

FICHA TÉCNICA

Brachystola magna, *B. mexicana*, *Melanoplus differentialis*, *Sphenarium purpurascens* y *Taeniopoda* spp.

Chapulines de Importancia Económica en México



Fotografía: SENASICA-DGSV, 2016



CONTENIDO

INTRODUCCIÓN	1
1. <i>Brachistola magna</i> y <i>B. mexicana</i>	1
IDENTIDAD	1
Nombre científico	1
Clasificación taxonómica.....	1
Nombres comunes	1
Código EPPO.....	1
SITUACIÓN EN MÉXICO.....	1
DISTRIBUCIÓN.....	1
HOSPEDANTES	3
ASPECTOS BIOLÓGICOS	4
Ciclo biológico.....	4
Daños.....	4
CARACTERÍSTICAS MORFOLOGICAS.....	5
Descripción morfológica.....	5
2. <i>Melanoplus differentialis</i>	6
IDENTIDAD	6
Nombre científico	6
Clasificación taxonómica.....	6
Nombre común	6
Código EPPO.....	6
SITUACIÓN EN MÉXICO.....	7
DISTRIBUCIÓN.....	7
HOSPEDANTES	7
ASPECTOS BIOLÓGICOS	7
Ciclo biológico.....	7
Daños.....	9
CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS.....	9
Descripción morfológica.....	9
3. <i>Sphenarium purpurascens</i>	10
IDENTIDAD	10
Nombre científico	10



Clasificación taxonómica.....	10
Nombre común	11
Código EPPO.....	11
SITUACIÓN EN MÉXICO.....	11
DISTRIBUCIÓN.....	11
HOSPEDANTES	11
ASPECTOS BIOLÓGICOS	12
Ciclo biológico.....	12
Daños.....	14
CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS.....	15
Descripción morfológica.....	15
4. <i>Taeniopoda</i> spp.....	17
IDENTIDAD	17
Nombre científico	17
Clasificación taxonómica.....	17
Nombre común	17
Código EPPO.....	18
SITUACIÓN EN MÉXICO.....	18
DISTRIBUCIÓN.....	18
HOSPEDANTES	21
ASPECTOS BIOLÓGICOS	21
Ciclo biológico <i>Taeniopoda eques</i>	21
Daños.....	22
Ciclo biológico <i>Taeniopoda tamaulipensis</i>	22
CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS.....	23
Descripción morfológica de adultos de las especies del género <i>Taeniopoda</i> Stål (1873) en México.....	23
<i>Taeniopoda auricornis</i> (Walker, 1870).....	23
<i>Taeniopoda bicristata</i> Bruner, 1907	23
<i>Taeniopoda centurio</i> (Drury, 1773).....	23
<i>Taeniopoda citricornis</i> Bruner, 1907.....	23
<i>Taeniopoda eques</i> (Burmeister, 1838).....	25
<i>Taeniopoda obscura</i> Bruner, 1907	25



<i>Taeniopoda picticornis</i> (Walker, 1870).....	25
<i>Taeniopoda stali</i> Bruner, 1907.....	25
<i>Taeniopoda tamaulipensis</i> Rehn 1904.....	25
USO ALIMENTICIO DEL CHAPULIN.....	27
ASPECTS ECOLÓGICOS.....	27
Fluctuación poblacional.....	27
Modelo de grados días de desarrollo o unidades calor.....	27
Dispersión.....	28
MUESTREO.....	28
MEDIDAS DE MANEJO Y CONTROL.....	29
Control legal.....	29
Control cultural.....	29
Control químico.....	29
Control biológico.....	30
LITERATURA CITADA.....	32



INTRODUCCIÓN

Los chapulines son de hábitos fitófagos; los más “primitivos” (Pyrgomorphidae, Romaleidae), se alimentan preferentemente de plantas de hoja ancha y los más “evolucionados” (Gomphocerinae, Acrididae) consumen pastos. Este patrón depende de la temperatura, especie, hábitat, hora del día y estación del año; aún en condiciones ambientales adecuadas, el consumo de alimento se realiza dentro de una zona restringida; la periodicidad es factor importante dado que la alimentación de los chapulines se realiza durante la etapa de mayor actividad, la cual, comprende de 12 h o más. También depende del sexo, estado biológico y tamaño (Anaya y Navarro, 1998).

En México, *Brachystola magna*, *Brachystola mexicana*; *Melanoplus differentialis*, *Sphenarium purpurascens* y *Taeniopoda* spp. causan pérdidas económicas en cultivos agrícola, praderas y pastizales, motivo por el cual, el SENASICA ha implementado la Campaña Fitosanitaria Contra el Chapulín.

1. *Brachystola magna* y *B. mexicana*

IDENTIDAD

Nombre científico

Brachystola magna, *B. mexicana*.

Clasificación taxonómica

Phyllum: Arthropoda

Clase: Hexapoda

Orden: Orthoptera

Suborden: Caelifera

Superfamilia: Acridoidea

Familia: Romaleidae

Género: *Brachystola*

Especies: *B. magna*; *B. mexicana*

(Anaya-Rosales et al., 2000).

Nombres comunes

- Chapulín gordinflón (Anaya-Rosales et al., 2000) o chapulín del frijol.

Código EPPO

BRASMA (*Brachystola magna*) (EPPO, 2016).

SITUACIÓN EN MÉXICO

En México, de acuerdo con la Norma Internacional para Medidas Fitosanitarias (NIMF) No. 8 “Determinación de la situación de una plaga en un área” (CIPF, 2017), el estatus de la Plaga es presente en algunas áreas y bajo control oficial mediante la Campaña Fitosanitaria Contra el Chapulín, que se realiza en los estados de Chihuahua, Guanajuato, Puebla, Querétaro, Tlaxcala y Zacatecas. El objetivo de la campaña es llevar a cabo un conjunto de acciones fitosanitarias para reducir los niveles de infestación de las especies de chapulín presentes en cada estado. Para mayor información véase: <https://www.gob.mx/senasica/documentos/chapulín-plaga-endemica-110886>

DISTRIBUCIÓN

Brachystola magna se ha reportado en México y Estados Unidos (Figura 1) [Eades, 2016a]. En México, presenta una distribución restringida en algunos estados del centro y norte del país

DIRECCIÓN GENERAL DE SANIDAD VEGETAL
DIRECCIÓN DEL CENTRO NACIONAL DE REFERENCIA FITOSANITARIA

(Figura 2) [SENASICA, 2016]. Anaya-Rosales et al. (2000) reportaron a este insecto en los estados de Chihuahua, Durango, Hidalgo, Querétaro y Tlaxcala. García y Lozano (2011)

reportaron a esta especie en Chihuahua, Coahuila, Durango y Norte de Zacatecas.

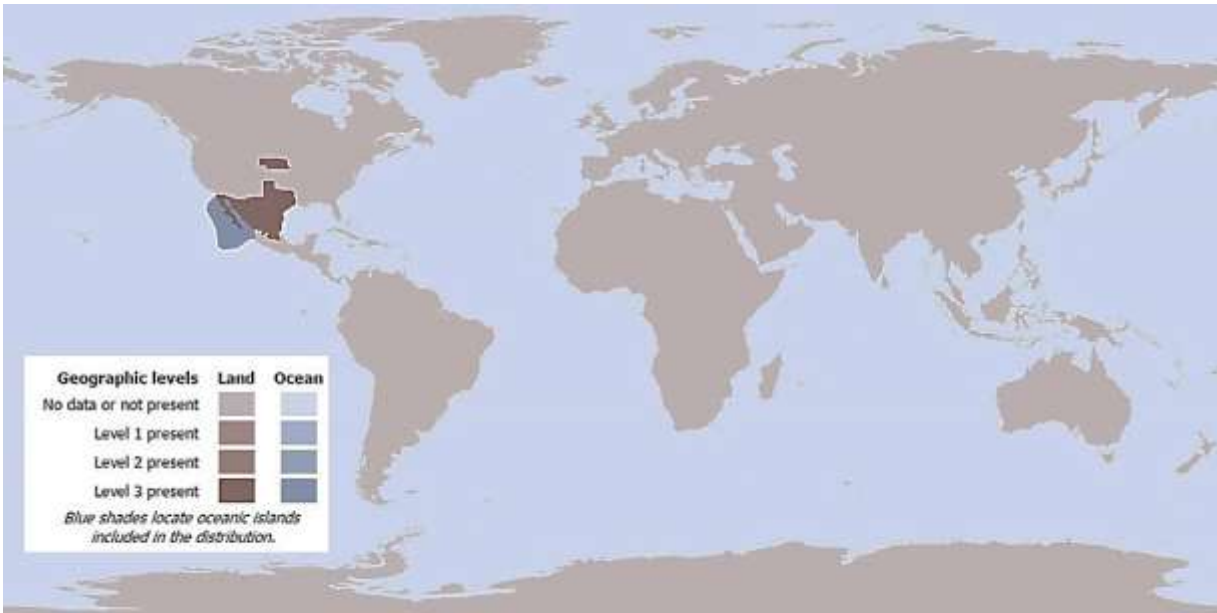


Figura 1. Distribución mundial de *Brachystola magna* (Eades et al., 2020a).



Figura 2. Distribución nacional (color rojo) de *Brachistola magna*. Créditos: SENASICA, 2016.

DIRECCIÓN GENERAL DE SANIDAD VEGETAL
DIRECCIÓN DEL CENTRO NACIONAL DE REFERENCIA FITOSANITARIA

HOSPEDANTES

Brachystola magna ataca a especies de plantas de hoja angosta y hoja ancha, incluyendo pastos, malezas, flores y cultivos de

importancia agrícola (Cuadro 1) [Brigth et al., 1994; Pfadt, 1994; Mena-Covarrubias, 2009; Mena-Covarrubias y Velásquez-Valle, 2010].

Cuadro 1. Hospedantes silvestres y cultivados de *Brachystola magna*.

Nombre científico	Nombre común	Referencia	Nombre científico	Nombre común	Referencia
Especies silvestres			<i>Lesquerella ludoviciana</i>		Pfadt, 1994
<i>Acacia constricta</i>	Acacia	Brigth et al., 1994	<i>Lupinus pusillus</i>	Lupino	Pfadt, 1994
<i>Ambrosia confertiflora</i>	Estafiate	Brigth et al., 1994	<i>Lithospermum canescens</i>		Pfadt, 1994
<i>Artemisia gnaphaloides</i>	Ajenjo	Pfadt, 1994	<i>Astragalus missouriensis</i>		Pfadt, 1994
<i>Artemisia ludoviciana</i>	Estafiate	Pfadt, 1994	<i>Panicum halii</i>		Brigth et al., 1994
<i>Boerhaavia coccinea</i>	Arete	Brigth et al., 1994	<i>Phaseolus vulgaris</i>	Frijol	Mena-Covarrubias, 2009
<i>Bromus tectorum</i>	Espiguilla caída	Pfadt, 1994	<i>Prosopis velutina</i>	Mezquite terciopelo	Brigth et al., 1994
<i>Castilleja sessiliflora</i>	Castilleja	Pfadt, 1994	<i>Psoralea esculenta</i>		Pfadt, 1994
<i>Chloris virgata</i>	Zacate cola de zorra	Brigth et al., 1994	<i>Ratibida columnifera</i>	Sombrero mexicano	Pfadt, 1994
<i>Cirsium undulatum</i>	Cardo	Pfadt, 1994	<i>Salsola kali</i>	Cardo	Brigt et al., 1994
<i>Cucurbita digitata</i>	Melón de coyote	Brigth et al., 1994	<i>Sonchus oleraceus</i>	Lechuguilla	Mena-Covarrubias y Velásquez-Valle, 2010
<i>Eragrostis</i> spp.		Brigth et al., 1994	<i>Sphaeralcea</i> spp.		Brigt et al., 1994
<i>Eragrostis diffusum</i>		Brigth et al., 1994	<i>Sphaeralcea coccinea</i>		Pfadt, 1994
<i>Erigeron canadensis</i>	Erígero del Canadá	Pfadt, 1994	<i>Stephanoemeria pauciflora</i>		Brigth et al., 1994
<i>Euphorbia albomarginata</i>	Golondrina	Brigth et al., 1994	<i>Talinum aurantiacum</i>		Brigth et al., 1994
<i>Euphorbia hyssopifolia</i>	Hierba de la golondrina	Brigth et al., 1994	<i>Taraxacum officinale</i>	Diente de león	Mena-Covarrubias y Velásquez-Valle, 2010
<i>Gaura</i> spp		Brigth et al., 1994	<i>Triticum aestivum</i>	Trigo	Salas-Araiza et al., 2003
<i>Gaura coccinea</i>	Hierba del golpe	Brigth et al., 1994	<i>Verbena stricta</i>	Verbena	Pfadt, 1994
<i>Gutierrezia sarothrae</i>	Hierba de San Nicolás	Brigth et al., 1994	<i>Viguiera annua</i>	Escalerilla	Brigth et al., 1994

<i>Helianthus annuus</i>	Girasol	Pfadt, 1994	<i>Xanthium strumarium</i>	Cadillo	Brigth et al., 1994
<i>Helianthus petiolaris</i>	Gordolobo	Pfadt, 1994; Mena-Covarrubias y Velásquez-Valle, 2010	<i>Zinnia grandiflora</i>	Cinia	Brigth et al., 1994
<i>Helianthus pumilus</i>		Pfadt, 1994			
<i>Hymenothrix wislizenii</i>		Brigth et al., 1994	Especies cultivadas		
<i>Kochia scoparia</i>	Kochia	Pfadt, 1994	<i>Zea mays</i>	Maíz	Salas-Araiza et al., 2003
<i>Lactuca serriola</i>	Lechuguilla	Pfadt, 1994	<i>Gossypium hirsutum</i>	Algodón	Pfadt, 1994
<i>Lappula occidentalis</i>		Pfadt, 1994	<i>Triticum aestivum</i>	Trigo	Pfadt, 1994
<i>Leptochloa dubia</i>	Zacate gigante	Brigth et al., 1994	<i>Phaseolus vulgaris</i>	Frijol	Mena-Covarrubias, 2009

ASPECTOS BIOLÓGICOS

Ciclo biológico

La mayoría de las especies de chapulines completan su ciclo de vida en un año; sin embargo, la diapausa extendida de algunas especies, observada en altas altitudes, produce ciclos de vida de dos a tres años, en ese sentido, se ha reportado que algunas poblaciones de *B. magna* presentan un ciclo de 2 años, es decir, es un insecto bianual ya que los huevos requieren de dos periodos de invierno para eclosionar (Burleson, 1974; Ríos-Velasco et al., 2014).

En México, se ha observado que la hembra de *Brachystola* sp. deposita los huevos en ootecas (sacos) que contienen de 20 a 36 huevos cada una, las cuales son depositadas en los primeros 6 cm en el suelo, en lugares como orillas de caminos, terrenos sin cultivar, bancos de arena, pastizales y tierras de cultivo. La ovoposición se

lleva a cabo durante los meses de agosto a septiembre (Ríos-Velasco et al., 2014).

La ninfa del primer estadio se encuentra enterrada en una membrana translúcida, la cual, se desprende después de que la ninfa emerge del suelo. La emergencia de las primeras ninfas se presenta durante julio a agosto dependiendo de la humedad del suelo, es decir, después de las primeras lluvias (Ríos-Velasco et al., 2014).

Daños

Los chapulines causan defoliaciones parciales o totales, pueden dejar solo las nervaduras centrales de las hojas. En etapas iniciales de desarrollo de la planta, cuando las densidades poblacionales del insecto son altas, se puede presentar la destrucción completa de la planta, debido a que un solo insecto puede consumir

diariamente más de 12 cm² de área foliar de hojas de frijol (Ríos-Velasco, 2014).

En general, los chapulines causan pérdidas en la agricultura que van del 50 al 60%, particularmente en áreas geográficas superiores a los 2000 msnm, los géneros más importantes son: *Melanoplus*, *Boodedum*, *Mermiria*, *Sphenarium* y *Brachystola*. Por sí solo, *M. magna* puede causar una reducción del 30 hasta el 100 %, como en el norte del país, donde los chapulines infestan una superficie cercana a 300,000 ha (Ríos-Velasco et al., 2014).

Mena-Covarrubias (2009) reportó que *B. magna* y *B. mexicana* son plagas de importancia primaria en cultivos de frijol en los estados de Zacatecas, Durango y Chihuahua; estos chapulines ocasionan pérdidas económicas en la producción del cultivo o limitan la siembra de frijol en áreas con alto potencial de producción.

CARACTERÍSTICAS MORFOLOGICAS

Descripción morfológica

Huevo. Salas-Araiza et al. (2013) mencionaron que los huevos de *B. mexicana* son de los más grandes entre los chapulines. Miden aproximadamente 8.3 mm de largo y 2.2 mm de ancho; de color café oscuro, cubiertos por una capa fuertemente adherida que forma círculos con bordes poco definidos; por lo que la superficie del corión pareciera ser de células redondas. Sin embargo, los huevos de *B.*

magna son aún de tamaño mayor, miden de 10.1 a 10.8 mm de largo y de color café oscuro.

Ninfas. Burleson (1974) mencionó que las ninfas de *B. magna* presentan cinco instares.

Ninfa I. Las primeras ninfas miden 10 mm de longitud, pronoto de 3.5 mm de ancho, 16 segmentos antenales, pronoto con carina media, primordios alares redondeados, ninfa con el cuerpo de color verde y mesotórax oscuro (Burleson, 1974).

Ninfa II. Miden de 17 a 19 mm de largo, pronoto de 5.0 mm de ancho; presenta 17 segmentos antenales; pronoto con carina media e inicia a desarrollarse la carina lateral, primordios alares redondeados e inician a desarrollarse. Cuerpo de color verde y café, mesotórax oscuro (Burleson, 1974).

Ninfa III. Miden de 23 a 26 mm de largo, pronoto de 7.0 mm de ancho, presenta 17 segmentos antenales, carina media y lateral desarrolladas, primordios alares desarrollándose (Burleson, 1974).

Ninfa IV. Miden de 31 a 35 mm de longitud, pronoto de 9.5 mm de ancho, 19 segmentos antenales, carina media y lateral desarrolladas, mesotórax café oscuro y café verdoso (Burleson, 1974).

Ninfa V. Miden de 45 a 51 mm de longitud, pronoto de 11 mm de ancho, 21 segmentos

antenas, carina media y lateral desarrolladas, alas vestigiales, mesotórax café oscuro o café verdoso (Burluson, 1974).

Adulto. El adulto mide de 50 a 65 mm de longitud, pronoto de 15.5 mm de ancho, 22 segmentos antenales, pronoto con carina media y lateral, alas vestigiales completamente

desarrolladas (Figura 3A), mesotórax café oscuro a café verdoso (Burluson, 1974).

Las características generales de identificaciones de *B. mexicana* son borde posterior del pronoto redondeado y las alas vestigiales son de color oscuro con bandas claras que terminan en punta (Figura 3B) [Mena y Velázquez, 2010; Mariño *et al.*, 2011].

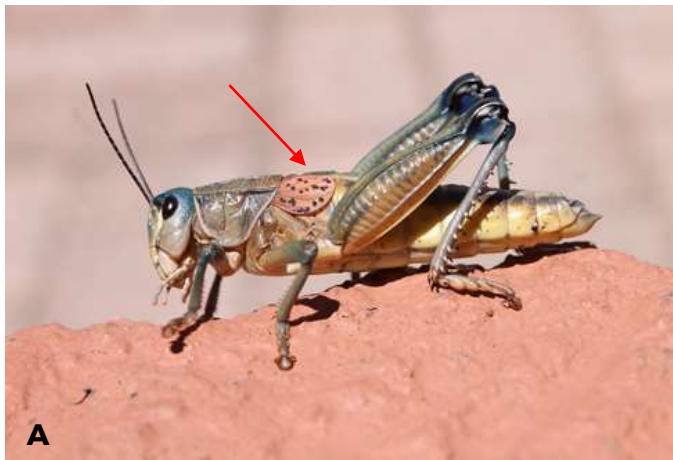


Figura 3. A. *Brachystola magna*, alas vestigiales de color rojo con puntos negros, desarrolladas. B. *Brachystola mexicana*, alas vestigiales oscuras con bandas claras. Créditos: A) Paul Chávez-Comité Estatal de Sanidad Vegetal de Chihuahua. B) Carlos Mancilla-CONABIO,s/a.

2. *Melanoplus differentialis*

IDENTIDAD

Nombre científico

Melanoplus differentialis

Clasificación taxonómica

Phyllum: Arthropoda

Clase: Hexapoda

Orden: Orthoptera

Suborden: Caelifera

Superfamilia: Acridoidea

Familia: Acrididae

Subfamilia: Melanoplinae

Género: *Melanoplus*

Especie: *M. differentialis*

Nombre común

Chapulín diferencial

Código EPPO

MENPDI (EPPO, 2016).

SITUACIÓN EN MÉXICO

En México de acuerdo con la Norma Internacional para Medidas Fitosanitarias (NIMF) No. 8 “Determinación de la situación de una plaga en un área” (CIPF, 2017), el estatus de la Plaga es presente en algunas áreas y bajo control oficial mediante la Campaña Fitosanitaria Contra el Chapulín, que se realiza en los estados de Chihuahua, Guanajuato, Puebla, Querétaro, Tlaxcala y Zacatecas. El objetivo de la campaña es llevar a cabo un conjunto de acciones fitosanitarias para reducir los niveles de infestación de las especies de chapulín presentes en cada estado. Para mayor información véase: <https://www.gob.mx/senasica/documentos/chapulín-plaga-endemica-110886>

DISTRIBUCIÓN

Melanoplus differentialis se ha reportado en México y Estados Unidos (Figura 4) [Eades, 2016b]. En México, presenta una distribución restringida a algunos estados del centro del país (Figura 5) [SENASICA, 2016]. Sin embargo, Anaya-Rosales *et al.* (2000) reportaron la presencia de este insecto en los estados de Chihuahua, Hidalgo, Guanajuato, Jalisco, Michoacán, Tamaulipas y Veracruz.

HOSPEDANTES

En la planicie Huasteca *Melanoplus* sp. se alimenta de diferentes especies de pastos en praderas y agostaderos, como: pasto bermuda (*Cynodon dactylon*), pasto estrella (*Cynodon plectostachyus*), pasto pangola (*Digitaria*

decumbens) y pasto guineo (*Panicum maximun*) (Garza-Urbina, 2005). Anaya-Rosales *et al.* (2000) reportaron que este insecto afecta a cultivos de avena (*Avena sativa*), maíz (*Zea mays*), soya (*Glycine max*), trigo (*Triticum aestivum*) y okra (*Hibiscus sculentum*).

ASPECTOS BIOLÓGICOS

Ciclo biológico

El chapulín diferencial presenta tres estados de desarrollo: huevo, ninfa y adulto. La ninfa presenta 6 estadios ninfales. El insecto presenta metamorfosis denominada incompleta, es decir, las ninfas se asemejan a los adultos (Pfadt, 1994).

En la Planicie Huasteca de San Luis Potosí, la hembra deposita de 6 a 8 masas de huevos conocidos como ootecas, cada una con un promedio de 40 huevos fuertemente unidos entre sí, las cuales están a una profundidad de 1.5 a 5.0 cm del suelo, en praderas y agostaderos, terrenos baldíos, orillas de caminos, canales y drenes (Garza-Urbina, 2005). Los huevos comienzan a eclosionar al iniciar la temporada de lluvias (mayo-junio), con un máximo de eclosión a mediados de junio y terminan a finales de ese mes; sin embargo, en años secos se puede retrasar la eclosión hasta el mes de julio (Garza-Urbina, 2005).

Las ninfas tienen de 5 a 6 estadios ninfales y el tiempo que requieren para llegar a adulto es de 40 a 60 días. Los adultos tardan de 20 a 25 días en madurar sexualmente e inician la cópula a

finales del mes de julio y durante agosto; la oviposición se lleva a cabo durante los meses de agosto y septiembre, estos huevos presentan diapausa en el desarrollo embrionario durante

la estación seca y fría, esto es, el periodo de incubación es de 8 a 9 meses (Garza-Urbina, 2005).

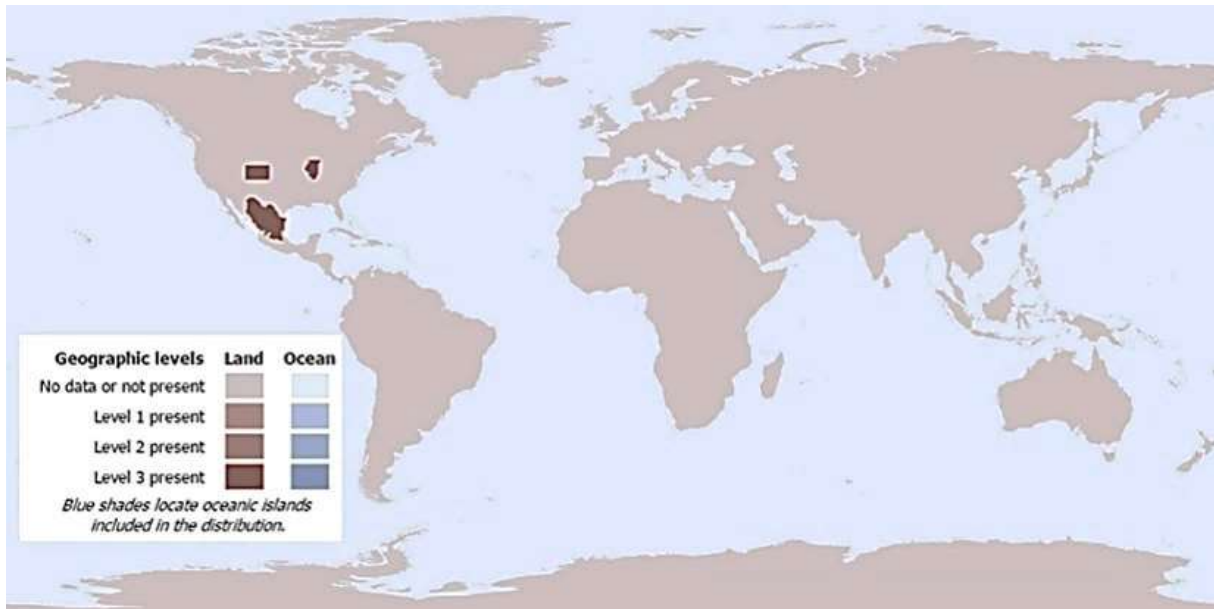


Figura 4. Distribución mundial de *Melanoplus differentialis* (Eades et al., 2020b).



Figura 5. Distribución nacional (color rojo) de *Melanoplus differentialis*. Créditos: SENASICA, 2016.

Daños

No se ha reportado en la literatura el daño que causa cada especie de chapulín, en forma individual. Garza-Urbina (2005) mencionó que en la Planicie Huasteca *Melanoplus* sp., se alimenta solo de especies de pastos en praderas y agostaderos, sin embargo, como ya se mencionó, esta especie se ha encontrado en cultivos de interés agrícola.

CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS

Descripción morfológica

Huevo. Salas-Araiza *et al.* (2013) mencionaron que los huevos de *M. differentialis* son de color café brillante, miden 4.7 mm de longitud y 1.23 mm de ancho, placa micropilar bien definida y alargada. La ornamentación del corion es de células hexagonales marcadas por lados rectos.

Ninfa. Pfadt (1994) mencionó que la etapa ninfal de éste insecto presentan seis instares y se pueden identificar por sus manchas, bandas y patrones de coloración:

1. Ojos compuestos de color café con manchas de color marrón claro sin la banda transversal oscura.
2. Cabeza de color verde, amarillo o frecuentemente con manchas oscuras y algunas marcas oscuras de mayor tamaño.
3. Pronoto con una banda horizontal de color amarillo pálido que se ubica en la parte superior del lóbulo lateral; además, presenta una banda café en el margen del

disco del pronoto y una franja angosta de color amarillo pálido que se localiza en el pronoto, mesonoto, metanoto y continua en el abdomen a una distancia variable.

4. Las genas presentan una banda corta de color amarillo pálido debajo del ojo compuesto y continúa sobre el lóbulo lateral del pronoto. Esta banda es tenue casi imperceptible o está ausente en los instares 5 y 6.
5. La banda oscura del fémur posterior abarca el centro del área media en los instares 1-4; las marcas angulares oscuras comienzan a ser evidentes en los instares 5 y 6. La banda oscura en el primer instar frecuentemente es interrumpida por una banda pálida.
6. La tibia posterior es de color verde brillante, gris claro o gris.
7. En general, el color de las ninfas es verde pálido, amarillo pálido o canela, con muchas marcas café grisáceo.

Ninfa I. Miden de 5.3 a 6 mm de largo, longitud del fémur posterior de 2.2 a 2.4 mm. Presentan de 12 a 14 segmentos antenales (Pfadt, 1994).

Ninfa II. Miden de 5.2 a 6.8 mm de largo, la longitud del fémur posterior es de 2.2 a 2.4 mm y presenta de 14 a 17 segmentos antenales (Pfadt, 1994).

Ninfa III. Miden de 9.4 a 12.6 mm de largo, la longitud del fémur posterior es de 5.0 a 5.1 mm y presenta de 19 a 20 segmentos antenales (Pfadt, 1994).

Ninfa IV. Miden de 12 a 14 mm de largo, la longitud del fémur posterior de 5.9 a 7.1 mm y presenta de 21 a 22 segmentos antenales (Pfadt, 1994).

Ninfa V. Miden de 18 a 21 mm de largo, la longitud del fémur posterior es de 10.5 a 11 mm y presenta de 25 a 26 segmentos antenales (Pfadt, 1994).

Instar VI. Miden de 22 a 32 mm de largo, la longitud del fémur posterior es de 13 a 15.5 mm y presenta 26 segmentos antenales (Pfadt, 1994).

Adulto. De color amarillo, con marcas oscuras; en el fémur posterior presenta marcas convergentes (Figura 6), las cuales, al igual que la forma del cerci del macho son útiles para su identificación. Algunos individuos de una población pueden ser melanísticos, es decir, son de color negro, tanto las ninfas como el estado adulto (Pfadt, 1994).

Adulto macho. Los machos miden de 30 a 33 mm de largo, la longitud del fémur posterior es de 15 a 17 mm y presenta de 27 a 28 segmentos antenales y se pueden identificar por la proyección angular del cerci (Pfadt, 1994).

Adulto hembra. Las hembras miden de 32 a 41 mm de largo, la longitud del fémur posterior es de 16.5 a 19 mm y presenta de 26 a 28 segmentos antenales. La mayoría de las

hembras son de color amarillo con marcas oscuras. Tanto las hembras como los machos se pueden diferenciar de las ninfas por la presencia de marcas convergentes en los fémures posteriores (Pfadt, 1994).

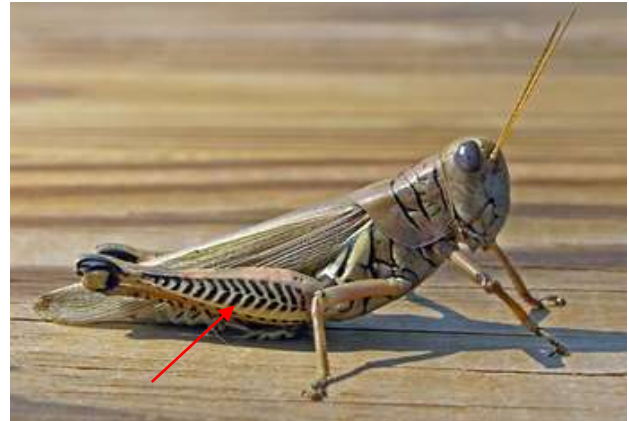


Figura 6. Adulto de *Melanoplus differentialis*. Fémur con marcas convergentes. Créditos: SENASICA-DGSV, 2016.

3. *Sphenarium purpurascens*

IDENTIDAD

Nombre científico

Sphenarium purpurascens

Clasificación taxonómica

Phyllum: Arthropoda

Clase: Hexapoda

Orden: Orthoptera

Suborden: Caelifera

Superfamilia: Acridoidea

Familia: Pyrgomorphidae

Subfamilia: Pyrgomorphinae

Género: *Sphenarium*

Especie: *S. purpurascens*

(EPPO, 2016).

Nombre común

Chapulín de la milpa (EPPO, 2016).

Código EPPO

SPHMPU (EPPO, 2016).

SITUACIÓN EN MÉXICO

En México, de acuerdo con la Norma Internacional para Medidas Fitosanitarias (NIMF) No. 8 “Determinación de la situación de una plaga en un área” (CIPF, 2017), el estatus de la Plaga es presente en algunas áreas y bajo control oficial mediante la Campaña Fitosanitaria Contra el Chapulín, que se realiza en los estados de Chihuahua, Guanajuato, Puebla, Querétaro, Tlaxcala y Zacatecas. El objetivo de la campaña es llevar a cabo un conjunto de acciones fitosanitarias para reducir los niveles de infestación de las especies de chapulín presentes en cada estado. Para mayor información véase:

<https://www.gob.mx/senasica/documentos/chapulín-plaga-endemica-110886>

DISTRIBUCIÓN

La presencia del chapulín de la milpa *S. purpurascens* se ha reportado solo en la República mexicana (Figura 7) [Eades et al.,

2016c], donde al parecer presenta una distribución restringida a los estados de Puebla, Tlaxcala, Querétaro y Guanajuato (Figura 8) [SENASICA, 2016].

HOSPEDANTES

Anaya-Rosales et al. (2000) mencionaron que *S. purpurascens* presenta dos tipos de hospedantes: 1) alimenticio, en el que abarca una gran diversidad de especies tanto cultivadas como silvestres y 2) hospedantes de asentamiento, se refiere a los hospedantes que el insecto utiliza para protegerse, aparearse y termoregularse, como es el caso de las siguientes especies de plantas: nopal (*Opuntia* sp.), amole (*Manfreda brachystachya*) y zacatón (*Muhlenbergia robusta*) (Cuadro 2). Esta especie de chapulín prefiere alimentarse en especies de las familias Asteraceae, Poaceae, Leguminosae y Cactaceae.

Cerritos y Cano-Santana (2008) mencionaron que los cultivos de maíz, frijol, alfalfa, calabaza y haba son atacados por *S. purpurascens*. Otros cultivos afectados son: jamaica (*Hibiscus sabdariffa*) [Pérez-Torres et al., 2009] y amaranto (*Amaranthus hypocondriacus*) [Aragón-García et al., 2011].

Cuadro 2. Rango de hospedantes de *Sphenarium purpurascens* (Anaya-Rosales et al., 2000).

Nombre científico	Nombre común	Nombre científico	Nombre común
Especies cultivadas			
<i>Avena sativa</i>	Avena	<i>Physalis</i> sp.	Tomatillo
<i>Crataegus oxyacantha</i>	Tejocote	<i>Raphanus raphanistrum</i>	Nabo cimarrón
<i>Cucurbita pepo</i>	Calabacita	<i>Schinus molle</i>	Pirul
<i>Hordeum vulgare</i>	Cebada	<i>Senecio</i> sp.	Jarilla
		<i>Sicyos</i> sp.	Chayotillo

<i>Malus domestica</i>	Manzana	<i>Simsia amplexicaulis</i>	Achual amarillo
<i>Medicago sativa</i>	Alfalfa	<i>Solanum rostratum</i>	Duraznillo
<i>Phaseolus vulgaris</i>	Frijol	<i>Tagetes lucida</i>	Pericón
<i>Physalis ixocarpa</i>	Tomate de cáscara	<i>Taraxacum officinale</i>	Diente de León
<i>Prunus</i> sp.	Capulín	<i>Tithonia tubaeformis</i>	Gigantón
<i>Prunus</i> sp.	Ciruella	<i>Verbena</i> sp.	Verbena
<i>Pyrus</i> sp.	Pera		
<i>Solanum lycopersicum</i>	Jitomate	Otros hospedantes	
<i>Triticum aestivum</i>	Trigo	<i>Acacia</i> sp.	Huizache
		<i>Brassica oleraceae</i> var <i>botrytis</i>	Coliflor
<i>Vicia faba</i>	Haba	<i>Bromelia</i> sp.	Bromelia
<i>Zea mays</i>	Maíz	<i>Chenopodium</i> sp.	Quelite
		<i>Eruca sativa</i>	Rúcula
Hospedantes silvestres		<i>Larrea</i> sp.	Jarilla
<i>Agave</i> sp.	Magüey	<i>Mamillaria</i> sp.	Biznaga
<i>Ambrosia artemisifolia</i>	Amargosa	<i>Nicotiana tabacum</i>	tabaquillo
<i>Artemisa mexicana</i>	Estafiate	<i>Oxalis</i> sp.	Oxalis
<i>Avena fatua</i>	Avena silvestre	<i>Phytolacca</i> sp.	Fitolaca
<i>Bidens pilosa</i>	Achual blanco	<i>Pinus</i> sp.	Pino
<i>Brassica campestris</i>	Nabo	<i>Poa annual</i>	Pasto azul
<i>Cosmos bipinnatus</i>	Girasol morado	<i>Reseda leteola</i>	Gualda
<i>Datura stramonio</i>	Toloache	<i>Solanum eleagnifolium</i>	Trompillo
<i>Malva parviflora</i>	Malva	<i>Sphaeralcea angustifolia</i>	Hierba del negro
<i>Mirabilis jalapa</i>	Maravilla	<i>Taraxacum officinale</i>	Diente de León
<i>Opuntia</i> sp.	Nopal	<i>Trifolium</i> sp.	Trébol
<i>Parthenium hysterophorus</i>	Confitillo		

ASPECTOS BIOLÓGICOS

Ciclo biológico

El chapulín de la milpa es de metamorfosis incompleta o hemimetabola, con tres estados de desarrollo: huevo, ninfa y adulto; la ninfa presenta 5 estadios ninfales. (Serrano-Limón y Ramos-Elorduy, 1989).

Cópula. Ocurre frecuentemente por las tardes, los insectos adultos se aparean 8 días después de que las ninfas han alcanzado el estado adulto, el apareamiento puede durar de seis a siete horas (Serrano-Limón y Ramos-Elorduy, 1989).

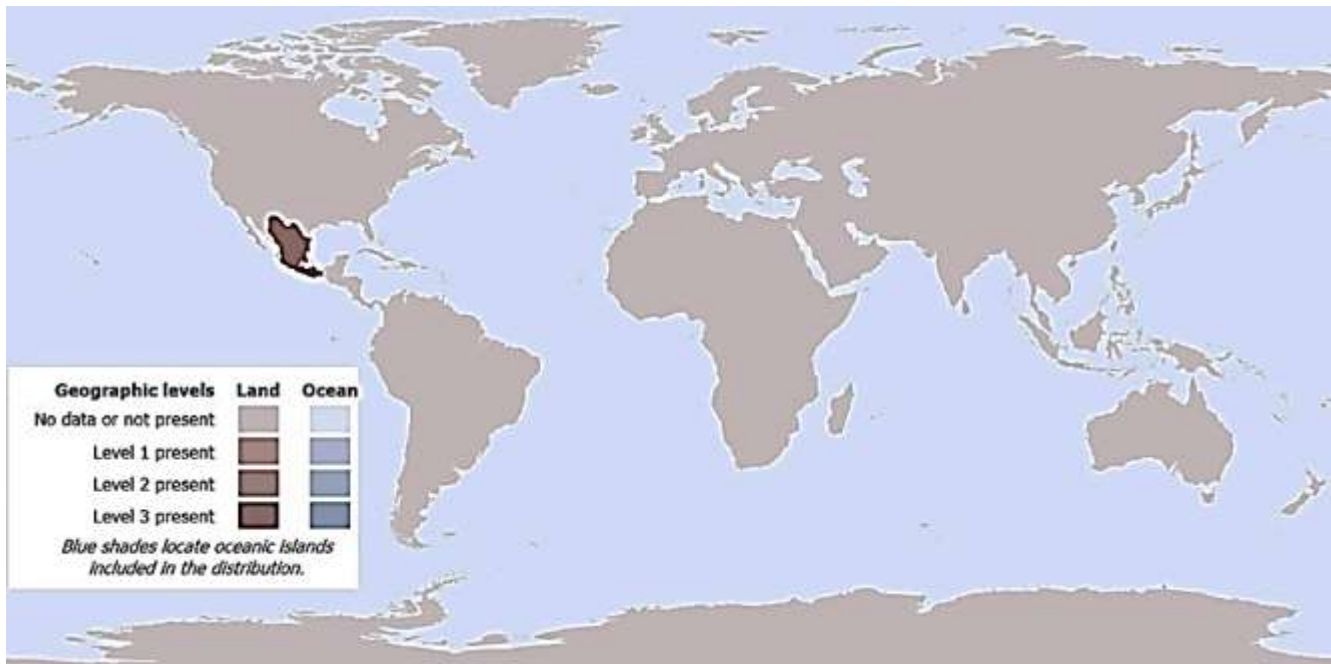


Figura 7. Distribución mundial de *Sphenarium purpurascens* (Eades et al., 2020c).



Figura 8. Distribución nacional (color rojo) de *Sphenarium purpurascens*. Créditos: SENASICA, 2016.

Oviposición. Se presenta cuatro a cinco días después de que ocurrió la cópula (Serrano-Limón y Ramos-Elorduy, 1989). Se lleva a cabo

en lugares donde no hay movimiento de suelo por las labores del cultivo y en sitios con malezas perennes y anuales que se localizan a

las orillas de las parcelas, caminos y zanjas (Méndez-Tolentino, 1992). La hembra introduce su abdomen en el suelo hasta el nivel del tórax, permanece ovopositando por un período de 4 horas, los huevos son depositados a una profundidad de 3 cm, en paquetes envueltos con una sustancia blanquecina que se endurece y se torna de color pardo a las pocas horas (Serrano-Limón y Ramos-Elorduy, 1989), estos paquetes de huevos se denominan ootecas. Las hembras pueden depositar de una a dos ootecas, con un promedio de 29 a 31 huevos por ooteca (rango de 11 a 51 huevos) [Serrano-Limón y Ramos-Elorduy, 1989; Alfaro-Lemus, 1995]. El chapulín de la milpa es una especie univoltina que puede presentar diapausa de cuatro meses en estado de huevo.

En condiciones de laboratorio ($29 \pm 2^\circ \text{C}$ y 60-70% de HR), la emergencia de las ninfas se presenta de abril a julio y el mayor pico de emergencia en mayo (Serrano-Limón y Ramos-Elorduy, 1989). Alfaro-Lemus (1995) mencionó que en 1994 en el Estado de Tlaxcala, las primeras ninfas se presentaron en la tercera semana de mayo, la cual continuó hasta octubre, la mayor emergencia se presentó en los meses de junio, julio y agosto.

Serrano-Limón y Ramos-Elorduy (1989) reportaron un ciclo de vida del chapulín de la milpa de 252.4 días; sin embargo, solo se tomó en cuenta el periodo de duración del huevo de 166 días (que incluye la diapausa) y la duración de los cinco instares ninfales de 86.4 días; los

autores no consideraron el período de precópula de 8 días y el período de preoviposición de 4-5 días. Por lo que al tomar en cuenta estos dos últimos el ciclo biológico de huevo-adulto podría ser de 264.9 días (datos con base en la media de los valores registrados). Por su parte, Alfaro-Lemus (1995) reportó un ciclo de vida total de 289 días (Cuadro 3).

Daños

Tamayo-Mejía (2009) mencionó que esta especie de chapulín es la de mayor importancia, debido a los daños que causa. Además, Anaya-Rosales *et al.* (2000) reportaron que este insecto afectó cultivos básicos, hortalizas, forrajes y frutales; además, de especies de malezas de hoja ancha y pastos. Su importancia radica en que se alimenta del follaje de especies cultivadas, principalmente de hoja ancha, lo cual incide en la reducción del rendimiento de los cultivos (Tamayo-Mejía, 2009).

Cuadro 3. Ciclo biológico de *Sphenarium purpurascens*.

Parámetro	Serrano-Limón y Ramos-Elorduy, 1989 ¹	Alfaro-Lemus, 1995 ²
Huevo	166	123.5 (106-141)
Ninfa 1	15.5	13.5 (11-16)
Ninfa 2	12.5	12 (9-15)
Ninfa 3	13.9	12 (8-16)
Ninfa 4	21.0	11 (6-16)
Ninfa 5	23.5	15 (12-16)
Total periodo ninfal	86.4	63 (45-81)
Longevidad del adulto	86.4	103 (79-127)

Total del ciclo reportado	252.4	289.5 (230-349)
Pre-copulación	8	---
Pre-ovoposición	4.5	---
Duración ciclo huevo-huevo	264.9	---

1= 29±2 °C y 60-70% de HR. 2 = 25±3 °C y 60±70 % de HR, fotoperiodo 12/12.

CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS

Descripción morfológica

Huevo. Miden 0.4 mm de longitud, son ovalados y con los extremos aguzados; presentan una coloración pardo brillante, mientras que los polos (extremos) se encuentran más oscurecidos. La membrana de cada huevo, observada al microscopio, presenta una cubierta que está compuesta de numerosas cavidades de estructura de tipo hexagonal, como se observa en un panal de avispas (Serrano-Limón y Ramos-Elorduy, 1989; Salas-Araiza 2013).

Ninfa I. Las primeras ninfas son muy pequeñas de 0.6 ± 0.1 mm de largo, son de color pardo muy pálido con manchas a manera de puntuaciones más o menos circulares de color pardo oscuro, negro o ambos, las cuales están distribuidas uniformemente en todo el cuerpo; éste es fusiforme, con la cabeza proporcionalmente más grande que el resto del cuerpo en el que destacan los ojos por su dimensión. Las antenas se notan más gruesas en proporción al cuerpo y constan de 8 artejos;

los tres pares de patas son delgados y presentan hileras de pequeñas espinas. Las uñas de los tres pares de patas están bien desarrolladas, presentan una en cada lado del último segmento tarsal. Los segmentos abdominales son muy pequeños y presentan cercis en la parte terminal. El sexo puede identificarse, sobre todo en los machos, en los que se ve claramente la placa subgenital; en las hembras, las valvas apenas se logran distinguir (Serrano-Limón y Ramos-Elorduy, 1989).

Ninfa II. Las ninfas son semejantes a las del primer instar, miden de 0.8 ± 0.3 mm, el cuerpo también es fusiforme, pero con la cabeza un poco más alargada. La coloración pardo-pálido se torna más oscura y las manchas del cuerpo se vuelven más evidentes; las antenas son más oscuras en la parte dorsal que la ventral y también constan de 8 artejos. En la tibia de cada pata, las dos hileras de espinas se van engrosando de la parte basal a la distal, al final de cada hilera se observan dos espolones; las uñas de los tarsos están más desarrolladas (Serrano-Limón y Ramos-Elorduy, 1989).

Ninfa III. El aspecto general de las ninfas es muy semejante al del segundo instar, miden de 10.0 ± 1.2 mm. Las manchas oscuras de la cabeza y cuerpo, son de forma irregular y variada en tamaño, sin un patrón de coloración definido, entre tonalidades de color verde, amarillo, gris, pardo o negro, en diferentes proporciones y diferentes partes del cuerpo. Las manchas de las antenas se hacen más evidentes; los ojos,

muy prominentes, también llegan a presentar pigmentación, sin un patrón definido. Los esbozos alares aparecen en forma de almohadillas ovaladas, en la parte lateral del tórax, en la unión de la coxa con el metatórax. Las patas se ven más largas y la mancha parda, de la parte distal de las tibias se acentúa. Los genitales aumentan de tamaño, facilitando la diferenciación del sexo (Serrano-Limón y Ramos-Elorduy, 1989).

Ninfa IV. El cuerpo de éstas ninfas sigue siendo fusiforme, pero se observa un poco más ensanchado en la parte media, miden 16 ± 0.2 mm; presentan un aspecto más robusto y una coloración más definida, aunque la forma y color de las manchas varía mucho de un individuo a otro. Las antenas ya presentan los 14 artejos; los ojos presentan, en algunos casos, rayas de color pardo alternantes con amarillo sobre un fondo pardo claro. Los esbozos alares han crecido en forma de almohadillas más finas y de color pardo obscuro, esta coloración es variable entre los individuos y se encuentran ya fuera de la cobertura del pronoto. Las patas se vuelven vigorosas, aumentando de grosor, sobre todo las del tercer par; las espinas de las patas se engrosan más. Los genitales externos se hacen evidentes (Serrano-Limón y Ramos-Elorduy, 1989).

Ninfa V. El tamaño de las ninfas es de 20 ± 1.2 mm. Su cuerpo se alarga aún más por la distensión de los segmentos abdominales. La coloración general varía como en el estadio

anterior; las antenas se vuelven largas y delgadas, con los mismos 14 artejos. Los ojos se observan más grandes, globulosos y de color negro; los esbozos alares se ven más alargados y son más evidentes (Serrano-Limón y Ramos-Elorduy, 1989).

Adulto. Es de cuerpo robusto, agudo hacia los extremos anterior y posterior (fusiforme), sin alas o éstas son vestigiales (braquípteros), de coloración variable de pardo oscuro a verde olivo brillante con manchas negras en todo el cuerpo y el pronoto tiene forma de silla de montar, éste es convexo y presenta una carina media bien definida, las alas llegan a alcanzar los tímpanos del primer segmento abdominal (Serrano-Limón y Ramos-Elorduy, 1989).

Adulto macho. Los machos generalmente son más delgados que las hembras, miden 2.075 ± 0.17 cm de largo por 0.78 ± 0.7 cm en su parte más ancha. Los ojos son muy prominentes en relación al tamaño de la cabeza que es de forma triangular; las antenas se observan más alargadas que en las hembras y constan de 14 artejos, las patas son más robustas, los fémures de los tres pares están engrosados, son más notorios los del tercer par. En la cara externa de las tibias se observan dos hileras de espinas que se engrosan de la parte basal a la distal, al final de cada hilera de espinas se localizan dos espolones. La parte distal de cada tibia se presenta de color pardo obscuro y aunque la coloración de las patas varía mucho en tonalidades, mantiene el patrón ya

mencionado (Figura 9) [Serrano-Limón y Ramos-Elorduy, 1989].

Existen dos variantes de machos de acuerdo a la forma del abdomen, en algunos individuos se presenta una elongación del mismo en comparación de otros, y este carácter se manifiesta en todos los intervalos de tamaño (Cueva-Del Castillo, 1994).

Adulto hembra. Las hembras se distinguen fácilmente de los machos, por su tamaño y coloración, ya que se notan más robustas debido al ensanchamiento que sufren en la parte correspondiente al mesotórax y metatórax, miden 2.10 ± 0.19 cm de largo por 0.83 ± 0.09 cm de ancho (Serrano-Limón y Ramos-Elorduy, 1989). En su parte más ancha; la coloración es más constante, la mayoría de individuos son de color verde brillante y sin manchas aparentes en la región dorsal como se presenta en los machos; los fémures menos desarrollados que los de los machos; por otra parte, cuando las hembras han ovipositado cambian de coloración de verde a pardo (Serrano-Limón y Ramos-Elorduy, 1989).



Figura 9. Adulto de *Sphenarium purpurascens*. Tibia con hilera de espinas. Créditos: Vanegas-Rico, s/a.

4. *Taeniopoda* spp.

IDENTIDAD

Nombre científico

Taeniopoda spp.

Clasificación taxonómica

Phyllum: Arthropoda

Clase: Hexapoda

Orden: Orthoptera

Suborden: Caelifera

Superfamilia: Acridoidea

Familia: Romaleidae

Subfamilia: Romaleinae

Género: *Taeniopoda* Stål,

Especie: *T. eques* (Burmeister, 1838), *T. tamaulipensis* (Rehn, J. A. G., 1904) y otras (Cuadro 4) [Cigliano et al., 2020]

Nombre común

Saltamontes perezosos (www.naturalista.mx/).

Código EPPO

TAEPSP (EPPO, 2020a).

Fitosanitaria Contra el Chapulín, que se realiza en los estados de Chihuahua, Guanajuato, Puebla, Querétaro, Tlaxcala y Zacatecas. El objetivo de la campaña es llevar a cabo un conjunto de acciones fitosanitarias para reducir los niveles de infestación de las especies de chapulín presentes en cada estado. Para mayor información véase: <https://www.gob.mx/senasica/documentos/chapulín-plaga-endemica-110886>

SITUACIÓN EN MÉXICO

En México, de acuerdo con la Norma Internacional para Medidas Fitosanitarias (NIMF) No. 8 “Determinación de la situación de una plaga en un área” (CIPF, 2017), el estatus de la Plaga es presente en algunas áreas y bajo control oficial mediante la Campaña

Cuadro 4. Nombre científico y nombre común de especies del género *Taeniopoda* presentes en México.

Especie	Nombre común	Referencia bibl.
<i>T. auricornis</i> (Walker, 1870)	Chapulín de antenas doradas; Crillo prieto; Saltamontes perezoso de Veracruz	EPPO, 2020; Ramos-Elorduy et al., 2008; www.naturalista.mx/
<i>T. bicristata</i> Bruner, 1907	Langosta; Saltamontes perezoso	Ramos-Elorduy et al., 2008; www.naturalista.mx/
<i>T. centurio</i> (Drury, 1773)	Saltamontes perezoso	www.naturalista.mx/
<i>T. citricornis</i> Bruner, 1907	Saltamontes perezoso	www.naturalista.mx/
<i>T. eques</i> (Burmeister, 1838)	Chapulín occidental; Saltamontes perezoso norteamericano	Hebard M. 1925; www.naturalista.mx/
<i>T. obscura</i> Bruner, 1907	Grillo; Saltamontes perezoso	CONABIO, s/a; www.naturalista.mx/
<i>T. picticornis</i> (Walker, 1870)	Saltamontes perezoso	www.naturalista.mx/
<i>T. stali</i> Bruner, 1907	Saltamontes perezoso	www.naturalista.mx/
<i>T. tamaulipensis</i> Rehn, 1904	Saltamontes perezoso de Tamaulipas	www.naturalista.mx/

DISTRIBUCIÓN

El género *Taeniopoda* Stål se distribuye en las regiones neárticas y neotropicales, desde el sur de Estados Unidos hasta el norte de Panamá

(Figura 10). Pero, la mayoría de especies de este género se localizan en la zona de transición Neártica-Neotropical, del centro de la

República mexicana hasta Guatemala (Cigliano *et al.*, 2020; De Jesús-Bonilla *et al.*, 2017).

De Jesús-Bonilla *et al.* (2017) mencionaron nueve especies para México: *T. auricornis*, *T. bicristata*, *T. centurio*, *T. citricornis*, *T. eques*, *T. obscura*, *T. picticornis*, *T. stali*, *T. tamaulipensis*, cuya distribución, con excepción de *T.*

bicristata, se observa en la Figura 11 y Cuadro 5. Esta distribución fue obtenida con base a muestreos que realizaron para el género *Taeniopoda* en la República mexicana. Mariño *et al.* (2011) citaron que en la zona norte-centro de México las especies más frecuentes son *T. auricornis*, *T. eques* y *T. tamaulipensis*.

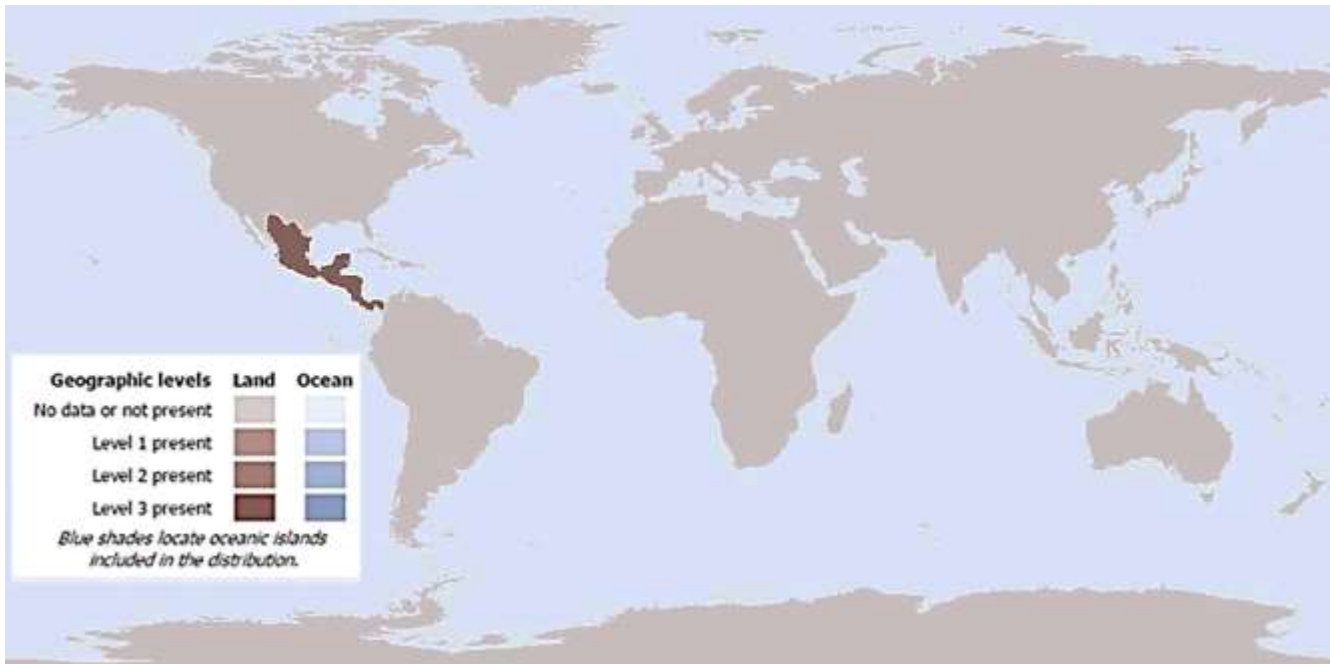


Figura 10. Distribución mundial del género *Taeniopoda* (Cigliano *et al.*, 2020c).

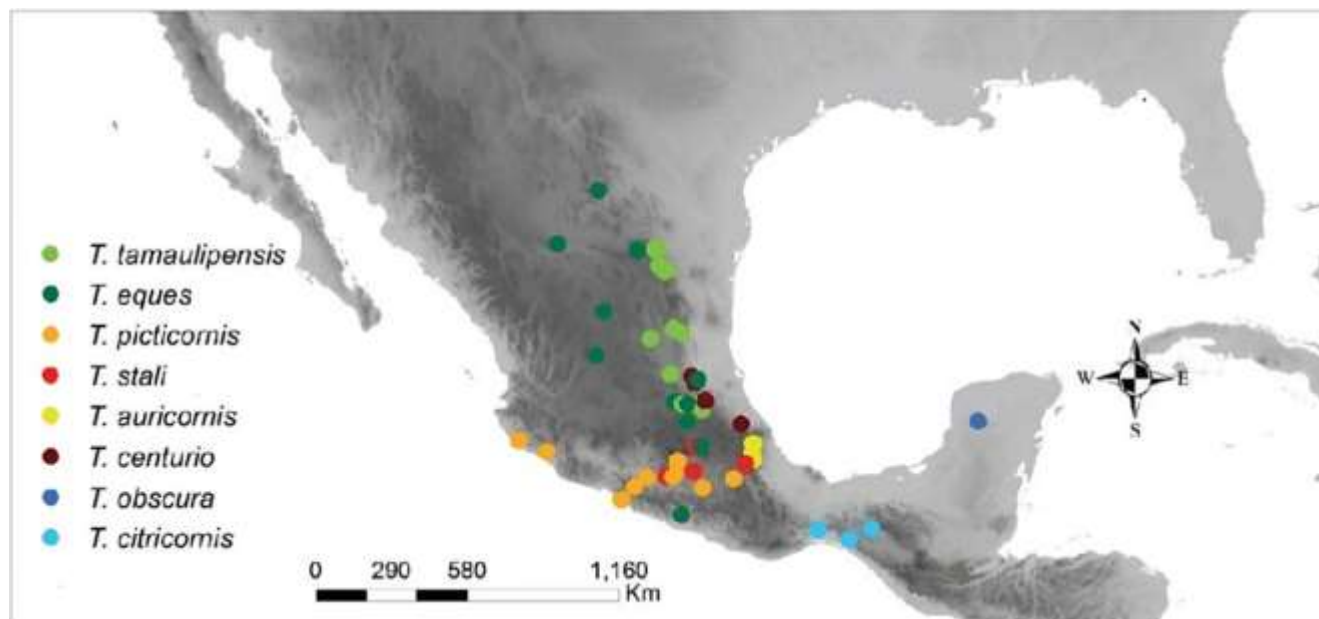


Figura 11. Distribución nacional de especies del género *Taeniopoda* (Modificado con base en De Jesús-Bonilla et al., 2017).

Cuadro 5. Distribución de las especies del género *Taeniopoda* en la República mexicana.

Especie	Zona de Distribución	Referencia bibl.
<i>T. auricornis</i> (Walker, 1870)	Noreste, centro y suroeste de México; estados de Hidalgo, Oaxaca, Tamaulipas, Veracruz.	Cigliano et al., 2020, Mariño et al., 2011; Barrientos-Lozano, 2004.
<i>T. bicristata</i> Bruner, 1907	Centro de México; estado de Puebla.	De Jesús-Bonilla et al., 2017; Barrientos-Lozano, 2004.
<i>T. centurio</i> (Drury, 1773)	Centro y noreste de México; de México a Honduras.	De Jesús-Bonilla et al., 2017; Barrientos-Lozano, 2004.
<i>T. citricornis</i> Bruner, 1907	Suroeste de México; estado de Chiapas y Oaxaca; estado de Guerrero.	Cigliano et al., 2020; De Jesús-Bonilla et al., 2017; Barrientos-Lozano, 2004.
<i>T. eques</i> (Burmeister, 1838)	Noreste, centro y suroeste de México; de Arizona a Costa Rica	Cigliano et al., 2020, Mariño et al., 2011; Barrientos-Lozano, 2004.
<i>T. obscura</i> Bruner, 1907	Noreste y sureste de México; desde la Huasteca Potosina al sureste de México; estado de Yucatán.	Cigliano et al., 2020; Barrientos-Lozano et al., 2012; Barrientos-Lozano, 2004;.
<i>T. picticornis</i> (Walker, 1870)	Suroeste de México, Estado de Oaxaca.	Cigliano et al., 2020 Barrientos-Lozano, 2004.
<i>T. stali</i> Bruner, 1907	Suroeste de México; Estados de Puebla, Oaxaca, Morelos (Cuernavaca).	Cigliano et al., 2020; Barrientos-Lozano, 2004.

<i>T. tamaulipensis</i> Rehn, 1904	Noreste de México; estados de Coahuila, Nuevo León, Tamaulipas; San Luis Potosí, Hidalgo.	Cigliano <i>et al.</i> , 2020; Barrientos-Lozano, 2004; Mariño <i>et al.</i> , 2011.
---------------------------------------	---	--

HOSPEDANTES

De manera general, Mariño *et al.* (2011) mencionaron que los chapulines afectan cultivos de las familias de gramíneas, leguminosas, cucurbitáceas y frutales. Barrientos-Lozano *et al.* (2012) indicaron que el género *Taeniopoda* habita desde matorrales tropicales hasta bosques de encino, se alimenta de una amplia gama de especies arbustivas y herbáceas y su población puede ser tan abundante que ocasiona daños

ASPECTOS BIOLÓGICOS

Ciclo biológico *Taeniopoda eques*

T. eques tiene metamorfosis incompleta o hemimetábola, con tres estados de desarrollo: huevo, ninfa y adulto.

Huevo. Los huevos son depositados en grupos denominados ootecas a una profundidad de 4 a 8 cm. Cada ooteca tiene en promedio 40 huevos y está protegida por una sustancia dura, cementada de 2-3 mm de grosor, que se forma cuando la hembra deposita los huevos y expulsa un líquido que los rodea, que al secarse se endurece (Whitman y Orsak, 1985). El huevo es la forma invernante, poco después de las primeras lluvias de verano los huevos eclosionan emergiendo las ninfas.

Ninfa. La ninfa presenta cinco estadios ninfales, distinguibles del adulto por el desarrollo de la

almohadilla alar, longitud del pronoto y ancho de la cabeza. El patrón de color de las ninfas en todos los estadios se asemeja al del adulto (Whitman y Orsak, 1985).

Adulto. El apareamiento en ambos sexos es repetidamente, con una copula que tarda varias horas (NMSU, 2017; Whitman y Orsak, 1985). Las hembras ovopositan en el día, por lo general debajo de arbustos o rocas grandes, rara vez en áreas abiertas (Whitman y Orsak, 1985). Después de la primera ovoposición, la hembra puede tener ovoposiciones subsecuentes cada 26 días (Whitman y Orsak, 1985).

Ciclo de vida. La duración en días desde la eclosión del huevo hasta la emergencia del adulto es de 39 días, hasta el apareamiento de 56, a la oviposición de 74 días. Desde la eclosión hasta la muerte del insecto es de aproximadamente 105 días (Whitman y Orsak, 1985). En Arizona, *T. eques* es univoltina (Whitman y Orsak, 1985), es decir, solo se presenta una generación. *T. eques* posee un periodo corto de desarrollo ninfal (39 días) con relación a otros saltamontes de clima cálido, cuyo periodo ninfal puede ser de 60 a 200 días, posiblemente como respuesta a la corta ventana climática de las regiones donde se presenta (Uvarov 1977, mencionado por Whitman y Orsak, 1985).

Daños

Mariño *et al.* (2011) citaron que *T. eques* está entre las especies de chapulín o saltamontes de mayor importancia económica en el Altiplano y norte de México. Barrientos-Lozano (2004) mencionó a *Taeniopoda eques* entre las especies de saltamontes que ocasionan mayor daño a la agricultura y ganadería en México, indicó que se localiza en praderas y pastizales y con frecuencia ataca cultivos de maíz, frijol, soya, agave y hortalizas. En Arizona, EUA, *T. eques* se alimenta principalmente de plantas anuales del desierto de bajo crecimiento y de pastos (Whitman y Orsak, 1985). En términos generales, los saltamontes o chapulines pueden dañar anualmente el 28-30% de la vegetación, ocasionando pérdidas de hasta US\$ 400 millones por año (Weiland *et al.*, 2002).

Ciclo biológico *Taeniopoda tamaulipensis*

T. tamaulipensis es una especie univoltina, que inverna en estado de huevo (Barrientos-Lozano *et al.*, 2012).



Figura 12. Aspecto de los huevos de *Taeniopoda tamaulipensis*. Créditos: Barrientos-Lozano *et al.*, 2012.

Estos autores observaron que siete días después de la cópula la hembra depositó en el suelo a una profundidad de 7 cm, de 19 a 28 huevos por ooteca (Figura 13), con un promedio de 24 huevos por ooteca. El color de los huevos fue café oscuro, con una longitud de 8.8 mm y un ancho de 2.8 mm (Figura 12).



Figura 13. Apariencia de una ooteca de *Taeniopoda tamaulipensis*. Créditos: Barrientos-Lozano *et al.*, 2012.

Cada ooteca estuvo formada por una serie de huevos y un tapón esponjoso (Figura 14). El tapón fue de 15 mm de longitud por nueve mm de ancho. La serie ovígera midió 15 mm de longitud y 25 mm de ancho. Por lo general, las hembras murieron dos días después de haber ovopositado, los machos continuaron vivos y apareándose.



Figura 14. Ooteca de *Taeniopoda tamaulipensis*. Créditos: Barrientos-Lozano et al., 2012.

CARACTERÍSTICAS MORFOLÓGICAS

Descripción morfológica de adultos de las especies de *Taeniopoda* Stål (1873) en México

Taeniopoda auricornis (Walker, 1870)

En esta especie es notable el gran tamaño de la cresta pronotal, cuyo último surco es ancho y profundo, las dos bandas anchas, negras del abdomen, con puntos negros al exterior de éstas. Tegmina con numerosos puntos negros de diversos tamaños; en los machos la tegmina llega casi a la punta del abdomen, mientras que en las hembras es más corta. Las antenas de color amarillo claro, con segmentos distales color negro (Figura 12A y 12B) [Barrientos-Lozano et al., 2012].

Taeniopoda bicristata Bruner, 1907

Saltamontes de apariencia robusta. Tegmina muy corta, de color café a negro, cresta del pronoto color negro, lóbulo anterior del

pronoto con la cresta más baja que la del lóbulo posterior, este último en forma acuminada, abdomen de color negro. Esta especie es similar en apariencia a *T. obscura*, pero la tegmina y las alas son más cortas en *T. bicristata*. (Figura 12E) [Bruner 1906].

Taeniopoda centurio (Drury, 1773)

Cabeza y pronoto color obscuro, ligeramente amarillento; cresta pronotal fuertemente prolongada caudalmente, lados de la cresta pronotal de color negro brillante generalmente, carina lateral más oscura en la metazona que en la prozona. Tegmina con un margen café obscuro a negro en el apice, esta característica es poco visible en las hembras; venas prominentes, forman la parte más visible de las marcas en la tegmina. Las antenas de color amarillo claro, con antómeros distales color negro (Figura 12C y 12D) [Barrientos-Lozano et al., 2012].

Taeniopoda citricornis Bruner, 1907

Cresta del pronoto no muy alta. Color de antenas, pronoto y tegmina verde oliváceo (Figura 12F). *T. citricornis* se diferencia de *T. gutturosa* por dos características de diagnóstico: color de antenas y de pronoto. En *T. gutturosa* estas estructuras son de color rojo escarlata a naranja (Bruner, 1906; Hebard, 1924, citado por De Jesús Bonilla et al., 2017). No obstante, estos autores mencionan que un ejemplar de *T. citricornis* proveniente de Oaxaca presentó el pronoto y las antenas de rojo escarlata a naranja por lo que sugieren que

el estado actual de estos dos taxones necesita ser investigado más a fondo.



Figura 15. A) y B) *Taeniopoda auricornis*, en machos la tegmina cubre el abdomen (A), en las hembras la tegmina no cubre el abdomen (B); C) Hembra de *Taeniopoda centurio*, con tegmina corta; D) Macho de *Taeniopoda centurio*, el ápice de la tegmina de color oscuro; E) *T. bicristata*; F) *Taeniopoda citricornis*. Créditos: A) Vargas-Castellano, 2013; B) Barrientos-Lozano, 2012a; C) De Jesús et al., 2017; D) Barrientos-Lozano, 2012b; E) Pocco, s/a; F) García Morales, 2015.

***Taeniopoda eques* (Burmeister, 1838)**

Saltamontes robustos, tamaño mediano a grande de 38-64 mm, color negro brillante con marcas amarillas o rojas (NMSU, 2017), pero existen formas amarillo verdosas (Figura 13A y 13B) [Mariño *et al.*, 2011]. Las tegmina son de color verde-amarillo, venas de color negro; alas posteriores de color rojo con una banda marginal oscura, éstas regularmente son grandes, pero en ocasiones son más cortas en las hembras. Patas anteriores y medias color café rojizo, con extremos apicales y basales negros; fémures posteriores de color amarillo en la cara externa, con puntos negros en el área media, el área marginal superior e inferior de color negro (Rivera, 1988).

***Taeniopoda obscura* Bruner, 1907**

Esta especie de saltamontes es grande y robusta, de color café a negro mate. Pronoto inusualmente ancho y aplanado en el disco del lóbulo posterior (metazona), por lo que las carinas laterales aparecen muy marcadas. El color de las tegmina es café a negro mate, en algunas partes la coloración es ligera y se limita a pocas manchas dispersas y algunas de las venillas a lo largo del disco dorsal. Las alas son de color rojo intenso, el área apical costal es de color variado con negro, el margen entero desde el vértice del ángulo anal con borde negro (Figura 13C) [Barrientos-Lozano *et al.*, 2012].

***Taeniopoda picticornis* (Walker, 1870)**

Cabeza y pronotum de color amarillo-oliváceo con marcas de color amarillo débilmente indicadas. Cresta pronotal baja, metazona prolongada caudalmente. Antenas basalmente de color amarillo-naranja, aproximadamente la mitad, porción distal de color negro. Área entre venas y venillas tegminales con manchas pequeñas color café oscuro, tegmina sin color negro en el área distal (Figura 13D) [Barrientos-Lozano *et al.*, 2012].

***Taeniopoda stáli* Bruner, 1907**

Cuerpo esbelto a moderadamente robusto, antenas de color rojo, excepto los dos segmentos basales y varios apicales, estos suelen ser de color negro (Bruner, 1906). Morfológicamente muy parecida a *T. picticornis*, se diferencia por el color de las antenas (Figura 13E) [De Jesús *et al.*, 2017].

***Taeniopoda tamaulipensis* Rehn 1904**

Tegmina con venas y venillas finas de color amarillo claro; la cresta pronotal no es muy pronunciada y es lateralmente de color negro. Las antenas de color amarillo fuerte en la mitad basal, apicalmente de color negro. Cabeza y pronoto de color amarillo (Figura 13F) [Barrientos-Lozano *et al.*, 2012].

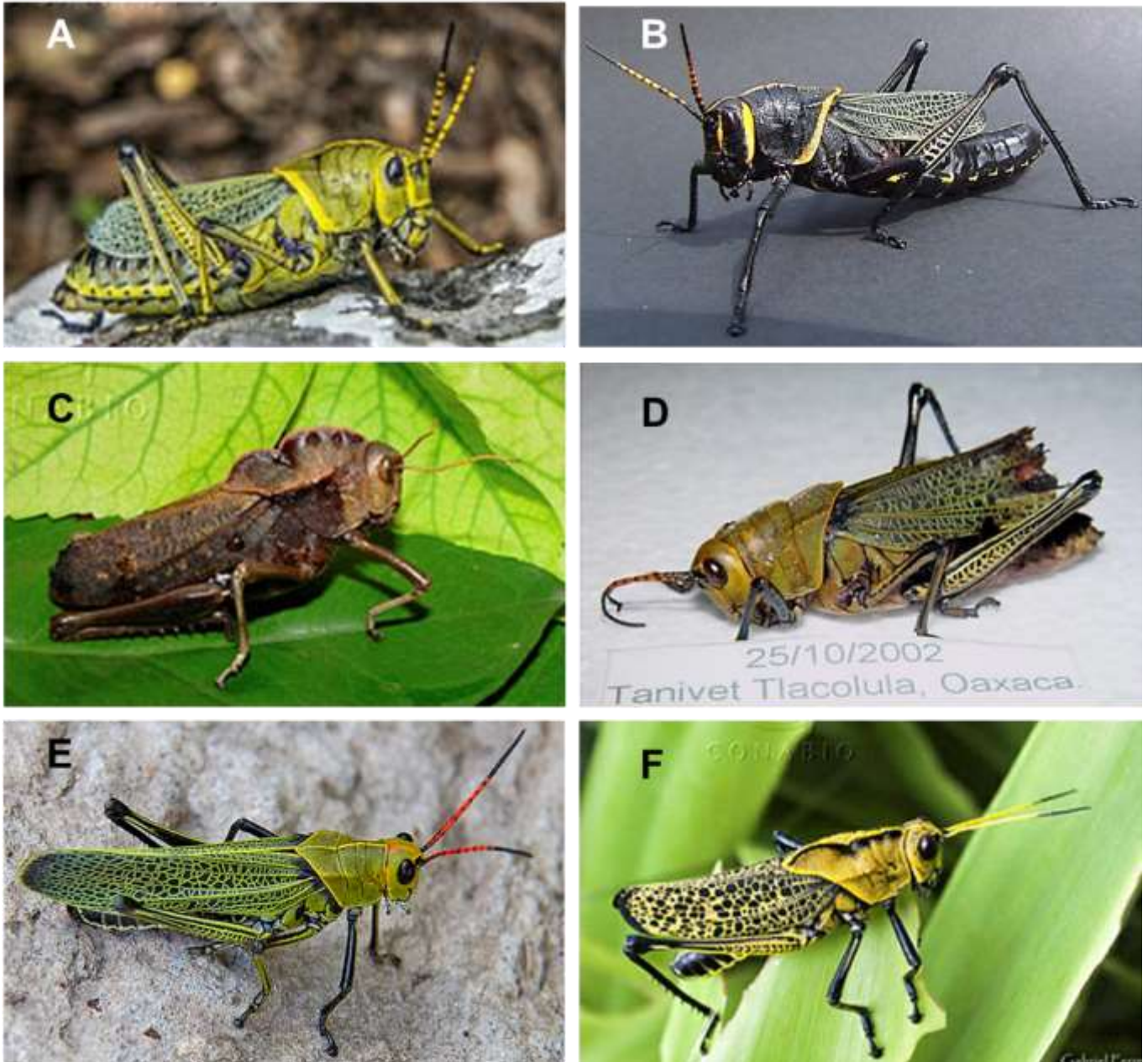


Figura 16. A) Forma amarillo verdosa de *Taeniopoda eques*; B) Forma común de *Taeniopoda eques*, de color negro con marcas amarillas; C) *Taeniopoda obscura*, característico en esta especie el pronoto sobresaliente y apariencia robusta; D) *Taeniopoda picticornis*, E) *Taeniopoda stali*, antenas características de color rojo; F) *Taeniopoda tamaulipensis*, cabeza y pronoto de color amarillo. Créditos: A) Legaspi, 2019; B) Ptois, 2014; C) Barrientos Lozano/CONABIO, 2012; D) Barrientos-Lozano et al., 2012; E) Recillas Bautista, 2019; F) Ferrer, 2017.

USO ALIMENTICIO DEL CHAPULIN

Se ha reportado a nivel mundial 1745 insectos comestibles, de los cinco continentes, donde se consumen mayor número de especies es en América con 66 especies (Ramos-Elorduy y Viejo-Montesinos, 2007).

En México, se han reportado 241 géneros agrupados en 14 órdenes de insectos; de los cuales 33 géneros corresponden a 4 familias de ortópteros; además se reporta la comercialización de 15 especies de chapulines (Ramos-Elorduy y Viejo-Montesinos, 2007). Por su parte Carbajal-Valdés (2008) mencionó que en México se consumen 515 especies de insectos de los cuales, los más importantes son: Hemiptera (128), Coleoptera (123), Hymenoptera (101) y Orthoptera (83). Sin embargo, para el 2013, la UNAM había catalogado 549 especies comestibles (Mendoza-Espinosa, 2016).

Se ha reportado que algunos ortópteros como chapulines, se pueden consumir de manera individual o en mezclas de varias especies (*Sphenarium* spp., *Melanoplus* spp. y *Boopedon* spp.) (Ramos-Elorduy et al. 1997). Ramos-Elorduy y Viejo-Montesinos (2007) mencionaron que los ortópteros en general contienen de 52 a 77 g de proteínas/100 g de base seca, 1407.37 a 1831 kJulios de contenido energético, de 2.00 a 5.56 g de sales minerales/100 g; además, contienen vitaminas como: Tiamina, Riboflavina, Niacina, Vitamina C, Vitamina A y Vitamina D.

ASPECTS ECOLÓGICOS

Fluctuación poblacional

Tamayo-Mejía (2009) reportó que para *S. purpurascens* en Acámbaro, Guanajuato, las ninfas del primer estadio comienzan a emerger a partir del 9 de junio (2006) y el pico de mayor población fue del 16 de junio al 3 de julio; mientras que la ninfa de segundo estadio, se presentó a partir del 16 de junio, alcanzando el mayor pico del 3 al 14 de julio; la ninfa del tercer estadio se presentó a partir del 3 de julio; pero, la mayor densidad de población se presentó entre el 28 de julio y el 18 de agosto. La ninfa del quinto se presentó en proporciones muy bajas.

Por otra parte, Mena-Covarrubias (2009) reportó que las primeras ninfas de *Brachystola* spp. en Zacatecas, se presentaron del 10 al 16 de julio, las de segundo estadio del 16 de julio al 31 de julio, las de tercer estadio del 23 al 31 de julio, las del cuarto estadio el 31 de julio; mientras que las del quinto estadio el 13 de agosto. Los adultos se presentaron desde el 13 de agosto hasta el 17 de octubre.

Modelo de grados días de desarrollo o unidades calor

Quijano-Carranza y Rocha-Rodríguez (2011) determinaron las unidades calor para el desarrollo de *S. purpurascens* (Cuadro 6); los cuales, son utilizados para pronosticar la eclosión de los huevos y la aparición de los diferentes instares ninfales y de los adultos, con la finalidad de determinar el momento adecuado de control de la plaga. En ese

sentido, el Comité Estatal de Sanidad Vegetal de Guanajuato, a través del Sistema de Alerta Fitosanitaria del Estado de Guanajuato emplea dicha información para predecir el comportamiento de estas plagas y genera recomendaciones para su control.

Cuadro 6. Unidades calor para el desarrollo de *Sphenarium purpurascens* (Quijano-Carranza y Rocha-Rodríguez, 2011).

Etapa de desarrollo	Temperatura base	Unidades calor
Promedio	10 C	
Huevo		205.6
Ninfa 1	11.0 °C.	67.42
Ninfa 2	11.9 C	66.46
Ninfa 3	11.0	69.76
Ninfa 4	11.0	115.42
Ninfa 5	11.0	109.35
Adulto		307.06

Por su parte, Guzmán-Franco (1999) determinó los grados día de desarrollo para la etapa ninfal y adulto de *S. purpurascens* (Cuadro 7).

Cuadro 7. Grados día de desarrollo de *Sphenarium purpurascens* (Guzmán-Franco, 1999).

Etapa de desarrollo	Temperatura base	Grados día
Ninfa 1	16.5	67.60
Ninfa 2	16.7	65.28
Ninfa 3	16.7	65.76
Ninfa 4	11.9	115.42
Ninfa 5	15.9	109.35
Adulto	17.6	327.06
Total	16.8	735.09

Whitman (1986) obtuvo los grados día de desarrollo para la etapa de ninfa y el período de preoviposición de *Taeniopoda eques* (Cuadro 8).

Cuadro 8. Grados día de desarrollo requeridos para *Taeniopoda eques* (Whitman, 1986).

Etapa de desarrollo	Temperatura umbral	Grados día
Etapa Ninfal	16.6	493 ± 16.4
Preoviposición	16.1	358 ± 15.8
Total		850 ± 32.7

Dispersión

Mena-Covarrubias (2009) reportó que en el caso de *Brachystola* spp. las ninfas de cuarto y quinto estadio son las que migran de las zonas de agostadero hacia las áreas cultivadas. Para *T. eques* los primeros estadios ninfales están en forma agregada, especialmente el primero y el segundo, pero esta agregación es menor a medida que se desarrolla (NMSU, 2017).

MUESTREO

Esta acción se realizará en áreas confirmadas como zonas de ovipostura y se cuantificará la cantidad de ootecas/m², con la finalidad de determinar la densidad poblacional de ninfas y adultos/m². Así como verificar la etapa de desarrollo, su grado de movilización y su potencial de peligrosidad en cada área o zona. Para el muestreo tanto de ootecas como de ninfas, se tomarán 5 puntos de muestreo (cada uno de al menos un metro cuadrado), posteriormente se cuantificará el número de ootecas o ninfas encontradas en cada sitio y se obtendrá el promedio o densidad por m² de la plaga. En el caso de ninfas, en áreas de cultivo se tomarán 5 sitios al azar por cada hectárea, cada punto estará formado por 5 plantas. Cuando la población de ninfas sea menor a

15/m² deberá de revisarse periódicamente para determinar su daño en el lugar y su posible desplazamiento, con el fin de decidir el control para evitar daños mayores y su posible invasión en los cultivos agrícolas. Cada ubicación debe de ser como máximo de 20 ha (SENASICA, 2014).

MEDIDAS DE MANEJO Y CONTROL

El control se deberá de llevar a cabo en terrenos baldíos, potreros y sitios de producción agrícola, el umbral de acción en terrenos baldíos y en potreros es de 15 ninfas/m² y para el caso de áreas cultivadas es de 5 ninfas/m². Este criterio se debe de aplicar en áreas donde no existan otros hospedantes de la plaga; pero si existen otros hospedantes la densidad puede ser mayor. El control se llevará a cabo mediante el uso de productos químicos autorizados por la COFEPRIS o a través de organismos benéficos (SENASICA, 2014).

En el caso de agostaderos y pastizales, se han establecido niveles de infestación y umbrales de acción para el control del chapulín, que se observan en el Cuadro 9 (Garza-Urbina, 2005).

Cuadro 9. Niveles de infestación del chapulín en pastizales y praderas (Garza-Urbina, 2005).

Nivel de infestación	Adulto/m²
Muy ligero	0 a 2
Ligero	3 a 8
Umbral de inicio de tratamiento	9-17
Severo	18 a 33
Muy severo	≥ 34

Control legal

En México, el Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria (SENASICA) a través de la Dirección General de Sanidad Vegetal ha implementado la Campaña contra el chapulín con el objetivo de detectar oportunamente a *Sphenarium* sp., *Brachystola* sp., *Melanoplus* sp., *Taeniopoda* sp. y reducir los niveles de infestación de la plaga, empleando para ello la estrategia operativa que incluye el Manejo Integrado de Plagas (MIP). Para lo cual, se contemplan las siguientes acciones: muestreo, control de focos de infestación mediante control químico y biológico; de manera complementaria se realizan acciones de capacitación y divulgación. De tal manera, que en los estados de Chihuahua, Guanajuato, Puebla, Querétaro, Tlaxcala y Zacatecas se lleva a cabo dicha campaña a través de los Organismos Auxiliares de Sanidad Vegetal. Para mayor información véase:

<https://www.gob.mx/senasica/documentos/chapulín-plaga-endemica-110886>

Control cultural

Cerritos-Flores *et al.*, (2015) mencionaron que en el caso del valle de Tlaxcala y Puebla el control mecánico de estos insectos produce 350 000 toneladas por año de proteína para consumo humano.

Control químico

Cerritos y Cano-Santana (2008) mencionaron que el manejo tradicional de *S. purpurascens*

en México se basa principalmente en la aplicación de insecticidas organofosforados tales como malatión.

Royer y Rebek (2016) mencionaron que en el caso de jardines que estén rodeados por pastizales con presencia de chapulines, se recomienda realizar aplicaciones de insecticidas en franjas o en los bordes de los predios para prevenir la entrada y daño por los insectos.

En México, en la Campaña Fitosanitaria contra el Chapulín, se considera el uso de productos químicos que estén autorizados por la COFEPRIS, para el control de las diferentes especies de chapulín, en los diferentes cultivos que ataca; la recomendación es utilizar la dosis recomendada y aplicar los productos con toxicidad menor para el ser humano y que tengan un impacto menor al medio ambiente. Para mayor información véase: <https://www.gob.mx/senasica/documentos/chapulín-plaga-endemica-110886>

Garza-Urbina (2005) reportó que las ninfas son más susceptibles a los insecticidas químicos. Sin embargo, en pastizales, para ninfas de los estadios N1 a N4, se sugiere realizar aplicaciones de organismos de control biológico y para ninfas de últimos estadios, N5 a N6, y adultos se recomienda la aplicación de productos químicos; por ejemplo, fipronil. Los insecticidas malatión, clorpirifos, metamidofos, carbaril, deltametrina, cipermetrina, lambda

presentaron una efectividad del 100 % en el control de la plaga.

Control biológico.

Huerta *et al.* (2014) mencionan diversas enemigas naturales de los chapulines, desde mamíferos como ratones, ardillas, coyotes, zorras y zorrillos, etc; aves de los géneros *Toxostomas* y *Mimus*; arañas de los géneros *Neoscona*, *Araneus*, *Argiope*, *Aphonopelma*; un díptero del género *Efferia*; nematodos de las familias *Mermithidae* y *Gordiaceae*; virus de la familia *Baculoviridae*. Whitman y Orsak (1985) citan al hongo *Beauveria bassiana* entre los enemigos naturales de *T. eques*.

Whitman y Orsak (1985) señalan que este insecto efectúa expulsiones ruidosas de secreciones olorosas mediante los espiráculos metatorácicos a manera de defensa química. Estos autores indican que las hormigas depredan a las hembras, especialmente cuando el ovipositor y parte del abdomen se atora en el hoyo donde están depositando los huevos.

Medina-Durán *et al.* (2020) reportaron dos nuevas especies de protozoarios eugregarinidos parasitando *Taeniopoda centurio*: *Amoebogregarina taeniopoda* n. sp. y *Quadruspinospora mexicana* n. sp.

Por otra parte, Royer y Rebek (2016) mencionaron que *Nosema locustae* es un protozoario que daña a los chapulines y puede

llegar a causar de 30-40 % de mortalidad. Por lo tanto, el control biológico de *Brachystola* spp. se debe de enfocar en las zonas de agostadero, contra las ninfas de los instares de desarrollo 1-4, antes de que migren hacia las zonas agrícolas. Para lo cual, se puede aplicar *N. locustae* a dosis de 1×10^9 esporas (Mena-Covarrubias, 2009).

Nava-Pérez *et al.* (2012) mencionaron que en Sudáfrica se ha utilizado el hongo *Metarhizium anisopliae* para elaborar bioinsecticidas que controlan a la langosta *Locusta pardalina* y otras especies de langostas; además de especies de chapulines.

Metarhizium acridium es un hongo entomopatógeno que infecta casi exclusivamente a chapulines (Orthoptera: Caelifera); no obstante, puede infectar grillos y algunas especies de la familia Tettigoniidae (saltamontes longicornios) [Brown, 2010]. Sin embargo, su aplicación en campo debe de ser semanal para garantizar su efectividad; ya que se ha reportado, que la concentración de conidios en campo decrece rápidamente y con ello su efecto como agente de control biológico (Guerrero-Guerra *et al.*, 2013).

Garza-Urbina (2005) reportó que para el control de ninfas de los estadios N1 a N4 en pastizales, se recomienda aplicar organismos de control biológico; por ejemplo, *Metarhizium anisopliae* var *acridium* en dosis de 25 g de esporas/ha o aceite de NIM en dosis de 1.0 L/ha,

cada producto se debe de mezclar con aceite de soya o citrolina.

Tamayo-Mejía (2009) reportó que para el control de *S. purpurascens* y *M. differentialis* en cultivos de maíz y frijol, se recomienda aplicar 1×10^{13} conidios/ha cuando se presentan las ninfas de tercer instar (N3) y el control se debe de intensificar una vez que el insecto alcanza el estado adulto. Con la finalidad de reducir las poblaciones en el menor tiempo posible, se recomienda realizar aplicaciones inundativas del hongo.

En el mismo sentido, en la Campaña Fitosanitaria contra el chapulín se utilizan organismos entomopatógenos como *Beauveria bassiana* y *Metarhizium anisopliae* (Figura 10) en dosis de 2×10^{12} conidios/ha (SENASICA, 2014).



Figura 10. Adulto de *Brachystola magna*, infectado con *Metarhizium anisopliae*
Créditos: Paul Chávez-Comité Estatal de Sanidad Vegetal de Chihuahua.

LITERATURA CITADA

Alfaro-Lemus AL. 1995. Biología de *Sphenarium purpurascens*. Charp. Orthoptera: Acrididae) y patogenicidad de *Beauveria bassiana* (Bals.) Vuill. en laboratorio, Chapingo. México. Tesis de Licenciatura. Universidad Autónoma Chapingo Parasitología Agrícola. 67 p.

Anaya-Rosales S, Navarro NR. 1998. Algunos aspectos sobre las especies que ocurren en áreas agrícolas. Memorias del curso-taller "Actualización sobre la problemática del complejo conocido como chapulín y su impacto en la agricultura. Irapuato, Guanajuato. 18-19 p.

Anaya-Rosales S, Romero-Nápoles J, López-Martínez V. 2000. Manual de diagnóstico para especies de chapulín (Orthoptera: Acridoidea) del Estado de Tlaxcala y los estados adyacentes. Colegio de Postgraduados. 265 p.

Aragón-García A, Damian-Huato MA, Huerta-Lara M, Saéns-de-Cabezón FJ, Pérez-Moreno I, Marco-Mancebón V, López-Olguín JF. 2011. Insect occurrence and losses due to phytophagous species in the amaranth *Amaranthus hypocondriacus* L. crop in Puebla, Mexico. African Journal of Agricultural Research 6(27): 5924-5929.

Barrientos-Lozano L, Hernández-Hernández L, Rocha-Sánchez AY, Horta-Vega, JV, Almaguer-Sierra P. 2012. Notas sobre el género *Taeniopoda* Stål, 1873 (Orthoptera: Romaleidae). Tecnointellecto, 9(2):26-38. Disponible en: [http://www.itvictoria.edu.mx/personal/tecnointellecto/TecnoINTELECTO-FINAL-%20Vol%209%20\(2\)-2012.pdf](http://www.itvictoria.edu.mx/personal/tecnointellecto/TecnoINTELECTO-FINAL-%20Vol%209%20(2)-2012.pdf)

Fecha de consulta: Agosto de 2020.

Barrientos-Lozano L/CONABIO. 2012a. *Taeniopoda auricornis*. CONABIO (Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad), Banco de imágenes. Disponible en: <http://bdi.conabio.gob.mx/fotoweb/archives/5005-Invertebrados/Animales/Invertebrados/LBL0386%20Taeniopoda%20auricornis.jpg.info#c=%2F> Fecha de consulta agosto de 2020.

Barrientos-Lozano L/CONABIO. 2012b. *Taeniopoda centurio*. CONABIO (Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad), Banco de imágenes. Disponible en: <http://bdi.conabio.gob.mx/fotoweb/archives/5005-Invertebrados/Animales/Invertebrados/LBL0387%20Taeniopoda%20centurio.jpg.info#c=%2F> Fecha de consulta agosto de 2020.

Barrientos Lozano L/CONABIO, 2012c. *Taeniopoda obscura*. CONABIO (Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad), Banco de imágenes. Disponible en: <http://bdi.conabio.gob.mx/fotoweb/archives/5005-Invertebrados/?q=Taeniopoda%20obscura> Fecha de consulta agosto de 2020.

Barrientos-Lozano L. 2004. Orthoptera. Cap. 23. Volumen IV. In: Biodiversidad, taxonomía y biogeografía de artrópodos de México: hacia

una síntesis de su conocimiento. Editores: Jorge Llorente Bousquets y Juan J. Morrone. Pág. 603-625. Disponible en: https://www.biodiversidad.gob.mx/publicaciones/librosDig/pdf/Artropodos%20IV_8.pdf

Bright KL, Bernays EA, Moran VC. 1994. Foraging patterns and dietary mixing in the field by the generalist grasshopper *Brachystola magna* (Orthoptera: Acrididae). *Journal of Insect Behavior* 7 (6): 779-793.

Brown C. 2010. Field study using *Metarhizium acridum*, a mycoinsecticide for control of grasshoppers. USDA. APHIS. Disponible en: https://www.aphis.usda.gov/plant_health/ea/downloads/grasshopper-metarhizium-ea.pdf.

Fecha de consulta 11 de abril de 2016.

Bruner L. 1906. Insecta, Orthoptera. Vol II. The Acrididae. In: Godman FD, Salvin O (Eds.) *Biologia Centrali-Americana: zoology, botany and archaeology*. London: Taylor and Francis. Pp. 232-236 (377 p).

<https://doi.org/10.5962/bhl.title.730> Disponible en:

<https://www.biodiversitylibrary.org/page/596922#page/238/mode/1up> Fecha de consulta: agosto de 2020.

Burleson WH. 1974. A two year life cycle in *Brachystola magna* (Orthoptera: Acrididae) with notes on rearing and food preference. *Annals of the Entomological Society of America* 67: 526-528.

Carbajal-Valdés LA. 2008. Aspectos socioeconómicos y culturales asociados al manejo tradicional del germoplasma de chapulines y chumiles de los mercados ladinos

de Cuautla, Morelos. Tesis Profesional para obtener el Título de Biólogo. Universidad Nacional Autónoma de México. Facultad de estudios Superiores Iztacala. Instituto de Biología. Departamento de Entomología. Los Reyes Iztacala. México. 108 p.

Cerritos-Flores, R. Ponce-Reyes R, Rojas-García F. 2015. Exploiting a pest insect species *Sphenarium purpurascens* for human consumption: ecological, social, and economic repercussions. *Journal of Insects as Food and Feed* 1 (1): 75-84.

Cerritos R, Cano-Santana Z. 2008. Harvesting grasshoppers *Sphenarium purpurascens* in Mexico for human consumption: A comparison with insecticidal control for managing pest outbreak. *Crop Protection* 27: 3473-480.

Cigliano MM, Braun H, Eades DC, Otte D. 2020. Genus *Taeniopoda* Stål, 1873. Orthoptera Species File. Version 5.0/5.0. Disponible en: <http://orthoptera.speciesfile.org/Common/basic/Taxa.aspx?TaxonNameID=1115941> Fecha de consulta: agosto de 2020.

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

Cueva-Del Castillo R. 1994. Protandria y conducta de apareamiento de *Sphenarium purpurascens*. Tesis profesional. Facultad de

Ciencias. Universidad Nacional Autónoma de México. 56 p.

De Jesús-Bonilla VS, Meza R, Zaldívar-riverón A. 2019. 3RAD-based systematics of the transitional Nearctic-Neotropical lubber grasshopper genus *Taeniopoda* (Orthoptera: Romaleidae). *Molecular Phylogenetics and Evolution*. 137:64-75. Doi: 10.1016/j.ympev.2019.04.019.

De Jesús-Bonilla VS, Barrientos-Lozano L, Zaldívar-riverón A. 2017. Sequence-based species delineation and molecular phylogenetics of the transitional Nearctic-Neotropical grasshopper genus *Taeniopoda* (Orthoptera, Romaleidae). *Systematics and Biodiversity*. 15: 600-617. <https://doi.org/10.1080/14772000.2017.1313792.1-18>.

Eades DC, Otte D, Cigliano MM, Braun H. 2020a. Distribution for species *Brachystola magna*. Orthoptera Species File Online Versión 5.0/5.0. Disponible en: <http://orthoptera.speciesfile.org/Common/editTaxon/Distribution/ShowDistribution.aspx?TaxonNameID=1116101> Fecha de consulta: agosto de 2020.

Eades DC, Otte D, Cigliano MM, Braun H. 2020b. Distribution for species *Melanoplus differentialis*. Orthoptera Species File Online Versión 5.0/5.0. Disponible en: <http://orthoptera.speciesfile.org/Common/editTaxon/Distribution/ShowDistribution.aspx?TaxonNameID=1110369> Fecha de consulta: agosto de 2020.

Eades DC, Otte D, Cigliano MM, Braun H. 2020c. Distribution for species *Sphenarium purpurascens*. Orthoptera Species File Online Versión 5.0/5.0. Disponible en: <http://orthoptera.speciesfile.org/Common/editTaxon/Distribution/ShowDistribution.aspx?TaxonNameID=1121210> Fecha de consulta: agosto de 2020.

European and Mediterranean Plant Protection Organization (EPPO). 2016. Data base: *Brachystola magna*, *Melanoplus differentialis* y *Sphenarium purpurascens*. Disponible en: <http://www.eppo.int/DATABASES/databases.htm>. Fecha de consulta 17 de marzo de 2016.

EPPO. 2020a. *Taeniopoda* sp. EPPO Global Database. Disponible en: <https://gd.eppo.int/taxon/TAEPSP> Fecha de consulta: agosto de 2020.

EPPO. 2020b. *Taeniopoda auricornis*. EPPO Global Database. Disponible en: <https://gd.eppo.int/taxon/TAEPAU> Fecha de consulta: agosto de 2020.

Ferrer GG/CONABIO. 2017. *Taeniopoda tamaulipensis*. CONABIO (Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad), Banco de imágenes. Disponible en: <http://bdi.conabio.gob.mx/fotoweb/archives/5091-Concurso%20Mosaico%20Natura/Concurso%20Mosaico%20Natura/GFG01%20Taeniopoda%20tamaulipensis.jpg.info#c=%2F> Fecha de consulta agosto de 2020.

García Morales JC. 2015. Saltamontes perezoso *Taeniopoda citricornis*. Disponible en: <https://www.naturalista.mx/observations/11762>
82 Fecha de consulta agosto de 2020.

García GC y Lozano GJ. 2011. Control biológico de plagas de chapulín en el norte-centro de México. Universidad Autónoma de Zacatecas. Zacatecas, México, 170 p.

Garza-Urbina E. 2005. El chapulín *Melanoplus* sp. y su manejo en La Planicie Huasteca. Campo Experimental Ébano. INIFAP-CIRNE. San Luis Potosí. México. Folleto Técnico. Número 11; 15 p.

Guerrero-Guerra C, Reyes-Montes MR, Toriello C, Hernández-Velázquez V, Santiago-López I, Mora-Palomino L, Calderón-Segura ME, Docampo-Fernández S, Calderón-Ezquerro C. 2013. Study of persistence and viability of *Metarhizium acridium* in Mexico's agricultural area. *Aerobiología* 29: 249-261.

Guzmán-Franco AW. 1999. Grados día de desarrollo de *Sphenarium purpurascens* (Charpentier) (Orthoptera: Pyrgomorphidae) y su susceptibilidad a *Beauveria bassiana* (Bals) Vuill. (Deuteromycotina: Hyphomycetes) bajo condiciones de campo. Tesis de Maestría. Colegio de Postgraduados, Montecillo, Estado de México. 102 p.

Hebard M. 1925. "The group Taeniopodae as found in the United States (Orthoptera)". *Transactions of the American Entomological Society*. 51 (1): 1-12.

Huerta AJ, Espinoza F, Téllez-Jurado A, Maqueda GAP, Arana-Cuenca A. 2014. Control biológico del chapulín en México. *BioTecnología*, 18 (1): 28-49.

Legaspi BR/CONABIO. 2019. *Taeniopoda eques*. CONABIO (Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad), Banco de imágenes. Disponible en: <http://bdi.conabio.gob.mx/fotoweb/archives/5091-Concurso%20Mosaico%20Natura/Concurso%20Mosaico%20Natura/RLB01%20Taeniopoda%20eques.jpg>.info Fecha de consulta agosto de 2020.

Concurso%20Mosaico%20Natura/Concurso%20Mosaico%20Natura/RLB01%20Taeniopoda%20eques.jpg.info Fecha de consulta agosto de 2020.

Mariño PR, Fontana P, Buzzetti FM. 2011. Identificación de plagas de chapulín en el norte-centro de México. En: García GC y Lozano GJ. 2011. Control biológico de plagas de chapulín en el norte-centro de México. Universidad Autónoma de Zacatecas. Zacatecas, México, 170 p.

Medina-Durán JH, Mayén-Estrada R, Mariño-Pérez R, Song H. 2020. Morphology and phylogenetic position of two new gregarine species (Apicomplexa: Eugregarinorida) parasitizing the lubber grasshopper *Taeniopoda centurio* (Drury, 1770) (Insecta: Orthoptera: Romaleidae) in Mexico. *Eukaryotic Microbiology*, 67 (1): 4-17. <https://doi.org/10.1111/jeu.12748>

Mena-Covarrubias, JM. 2009. Control biológico del chapulín *Brachystola* spp. (Orthoptera: Acrididae) con el uso del protozoario *Nosema locustae* Canning (Microsporidia: Nosematidae) en Zacatecas, México. *Vedalia* 13 (2): 97-102.

Mena CJ y Velázquez RV. 2010. Manejo integrado de plagas y enfermedades de frijol en

Zacatecas. Folleto Técnico No. 24. Campo Experimental Zacatecas. CIRNOC-INIFAP. 83 p.

Méndez-Tolentino DR. 1992. Uso de sustancias y extractos vegetales como una alternativa de control del chapulín *Sphenarium purpurascens* Charpentier (Orthoptera: Acrididae) en maíz (*Zea mays* L.) en Huejotzingo, Puebla. Tesis de Licenciatura. Departamento de Parasitología Agrícola. Universidad Autónoma Chapingo. 50 p.

Mendoza-Espinosa CJ. 2016. Potencial para el consumo humano de insectos mexicanos: chapulín (*Sphenarium purpurascens*) & chicatana (*Atta mexicana*). Trabajo Práctico-Educativo. Para obtener el título de Licenciado en Agronegocios Internacionales. Universidad Veracruzana. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. 55 p.

Nava-Pérez E, García-Gutiérrez C, Camacho-Báez JR, Vázquez-Montoya EL. 2012. Bioplaguicidas: una opción para el control biológico de plagas. Ra Ximhai 8 (3): 17-29.

NMSU, 2017. *Taeniopoda eques* (Burmeister). A Manual of the Grasshoppers of New Mexico. College of Agricultural, Consumer and Environmental Sciences. NMSU (New Mexico State University). Disponible en: <https://aces.nmsu.edu/academics/hoppers/nmfstaeq.html> Fecha de consulta agosto de 2020.

Pérez-Torres BC, Aragón-García A, Bautista-Martínez N, Tapia-Rojas AM, López-Olguín JF. 2009. Entomofauna asociada al cultivo de la jamaica (*Hibiscus sabdariffa* L.) en el Municipio de Chiautla de Tapia, Puebla. Acta Zoológica mexicana (n.s.) 25 (2): 239-247.

Pfadt RE. 1994. Differential Grasshopper *Melanoplus differentialis* (Thomas). Wyoming Agricultural Experiment Station Bulletin 912. Disponible en: <http://keys.lucidcentral.org/keys/grasshopper/nonkey/html/FactSheets/differen.htm> Fecha de consulta 18 de abril de 2016.

Pocco M. s/a. Species *Taeniopoda bicristata* Bruner, 1907. In: Cigliano MM, Braun H, Eades DC, Otte D. 2020. Orthoptera Species File (Version 5.0/5.0). Disponible en: <http://orthoptera.speciesfile.org/Common/basic/ShowImage.aspx?TaxonNameID=1115944&ImageID=208219> Fecha de consulta agosto de 2020.

Ptoxis, 2014. *Taeniopoda eques*. Grasshopper, Horse Lubber Striped antenna. Bugguide, Iowa State University. Disponible en: <https://bugguide.net/node/view/998636> Fecha de consulta agosto de 2020.

Quijano-Carranza JA, Rocha-Rodríguez R. 2011. Sistema de Alerta Fitosanitaria del Estado de Guanajuato. INIFAP-Campo Experimental Bajío. Folleto técnico No. 10.

Ramos-Elorduy J, Landero-Torres I, Murguía-González J, Pino M, José M. 2008. Biodiversidad antropofagica de la región de Zongolica, Veracruz, México Revista de Biología Tropical. 56 (1): 303-316. <https://www.redalyc.org/pdf/449/44918831022.pdf>

Ramos-Elorduy J, Viejo-Montesinos JL. 2007. Los insectos como alimento humano: breve ensayo sobre la entomofagia, con especial referencia en México. Boletín de la Real

Sociedad Española de Historia Natural, Sección Biología 102 (1-4): 61-84.

Ramos-Elorduy J, Pino-Moreno JM, Escamilla-Prado E, Alvarado-Pérez M, Lagunez-Otero J, Ladrón de Guevara O. 1997. Nutritional value of edible insects from the state of Oaxaca, Mexico. *Journal of Food Composition and Analysis*, 10(2): 142-157.

Recillas BEA. 2019. Saltamontes perezoso *Taeniopoda stali*. Naturalista. Disponible en: <https://www.naturalista.mx/observations/38095321> Fecha de consulta agosto de 2020.

Ríos-Velasco C, Berlanga-Reyes DI, Valdez-Licano R, Romo-Chacón A, Acosta-Muñiz CH, Zamudio-Flores PB, Sepulveda-Ahumada DR, Jacobo-Cuellar JL. 2014. Caracterización y control microbial del chapulín gordinglón *Brachystola magna* Giraldo en frijol en el Estado de Chihuahua. Folleto Técnico. Centro de Investigación en Alimentación y Desarrollo, A.C., Fundación Produce Chihuahua.

Rivera G. 1988. An annotated checklist of some Orthopteroid Insects of Mapimi Biosphere Reserve (Chihuahua Desert), México. Instituto de Ecología A.C., Xalapa México. 131-149.

Royer Ta, Rebek E. 2016. Grasshopper Control in Gardens and Landscapes. Disponible en: http://agresearch.montana.edu/wtarc/produce_rinfo/entomology-insect-ecology/Grasshoppers/OKStateFactSheet.pdf. Fecha de consulta 11 de abril de 2016.

Salas-Araiza MD, Mackay WP, Valdez-Carrasco J, Salazar-Solís E, Martínez-Jaime A. 2013. Characterization and comparison of the

eggs of seven species of mexican grasshoppers. *Southwestern Entomologist* 38 (2): 267-273.

Salas-Araiza MD, Salazar-Solís E, Montesinos-Silva G. 2003. Acridoideos (Insecta: Orthoptera) del Estado de Guanajuato, México. *Acta Zoológica Mexicana (n.s.)* 89: 29-38.

Serrano-Limón y Ramos-Elorduy, 1989. Biología de *Sphenarium purpurascens* Charpentier y algunos aspectos de su comportamiento (Orthoptera: Acrididae). *Anales del Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México. Serie Zoología*. 59 (2): 139-152.

Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria (SENASICA). 2014. Lineamientos para la elaboración, revisión y dictamen de los Programas de Trabajo de las Campañas Fitosanitarias Coordinadas por la Dirección de Protección Fitosanitaria de la Dirección General de Sanidad Vegetal. Disponible en: <http://senasica.gob.mx/?id=4640>. Fecha de consulta 7 de junio de 2016.

Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria (SENASICA). 2016. Mapa dinámico fitosanitario. Disponible en: <http://www.sinavef.gob.mx/MDF/>. Fecha de consulta 1 de abril de 2016.

Tamayo-Mejía F. 2009. Control biológico de *Sphenarium purpurascens* (Charpentier) y *Melanoplus differentialis* (Thomas) (Orthoptera: Acrididae) con *Metarhizium anisopliae* (Metschnikoff) Sorokin, en Guanajuato, México. *Vedalia* 13 (2): 85-90.

Vanegas-Rico JM. s/a. Disponible en:
<https://arthropoda-mexicana.blogspot.com/>

Fecha de consulta agosto de 2020

Vargas-Castellano /CONABIO, 2013.

Taeniopoda auricornis. CONABIO (Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad), Banco de imágenes. Disponible en:

<http://bdi.conabio.gob.mx/fotoweb/archives/5005->

[Invertebrados/Animales/Invertebrados/IVC0050%20Taeniopoda%20auricornis.jpg.info#c=%2F](http://bdi.conabio.gob.mx/fotoweb/archives/5005-Invertebrados/Animales/Invertebrados/IVC0050%20Taeniopoda%20auricornis.jpg.info#c=%2F)

Fecha de consulta agosto de 2020.

Weiland RT, Judge FD, Pels T, Grosscurt AC. 2002.

A literature review and new observations on the use of diflubenzuron for control of locusts and grasshoppers throughout the world. *J. Orthoptera Res.*, 11(1): 43-54.

Whitman DW. 1986. Developmental thermal requirements for the grasshopper *Taeniopoda eques* (Orthoptera: Aerididae). *Annals of the Entomological Society of America*, 79(4): 711-714, <https://doi.org/10.1093/aesa/79.4.711>

Whitman DW, Orsak LJ. 1985. Biology of *Taeniopoda eques* (Orthoptera: Acrididae) in Southeastern Arizona. *Annals of the Entomological Society of America*, 78(6):811.825.

<https://doi.org/10.1093/aesa/78.6.811>

Forma recomendada de citar:

SENASICA-DGSV. 2016. Chapulines de importancia económica en México: *Brachystola magna*, *Brachystola mexicana*, *Melanoplus differentialis*, *Sphenarium purpurascens* y *Taeniopoda* spp. (Orthoptera: Romaleidae). Sader-Senasica. Dirección General de Sanidad Vegetal-Centro Nacional de Referencia Fitosanitaria. Ficha técnica. Tecámac, Estado de México, 37 p.

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

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