa*

Especie: *H. zea*

(CABI, 2020)

Nombres comunes

- Gusano elotero
- Gusano bellotero
- Gusano del fruto del tomate
(CABI, 2020)

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), *Helicoverpa zea* se encuentra en México como **Presente: en toda el área sembrada con cultivos hospederos** por lo que se considera, según al NIMF No. 5 “Glosario de términos fitosanitarios”, plaga no cuarentenaria (CIPF, 2019).

DISTRIBUCIÓN MUNDIAL

Helicoverpa zea está confinada al nuevo mundo, se presenta en el Continente Americano desde Canadá hasta Argentina (Figura 1), particularmente en Antigua y Barbuda, Argentina, Bahamas, Barbados, Bermuda, Bolivia, Brasil, Canadá, Colombia, Costa Rica, Cuba, Dominica, El Salvador, Guatemala, Guyana, Guayana Francesa, Haití, Honduras, Islas Falkland, Isla Guadalupe, Islas Vírgenes Americanas, Jamaica, Monserrat, Nicaragua, Panamá, Perú, Puerto Rico, República Dominicana, San Kitts y Nevis, Santa Lucía, San Vicente y Las Granadinas, Surinam y Venezuela. Y ampliamente distribuida en Chile, Ecuador, Estados Unidos, Martinica, México, Paraguay y Uruguay (CABI, 2020; EPPO, 2020). Fuera del Continente Americano, se ha localizado a *H. zea* en China (Anhui) y con intercepciones en Reino Unido y Suiza (CABI, 2020).

HOSPEDANTES

Helicoverpa zea es polífaga en hábitos alimenticios; en América del Norte, los reportes indican que tiene una clara preferencia por el maíz, particularmente por variedades de maíz dulce y maíz palomero; así como, también de

sorgo. La mayoría de sus hospedantes pertenecen a las familias: Poaceae, Malvaceae, Fabaceae y Solanaceae. Tiene en total más de 100 especies registradas como hospederas (Cuadro 1 y 2), con una preferencia de

alimentación de flores y frutos, pero también se alimenta de las hojas de las plantas hospedantes (CABI, 2020).



Figura 1. Distribución mundial de *Helicoverpa zea*. Créditos: CABI, 2020.

Cuadro 1. Hospedantes principales de *Helicoverpa zea* (CABI, 2020).

Nombre común	Nombre científico
Okra	<i>Abelmoschus esculentus</i>
Arveja de Angola	<i>Cajanus cajan</i>
Chile	<i>Capsicum annuum</i>
Soya	<i>Glycine max</i>
Algodón	<i>Gossypium sp.</i>
Girasol	<i>Helianthus annuus</i>
Frijol	<i>Phaseolus vulgaris</i>
Jitomate	<i>Solanum lycopersicum</i>
Berenjena	<i>Solanum melongena</i>

Sorgo	<i>Sorghum bicolor</i>
Maíz	<i>Zea mays</i>
Maíz dulce	<i>Zea mays subsp. mays</i>

Cuadro 2. Hospedantes secundarios de *Helicoverpa zea* (CABI, 2020).

Nombre común	Nombre científico
Yute chino	<i>Abutilon theophrasti</i>
Amaranto	<i>Amaranthus sp.</i>
Cacahuete	<i>Arachis hypogaea</i>
Col	<i>Brassica oleracea</i>

Coliflor	<i>Brassica oleracea</i> var. <i>botrytis</i>
Brócoli	<i>Brassica oleracea</i> var. <i>capitata</i>
Quinoa	<i>Chenopodium quinoa</i>
Garbanzo	<i>Cicer arietinum</i>
Citricos	<i>Citrus spp.</i>
Melón	<i>Cucumis melo</i>
Pepino	<i>Cucumis sativus</i>
Fresa	<i>Fragaria ananassa</i>
Geranio Carolina	<i>Geranium carolinianum</i>
Gerbera	<i>Barbeton daisy</i>
Campanilla morada	<i>Ipomoea purpurea</i>
Lechuga	<i>Lactuca sativa</i>
Ortiga mansa	<i>Lamium amplexicaule</i> <i>Lespedeza juncea</i> var. <i>sericea</i>
Madreselva	<i>Lonicera japónica</i>
Mielga negra	<i>Medicago lupulina</i>
Alfalfa	<i>Medicago sativa</i>
Tabaco	<i>Nicotiana tabacum</i>
Mijo común	<i>Panicum miliaceum</i>
Sauce	<i>Salix sp.</i>
Coronilla rosa	<i>Securigea varia</i>
Espinaca	<i>Spinacia oleracea</i>
Trébol escarlata	<i>Trifolium incarnatum</i>
Veza	<i>Vicia sativa</i>
Veza vellosa	<i>Vicia villosa</i>
Caupí	<i>Vigna unguiculata</i>

CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS DE RECONOCIMIENTO

Huevo

Durante la floración del cultivo del maíz, las hembras adultas depositan sus huevos de

forma aislada, preferentemente sobre los estigmas turgentes. Los huevos son semiesféricos, acanalados, de 1 mm de diámetro. Las estrías que dan lugar al acanalado se originan desde el borde hacia el ápice. Recién puestos son de color blanco cremoso, posteriormente cambiaron a amarillo claro y finalmente a negro. El color negro es consecuencia de la coloración oscura de la capsula cefálica de la larva neonata (Figura 2) [Tulli et al., 2015].



Figura 2. Huevo de *Helicoverpa zea* en diferentes estados de maduración, de izquierda a derecha, del 1er, 2do. Y 3er día de ovipositado. Créditos: University of Georgia, 1990.

Larva

El estado larval varía de cinco a siete mudas, dependiendo de la localidad donde se desarrollan, debido a las condiciones climáticas y la disponibilidad de alimento, en este estado es donde inicia la acción fitófaga sobre el hospedero. La determinación de los diferentes estadios larvales, se basa en el ancho de la cápsula cefálica y la distancia entre las setas frontales (Zúñiga et al., 2011). La larva de primer

instar (L1), presenta cuerpo de color blanco con la cabeza negra, de 1.4 a 2.4 mm de longitud y 0.3 mm de diámetro. Luego de emerger del huevo, se introduce a la mazorca en menos de 24 horas, la migración desde los estigmas hacia el ápice de la mazorca se produce en la primera hora de nacida, por lo que el tiempo en el cual la L1 es vulnerable a la acción de los enemigos naturales o al efecto de los insecticidas es muy corto. La larva de segundo instar (L2) presenta el cuerpo de coloración marrón clara con la cabeza color ámbar. De 2.5 a 8 mm de longitud y 0.97 mm de diámetro. L2 siempre se encuentra dentro de la mazorca y es la que inicia la alimentación sobre los granos. La larva de tercer instar (L3) tiene el cuerpo con coloración marrón claro y la cabeza ámbar, o cuerpo marrón oscuro con la cabeza castaña, en ambos casos se presenta una banda longitudinal, lateral, de color blanco. De 7 a 15 mm de longitud y diámetro promedio de 1.8 mm. Larva de cuarto estadio (L4), presenta coloración variable de cuerpo y de cabeza, puede ser de cuerpo marrón claro y cabeza ámbar, cuerpo marrón oscuro y cabeza castaña o cuerpo y cabeza verde, pero siempre con la banda longitudinal, lateral, de color blanco, de 14 a 25 mm de longitud y diámetro de 3.2 mm. La larva de quinto estadio (L5) presenta una mayor variabilidad en la coloración del cuerpo, algunos son en su totalidad verdes y/o rojiza, algunos ejemplares pueden tener cabeza ámbar, castaño claro y oscuro, y gris oscuro, las que corresponden a cuerpos de coloración rosada, verdes, amarillos y grises. Pero en todos

los casos, presentan la banda longitudinal, lateral, de color blanco, bien definida, de 25 a 36 mm de longitud y 5.6 mm de diámetro (Figura 3) [Tulli *et al.*, 2015].



Figura 3. Larva de *Helicoverpa zea* en mijo. Créditos: Ottens, 2004.

En estado de larva, es factible confundir a *H. zea* con *Helicoverpa virescens* ya que tienen varias características similares; sin embargo, pueden diferenciarse por lo siguiente: a) Pináculo setífero del VIII segmento abdominal sin microespinas y mandíbulas sin retináculo (estructura en la base similar a un peine) (Figura 4) [Bautista-Martinez, 2006].

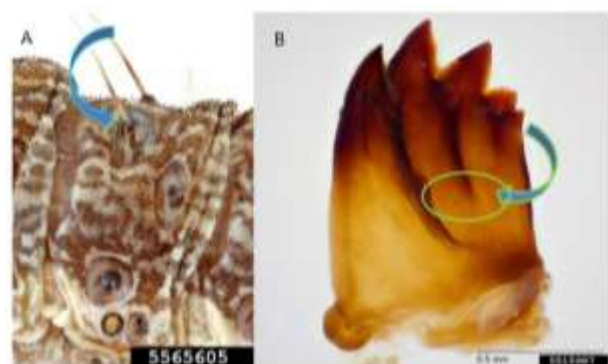


Figura 4. Características de *Helicoverpa zea* que lo diferencian de *Heliiothis virescens*: A) Pináculo sin microespinas; B) Mandíbulas sin retináculo. Créditos: A) Toennisson, 2018; B) Gilligan, 2014.

Pupa

Las pupas de *Helicoverpa zea* son de color marrón claro a oscuro, dependiendo de la madurez de la misma y de aproximadamente 20 mm de largo, con dos espinas terminales distintas. Las pupas se encuentran de 5 a 15 cm de profundidad de la superficie del suelo (CABI, 2020). *H. zea* pasa el invierno como una pupa en diapausa en el suelo; sin embargo; no soportan la congelación y están sujetas a alta tasa de mortalidad antes del congelamiento. El sexo no se ve influido por la exposición al frío de las pupas (Figura 5) [Morey et al., 2012].



Figura 5. Pupa de *Helicoverpa zea*. Créditos: Sisson, 2012, y 2012b.

Adulto

Los adultos por lo general aparecen en la primavera, después de que las pupas pasan el invierno en el suelo. Las palomillas tienen una expansión alar de 3.8 cm. Varían de color, pero el promedio tiene las alas anteriores de un color marrón grisáceo brillante, con líneas irregulares de color negro grisáceo y con una mancha oscura casi circular entre el centro y la punta del ala. Dichas líneas irregulares a menudo se vuelven de color verde olivo. Las alas posteriores son más claras, con puntos oscuros o manchas oscuras irregulares. Las palomillas vuelan durante los días calurosos nublados, pero principalmente al anochecer. Se alimentan del néctar de muchas flores y durante los atardeceres calurosos, depositan sus huevecillos en las plantas hospedantes de donde las larvas se van a alimentar (Figura 6) [Metcalf y Flint, 1962].

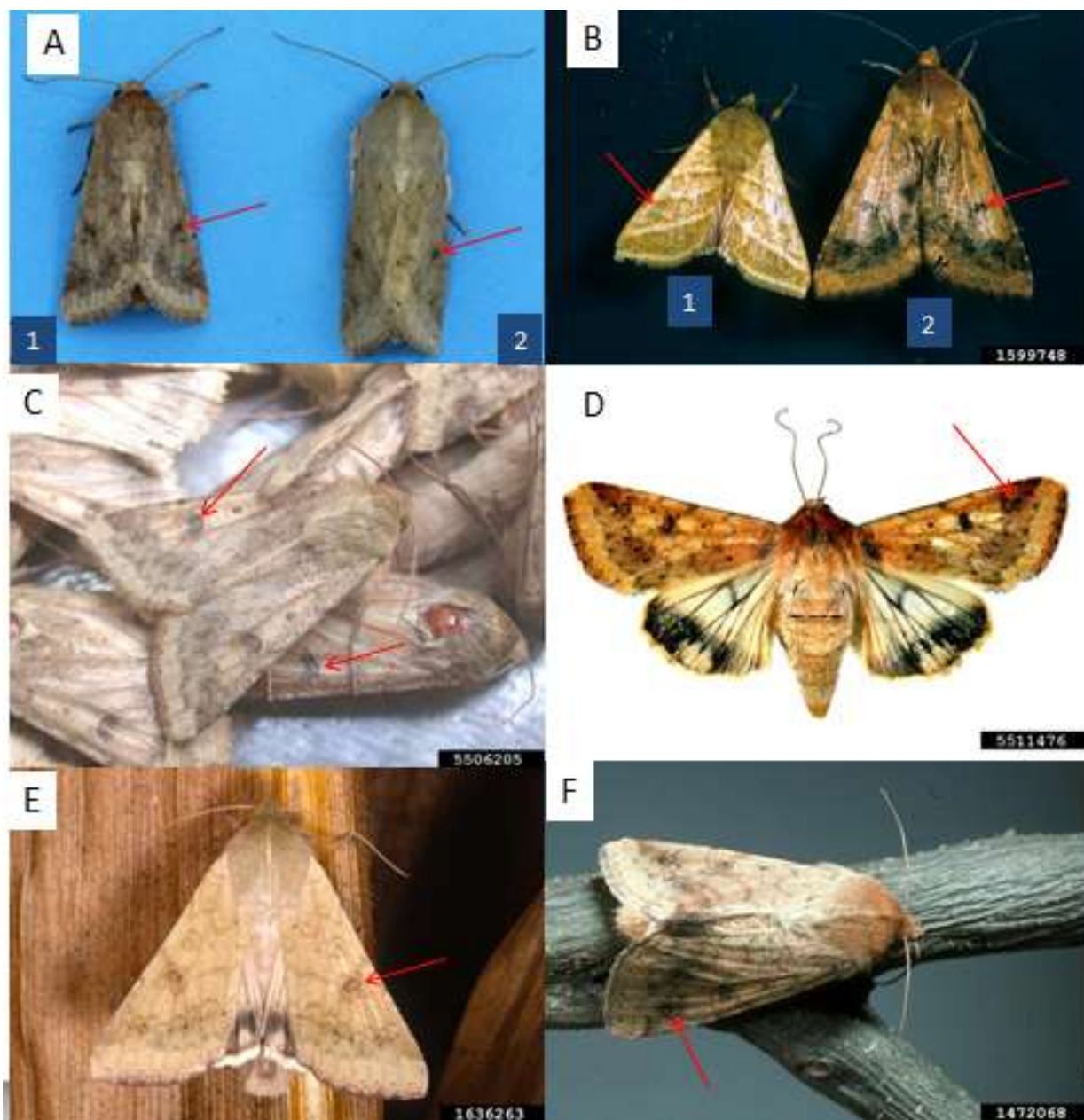


Figura 6. Adultos de *Helicoverpa zea* que muestran la mancha oscura casi circular cerca del centro en las alas anteriores. A y B) Dimorfismo sexual (1) Hembra (2) Macho. Créditos: A) Guzmán et al., s/a; B) French, 2011; C) Burkness, 2014; D) Bauernfeind, 2014; E) Culin, 2019; F) McKeever, 2010.

DAÑOS

Helicoverpa zea ataca preferentemente frutos, los cuales dañan al alimentarse, esto facilita la entrada de otros insectos plaga o de microorganismos que causan enfermedades en la planta. En el caso del algodón, el capullo,

las flores y las cápsulas jóvenes son atacados, y las larvas excavan el interior. Los brotes y las hojas jóvenes también pueden ser dañadas, especialmente en ausencia de estructuras fructíferas. Las plantas jóvenes de maíz tienen agujeros seriados en las hojas después que *H.*

zea se alimenta de la hoja apical. En las plantas más grandes, los huevos se encuentran en los estigmas, de los cuales se alimenta las larvas que emergen y avanzan hasta la mazorca, donde se alimentan de los estigmas internos y de los granos lechosos en la punta de la mazorca, generalmente solo se puede encontrar una larva grande por mazorca. El daño por lo general es en la punta de la

mazorca, pero puede incrementarse al resto de la misma. Las vainas de las legumbres se agujeran y se alimenta de las semillas. En el caso del tomate, cápsulas de algodón, corazones de col, lechuga y cabezas de flores se pueden observar las perforaciones o agujeros que dejan al alimentarse de ellos. (Figuras 7 y 8) [CABI, 2020].

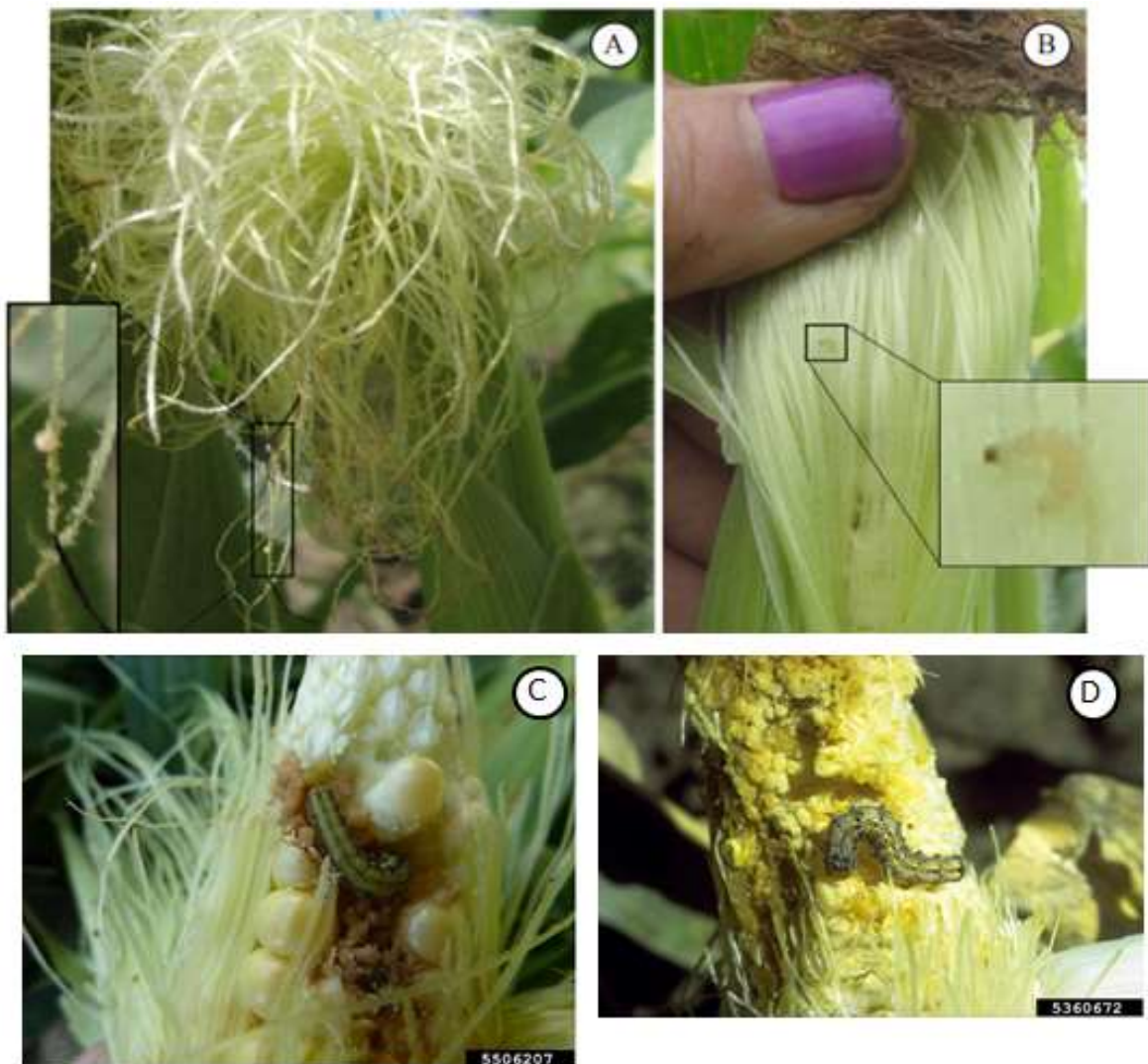


Figura 7. Daños ocasionados por *Helicoverpa zea* en maíz. A) Huevo sobre un estigma; B) Larva de primer instar alimentándose de los estigmas internos de la mazorca; C y D) Diferentes grados de daños en el elote. Créditos: A y B) Tulli et al., 2015; C) Burkness, 2014b; D) Nelson, 2008.



Figura 8. Daño causado por *Helicoverpa zea* en seis hospederos diferentes: A) jitomate; B) soya; C) cacahuate; D) girasol; E) algodón; F) tabaco. Créditos: A) Watt, 2014; B) French, 2011b; C) French, 2011c; D) University Of Georgia, 2001; E) Smith, 1990; F) Louque, 2008.

MEDIDAS FITOSANITARIAS

La información sobre la biología y comportamiento de *H. zea* permitirá la implementación de diferentes estrategias dentro de un Manejo Integrado de Plagas.

Monitoreo:

Para el monitoreo o trampeo de *H. zea* es factible utilizar diferentes tipos de trampas en campo, principalmente con el uso de feromonas para la captura de machos, o el uso de trampas de luz negra, para la captura de adultos hembras y machos. Guerrero *et al.* (2014) realizaron la prueba de 4 distintos tipos de trampas con el uso de feromonas para determinar los costos y eficiencia en su uso: a) las trampas con pegamento (sticky trap) son las menos efectivas porque a pesar de la especificidad de la feromona se capturan menos cantidad de adultos de *H. zea* pero la mayor cantidad de insectos no objetivo, aunque son más económicas y requieren menor mantenimiento; b) las trampas de cono de alambre (cone traps) son caras de construir y no están disponibles comercialmente; c) las trampas Scentry (Heliothis traps) son más baratas y más fáciles de manejar, pero requieren de más mantenimiento, ya que puede generar la construcción de nidos de hormigas en ellas y por consecuencia la eliminación de palomillas capturadas; d) las trampas de cubo (Bucket traps) son más económicas que las trampas Scentry pero requieren costos adicionales porque llevan tiras de insecticida para matar las palomillas y algún

aditamento para ser colgadas, sin embargo, es la trampa que atrapa la mayor cantidad de palomillas con relación al costo de la misma, por lo que estas trampas pueden llegar a utilizarse en un programa oficial de monitoreo cuyo objetivo sea el capturar la mayor cantidad de adultos de *H. zea* con fines de identificación (Figuras 9 y 10).



Figura 9. Trampas para captura de adultos de *H. zea*: A) de cono (cone traps); B) Scentry (Heliothis traps). Créditos: A) Burkness, 2014c; B) Nelson, 2008b.

Para el monitoreo de *Helicoverpa zea* se utiliza la feromona compuesta por (Z)-7-hexadecenal, (Z)-9-hexadecenal, (Z)-11-hexadecenal y Hexadecenal, en donde (Z)-11-hexadecenal es el mayor componente con el 92.4% del total (Klun *et al.* 1979).



Figura 10. Trampas para captura de adultos de *H. zea*: A) de pegamento (sticky trap); B) de cubo (Bucket traps). Créditos: A) Bloem *et al.* 2003; B) BugsForBugs, 2015.

Control cultural

Dentro de este tipo de control se pueden realizar algunas prácticas de parte de los productores, tales como la recolección manual de larvas, el uso de arado profundo, manipulación de fechas de siembra y uso de cultivos trampa (CABI, 2020).

Dada la cantidad de hospederos que tiene *H. zea* y la diferencia de valor de mercado de los mismos, algunos autores como Rhino *et al.* (2014) recomendaron el empleo de cultivos trampa con especies hospederas para proteger a otro cultivo hospedero de mayor valor de mercado, como es el caso del uso del maíz dulce como cultivo trampa del cultivo del tomate. Como parte de su investigación sugieren que las variedades de maíz dulce Sugar Jean y Java tuvieron resultados muy prometedores ya que contienen compuestos aleloquímicos como el maysin, el cual reduce el crecimiento de las larvas y contribuye a su mortalidad, además de que *H. zea* tiene una marcada preferencia a ovipositar sobre el maíz que sobre el tomate. Para el uso de esta

metodología debe tenerse una elección óptima de fecha de siembra y las variedades que se van a utilizar, así como la distribución espacial del maíz dentro de los campos de tomate.

Control genético

De acuerdo a CABI (2020), se han identificado o desarrollado variedades de hospederos que muestran resistencia a *Helicoverpa* en algodón, garbanzo, soja, tomate, maíz, sorgo, mijo y tabaco. En maíz, se han identificado genotipos resistentes que tienen una alta concentración de maysin [ramnosil-6-C-(4-ketofucosil)-5,7,3',4'tetrahidroxiflavona]. En algodón, las glándulas de gossipol en las coronas del cáliz de los botones florales confieren una resistencia considerable a *H. zea*.

Respecto al uso de material genéticamente modificado, particularmente con *Bacillus thuringiensis* (Bt) *kustaki*, para el caso del maíz transgénico (no autorizado su uso en México), existen variedades comerciales que se utilizan en Estados Unidos las cuales codifican deltaendotoxinas de Bt. En el caso del algodón genéticamente modificado (si autorizado en México bajo las regulaciones oficiales), se ha encontrado que la alimentación con toxinas Cry1A en larvas de primero a cuarto instar de *H. zea* es altamente tóxica, pero no para larvas del quinto instar, por lo que estas últimas larvas pueden provocar daños y lesiones en el algodón Bt.

Técnica del insecto estéril

En Estados Unidos se ha demostrado el potencial que tiene la esterilidad hereditaria para reducir la capacidad reproductiva de *H. zea*, así como para poder emplearse dicha técnica de manera compatible y sinérgica con otras estrategias de control para un manejo integrado de plagas. Los machos adultos de *H. zea* criadas en laboratorio irradiadas a 100Gy son competitivas con adultos no irradiados para atraer hembras en campo para el apareamiento. La aplicación de insecticidas durante la época de liberación de machos estériles favorece este tipo de metodologías, al disminuir las poblaciones de machos silvestres e incrementarse las poblaciones de machos estériles (Carpenter, 1992).

Control químico

Para el control de *H. zea* se deben utilizar solamente productos agroquímicos registrados ante la Comisión Federal para la Protección contra Riesgos Sanitarios (COFEPRIS) contra esta plaga y para el cultivo autorizado, siguiendo las recomendaciones establecidas en la etiqueta. Es recomendable que para determinar el plaguicida adecuado se deben llevar a cabo evaluaciones regionales realizando cuando menos pruebas sobre usos comparativos de ingredientes activos diferentes, sobre la oportunidad de la aplicación, sobre el número de aplicaciones con diferentes productos (Sarmiento, et al. 1974), así como sobre resistencia de *H. zea* y residualidad, para tener la mejor

recomendación de uso. Sarmiento *et al.* (1974) encontraron que la época más oportuna para iniciar las aplicaciones es cuando se observa un 30% de mazorcas con pistilos.

Control biológico

Dentro del control biológico, en el uso de entomopatógenos se cuenta con el uso del virus de la polihedrosis nuclear (Baculoviridae), particularmente del HzSNPV (*Helicoverpa zea* S nucleopolyhedrovirus), el cual en su forma ocluida inicia la infección primaria dentro del intestino medio del huésped después de la ingestión, y posteriormente el virus transmite la infección de célula a célula dentro del huésped, infectando fácilmente todos los tejidos dentro de las larvas, provocando su licuefacción, que es la forma característica de la polihedrosis y libera millones de oclusiones virales en su entorno para que otros hospederos puedan ingerirlos e iniciar de nuevo su ciclo. Se tienen reportes de porcentajes altos de mortalidad por la infección mediante el uso HzSNPV del 75% en aplicaciones a larvas recién mudadas y del 33% en aplicaciones a larvas con 16 horas de haber mudado; sin embargo, mediante el uso de un producto denominado optical brightener M2R, se incrementan dichos porcentajes a 88% (17% más) y 78% (136% más), respectivamente (Washburn *et al.* 2001).

También se ha investigado y llevado a la práctica el control de prepupas y pupas de *H. zea* mediante el uso de nematodos entomopatógenos, como es el caso de

Steinernema riobravis (Rhabditida: Steinernematidae), para su uso se deben considerar diversos factores: la concentración de nematodos, tiempo de aplicación y método de aplicación, los cuales tienen un papel importante en la eficacia de *S. riobravis*. Cabanillas y Raulston (1995) recomendaron el uso de 2 billones de juveniles infectivos de *S. riobravis* por hectárea, aplicado al suelo cuando el 50% de las larvas de *H. zea* hayan alcanzado el último estadio larval, con lo cual se puede obtener hasta el 100% de parasitismo o cuando el 10% de las larvas hayan salido a pupar para alcanzar el 95% de parasitismo. Es importante señalar que el impacto del uso de *S. riobravis* se refleja en la disminución de adultos de *H. zea* de la siguiente generación. Feaster y Steinkraus (1996) señalan que *S. riobravis* tiene la capacidad de persistir en el suelo bajo condiciones ambientales severas y permanecer infeccioso por largos periodos de tiempo, aun cuando se sea un habitante natural del suelo en algunas regiones.



Figura 11. Vista bajo el microscopio de estados juveniles, machos y hembras de primera generación de *Steinernema* sp. Créditos: Laguna, 2012.

Con el uso de *Trichogramma* spp., parasitoide de huevos de lepidópteros de la familia Noctuidea, se han obtenido buenos resultados en el control de *H. zea*, el efecto de este parasitoide sobre su huésped depende de las condiciones de reproducción masiva en laboratorio, capacidad reproductiva, preferencia del huésped, adaptación a condiciones ambientales, capacidad de búsqueda, técnica de liberación empleada y la acción de los plaguicidas sobre él, entre otros. Como evidencia del uso de *Trichogramma* spp., Lewis et al. (1976) obtuvieron parasitismos de 53.1% y 75.8% en liberaciones de 123 mil y 148 mil *T. pretiosum* por hectárea en algodónero, en maíz de 67.5% con liberaciones de 123 mil parasitoides por hectárea. Gómez (1981) observó que el mayor porcentaje de parasitismo (65.7%) contra *Heliothis* en algodónero se presentó a los 39 días de edad del cultivo; y Lizárraga (1979) reportó una máximo de 93.3% (con media de 52.9%) en liberaciones de 15 mil parasitoides por hectáreas en el mismo cultivo.



Figura 12. *Trichogramma* sp. sobre huevo de *Helicoverpa zea*. Créditos: Clark, s/a.

LITERATURA CITADA

Bauernfeind, R. J. 2014. *Helicoverpa zea*. Kansas State University, Bugwood.org. En línea: <https://www.invasive.org/browse/detail.cfm?imgnum=5511476>. Fecha de consulta: mayo de 2020.

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

Bloem, S. J. E. Carpenter y K. A. Bloem. 2003. Performance of Sterile *Cactoblastis cactorum* (Lepidoptera: Pyralidae) Females in Luring Males to Traps. Florida Entomologist, 86(4): 395-399.

BugsForBugs. 2015. Bucket trap. En línea: <https://bugsforbugs.com.au/product/bucket-trap/>. Fecha de consulta: mayo de 2020.

Burkness, E. 2014. *Helicoverpa zea*. Bugwood.org. En línea: <https://www.invasive.org/browse/detail.cfm?imgnum=5506205>. Fecha de consulta: mayo de 2020.

Burkness, E. 2014b. *Helicoverpa zea*. Bugwood.org. En línea: <https://www.invasive.org/browse/detail.cfm?imgnum=5506207>. Fecha de consulta: mayo de 2020.

Burkness, E. 2014c. *Helicoverpa zea*. Bugwood.org. En línea: <https://www.invasive.org/browse/detail.cfm?imgnum=5506230>. Fecha de consulta: mayo de 2020.

Cabanillas H. E. y J. R. Raulston. 1995. Impact of *Steinernema riobris* (Rhabditida: Steinernematidae) on the Control of

Helicoverpa zea (Lepidoptera: Noctuidae) in Corn. J. Econ. Entomol. 88(1): 58-64.

CABI. 2020. *Helicoverpa zea* (American cotton bollworm). Invasive Species Compendium. En línea:

<https://www.cabi.org/isc/datasheet/26776#taxonomicTree>. Fecha de consulta: abril de 2020.

Carpenter, J. E. 1992. Integration of inherited sterility and other pest management strategies for *Helicoverpa zea*, Status and potential. En Management of Insect Pests: Nuclear and Related Molecular and Genetic Techniques. International Atomic Energy Agency. 363-370.

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. 2019. 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/publication/es/2020/02/ISPM_05_2019_Es_Glossary_2020-01-08_PostCPM-14_LRGRRev.pdf. Fecha de consulta: abril de 2020.

Clark, J. K. s/a. *Helicoverpa zea*. Regents, University of California. En línea: <https://www.nhm.ac.uk/our-science/data/chalcidoids/database/media.dsm?IMAGENO=chalc080&VALGENUS=Trichogra>

mma&VALSPECIES=&isVideo=. Fecha de consulta: mayo de 2020.

Culin, J. 2019. *Helicoverpa zea*. Clemson University, Bugwood.org. En línea: <https://www.invasive.org/browse/detail.cfm?imgnum=1636263>. Fecha de consulta: mayo de 2020.

Day E. R. 2014. Corn earworm (*Helicoverpa zea*) (Boddie). Virginia Polytechnic Institute and State University, Bugwood.org. En línea: <https://www.invasive.org/browse/detail.cfm?imgnum=5520223> Fecha de consulta: julio de 2020.

EPPO. 2020. *Helicoverpa zea* (HELIZE). EPPO Global Database. En línea: <https://gd.eppo.int/taxon/HELIZE> Fecha de consulta: abril de 2020.

Feaster M. A. y D. C. Steinkraus. 1996. Inundative biological control of *Helicoverpa zea* (Lepidoptera: Noctuidae) with the Entomopathogenic Nematode *Steinernema riobravis* (Rhabditida: Steinernematidae). *Biological Control*, 7: 38-43.

French, J. C. 2011. *Helicoverpa zea*. Auburn, GA, Clemson and U of MO, Bugwood.org. En línea: <https://www.invasive.org/browse/detail.cfm?imgnum=1599748>. Fecha de consulta: mayo de 2020.

French, J. C. 2011b. *Helicoverpa zea*. Auburn, GA, Clemson and U of MO, Bugwood.org. En línea: <https://www.invasive.org/browse/detail.cfm?imgnum=1599876>. Fecha de consulta: mayo de 2020.

French, J. C. 2011c. *Helicoverpa zea*. Auburn, GA, Clemson and U of MO, Bugwood.org. En línea:

<https://www.invasive.org/browse/detail.cfm?imgnum=1599051>. Fecha de consulta: mayo de 2020.

Gómez G., M. 1981. Evaluación del uso de *Trichogramma* sp. en el cultivo de algodón en el Valle de Apatzingan, Mich. IX Reunión Nacional de Control Biológico. Oaxaca, Oax. México. 122-125.

Guerrero, S., J. Brambila y R. L. Meagher. 2014. Efficacies of Four Pheromone-Baited Traps in Capturing Male *Helicoverpa* (Lepidoptera: Noctuidae) Moths in Northern, Florida. *Florida Entomologist*, 97(4): 1671-1678.

Guilligan, T. 2014. *Helicoerpa zea*. LepIntercept, USDA APHIS PPQ, Bugwood.org. En línea: <https://www.invasive.org/browse/detail.cfm?imgnum=5515987>. Fecha de consulta: abril de 2020.

Guzmán PD, Rodríguez J, Valencia SJ. s/a. Identificación de caracteres diagnósticos del ciclo de vida de *Helicoverpa zea* (Boddie) (Lepidoptera: Noctuidae). CIAT. En línea: <https://cgspace.cgiar.org/bitstream/handle/10568/75745/Identificaci%C3%B3n%20de%20caracteres%20diagn%C3%B3sticos%20del%20ciclo%20de%20vida%20de%20Helicoverpa%20zea.pdf?sequence=1> Fecha de consulta: abril de 2020.

Klun, J. A., J. R. Plimmer, B. A. Bierlleonhardt, A. N. Sparks y O. L. Chapman. 1979. Trace Chemicals: The Essence of Sexual

Communication Systems in *Heliothis* Species. Science, 204(4399): 1328-1330.

Laguna F., E. 2012. Biología del nematodo *Steinernema* sp. cepa CIAT 25 (Nematoda: Steinernematidae) y su bacteria simbiote. Microbiología. Pontifica Universidad Javeriana. Bogotá, Colombia. 27p.

Lewis, W. J., D. A. Norlund, H. R. Gross Jr., W. D. Perkins, E. F. Knipling y J. Voegelé. 1976. Production and performance of *Trichogramma* reared on eggs of *Heliothis zea* and other hosts. Environ. Entomol. 5(3): 449-452.

Lizárraga, F., W. 1979. Evaluación del uso de *Trichograma* contra *Heliothis* spp en el cultivo del algodónero, Valle de Santo Domingo, B. C. S. VII Reunión Nacional de Control Biológico, Veracruz, Ver. México. 119-122.

Louque, J. 2008. *Helicoverpa zea*. Smithers Viscient, Bugwood.org. En línea: <https://www.invasive.org/browse/detail.cfm?imgnum=5379947> Fecha de consulta: mayo de 2020.

McKeever, S. 2010. *Helicoverpa zea*. Georgia Southern University, Bugwood.org. En línea: <https://www.invasive.org/browse/detail.cfm?imgnum=1472068>. Fecha de consulta: mayo de 2020.

Metcalf CL, Flint WP. 1962. Destructive and Useful Insects, their habits and control. McGraw-Hill Book Company, Inc. Fourth edition. 1087 p.

Morey AC, Hutchison WD, Venette RC, Burkness EC. 2012. Cold hardiness of

Helicoverpa zea (Lepidoptera: Noctuidae) Pupae. Environmental Entomology 41: 172-179.

Nelson, E. E. 2008. *Helicoverpa zea*. Bugwood.org. En línea: <https://www.invasive.org/browse/detail.cfm?imgnum=5360672>. Fecha de consulta: mayo de 2020.

Nelson, E. E. 2008b. *Helicoverpa zea*. Bugwood.org. En línea: <https://www.invasive.org/browse/detail.cfm?imgnum=5360686>. Fecha de consulta: mayo de 2020.

Ottens R. 2004. *Helicoverpa zea*. University of Georgia, Bugwood.org. En línea: <https://www.invasive.org/browse/detail.cfm?imgnum=1242061>. Fecha de consulta: mayo de 2020

Rhino, B., I. Grechi, G. Marliac, M.Trebeau, C. Thibaut y A. Ratnadass. 2014. Corn as trap crop to control *Helicoverpa zea* in tomato fields: importance of phenological synchronization and choice of cultivar. International Journal of Pest Management, 60(1):73-81.

Sisson, A. 2012. *Helicoverpa zea*. Iowa State University, Bugwood.org. En línea: <https://www.invasive.org/browse/detail.cfm?imgnum=5465674>. Fecha de consulta: mayo de 2020.

Sisson, A. 2012b. *Helicoverpa zea*. Iowa State University, Bugwood.org. En línea: <https://www.invasive.org/browse/detail.cfm?imgnum=5465675> Fecha de consulta: mayo de 2020.

Smith, R. 1990. *Helicoverpa zea*. Auburn University, Bugwood.org. En línea:

<https://www.invasive.org/browse/detail.cfm?imgnum=1858023>. Fecha de consulta: mayo de 2020.

Toennisson, A. 2018. Corn earworm *Helicoverpa zea*. North Carolina State University, Bugwood.org. En línea: <https://www.invasive.org/browse/detail.cfm?imgnum=5565605>. Fecha de consulta: abril de 2020.

Tulli MC, Vincini AM, Pascucci JI, Carmona DM, Baquero VG. 2015. Bioecología de *Helicoverpa zea* (Lepidoptera: Noctuidae) en cultivos de maíz dulce con diferente manejo de hábitat. *Entomotropica* 31: 23-35.

University of Georgia. 1990. Corn earworm (*Helicoverpa zea*) eggs. University of Georgia, Bugwood.org. En línea: <https://www.invasive.org/browse/detail.cfm?imgnum=4387024>. Fecha de consulta: mayo de 2020.

University of Georgia. 2001. *Helicoverpa zea*. University of Georgia, Bugwood.org. En línea: <https://www.invasive.org/browse/detail.cfm?imgnum=4709022> Fecha de consulta: mayo de 2020.

Washburn, J. O., J. F. Wong y L. E. Volkman. 2001. Comparative pathogenesis of *Helicoverpa zea* S nucleopolyhedrovirus in noctuid larvae. *Journal of General Virology*, 82: 1777-1784.

Watt, B. 2014. *Helicoverpa zea*. University of Maine, Bugwood.org. En línea: <https://www.invasive.org/browse/detail.cfm?imgnum=5507570>. Fecha de consulta: mayo de 2020.

Zúñiga A, Angulo A, Rebolledo R, Navarro M. E. 2011. Comparación de estadios larvales de *Helicoverpa zea* (Boddie) (Lepidoptera: Noctuidae) mediante longitud de cápsula cefálica y distancia entre setas frontales. *IDESIA* 29: 83-86.

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. Gusano elotero *Helicoverpa zea* (Boddie, 1850) (Lepidoptera: Noctuidae). Sader-Senasica. Dirección General de Sanidad Vegetal-Centro Nacional de Referencia Fitosanitaria. Ficha técnica. Tecámac, Estado de México, 17 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