GOBIERNO FEDERAL
SAGARPA

Senasica | Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria

Dirección General de Sanidad Vegetal

Con la colaboración del M.C. Juan Ángel Quijano Carranza
Instituto Nacional de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias

Ficha Técnica **Chapulín**

Brachystola spp.
Melanoplus diferentialis
Shenarium purpurascens

INTRODUCCIÓN.

Bajo el nombre de chapulín o saltamontes, se hace referencia en México a una gran variedad de insectos pertenecientes al orden Orthoptera, suborden Caelifera, familia Acrididae. A la fecha han sido descritas cerca de 11,000 especies de estos insectos en alrededor de 2,400 géneros (Otte, 1995). En estos insectos las antenas son más cortas que el resto del cuerpo, por lo cual también son llamados "chapulines de antenas cortas"; el órgano auditivo se ubica en la base del abdomen y aunque generalmente presentan alas, solo las traseras son membranosas y les permiten volar, mientras que las delanteras son coriáceas y no son útiles en el vuelo. Generalmente las hembras son de mayor tamaño que los machos. En su estado adulto pueden medir desde unos cuantos milímetros hasta más de 15 cm; poseen patas traseras largas y fuertes, apropiadas para saltar.

Una gran número de especies de acrídidos son consideradas como plagas de plantas cultivadas, praderas y pastizales, entre las especies que ocasionan mayor daño a la agricultura y/o ganadería en México se señala a la langosta voladora o langosta Centroamericana (Schistocerca piceifrons piceifrons, Walker) así como a algunas especies de chapulín.

Existen reportes relativos a la diversidad de especies de chapulín en México, entre otros se puede consultar a Salas y col. (2003), quienes analizan la composición de acridoideos en el estado de Guanajuato; Alatorre y Uribe (2006), quienes desarrollaron un estudio similar para el estado de Querétaro y García y col. (2006), que abordan este mismo tema para el estado de Durango; finalmente Barrientos-Lozano (2004), en una análisis de la biodiversidad taxonómica y biogeográfica de artrópodos se refiere también a la clasificación taxonómica de orthopteros y acrididos en México.

De acuerdo con Pfadt (2002) un rasgo común a las diferentes especies de chapulín que habitan en Norteamérica es su adaptación a las zonas de pastizal y selva baja. En el Mapa de la Figura 1, se muestra de manera general la distribución de los pastizales en esta parte del continente americano.

El presente documento aborda los aspectos de la biología del insecto que en su interacción con el ambiente, principalmente representado por el clima y la vegetación, determinan el comportamiento de estos organismos como plaga importante de los cultivos, así como las variaciones interanuales en la densidad de población que dificultan su manejo. En particular se hace referencia a las especies ***Brachystola magna*** y ***Brachystola mexicana***; ***Melanoplus differentialis*** y ***Sphenarium purpurascens***, las cuales se han reportado como las más importantes en diversos estados del país (Macías y Ramirez, 1998). De manera específica se revisan las cuestiones de hospedantes, distribución, identificación, biología y manejo. Los aspectos relacionados con el daño y los productos para su control se tratan de manera general.

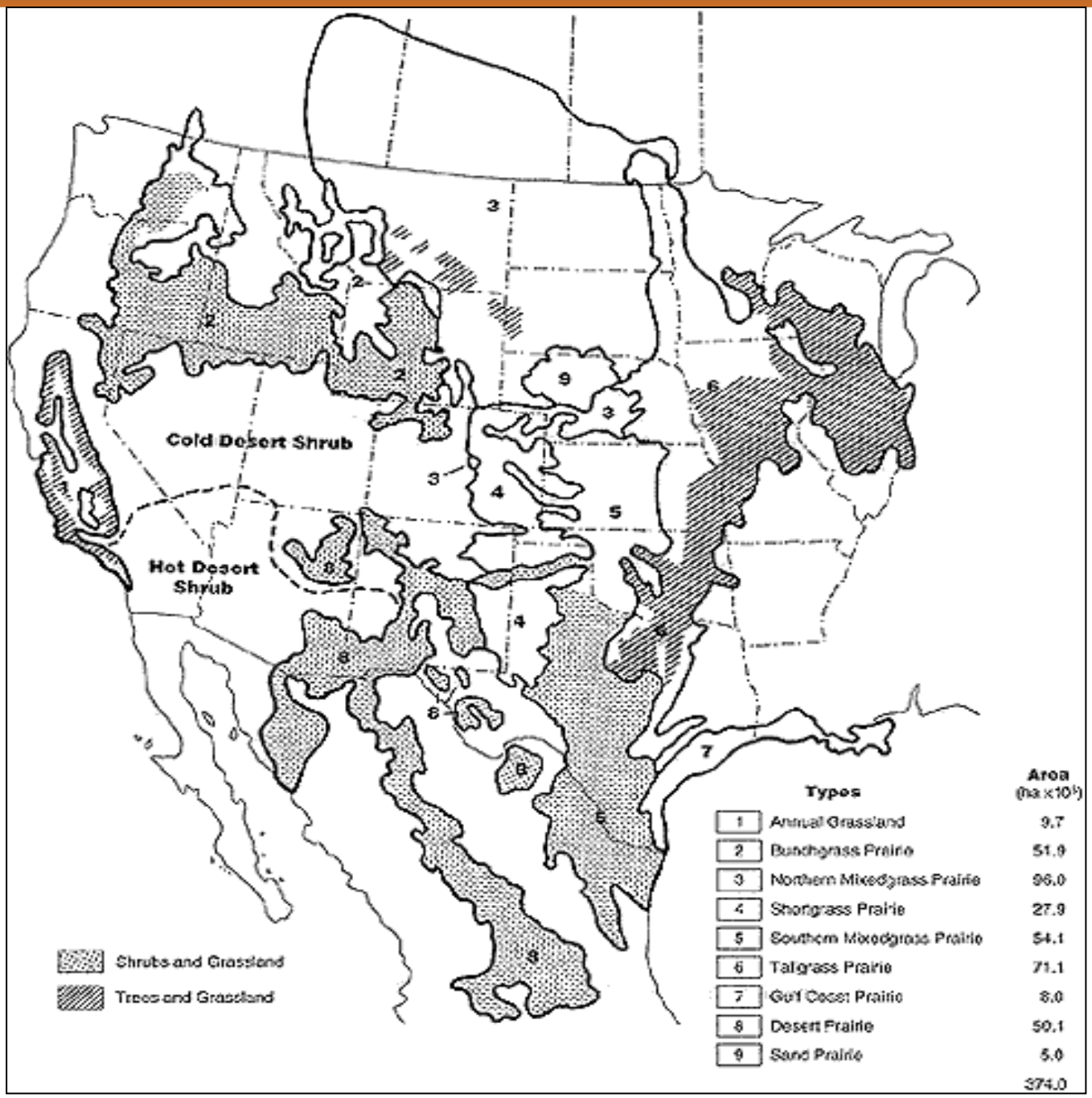

Figura 1. **Distribución de pastizales y matorrales en Norteamérica.**

IDENTIDAD

Nombre: ***Brachystola*** **spp**

Nombre común: Chapulín gordiflón, lubber grasshopper.

Posición taxonómica:

Orden: Orthoptera

Suborden: Caelifera

Superfamilia: Acridoidea

Familia: Romaleidae

Subfamilia: Romaleinae

Género: ***Brachystola***

Código EPPO: BRASMA (EPPO, 2010)

Categoría Reglamentaria: Plaga de importancia económica.

Situación en México: Presente, sujeta a control oficial en Chihuahua, Guanajuato, Querétaro y Tlaxcala.

Especies:

B. behrensii (Scudder, S.H. 1877)
Sinónimo: ***Brachystola behrensi*** (Otte, D., 1995)
B. eiseni (Bruner, L. 1906)
B. magna Girard

Sinónimo:

Brachystola intermedia (Bruner, L., 1906)
Brachypeplus magnus (Girard, C., 1854)
B. mexicana (Bruner, L., 1904)
B. ponderosa (Bruner, L., 1906)
B. virescens (Charpentier, 1845)
Sinónimo : ***Brachypeplus virescens*** (Charpentier, 1845)

(Fuente: Bisby ***et al***. 2010)

HOSPEDANTES.

Las especies pertenecientes a este género son polífagas y pueden encontrarse en diferentes hábitats, alimentándose de maleza de hoja ancha y pastos, se desarrolla en los agostaderos, y la migración hacia los campos de cultivo ocurre cuando el chapulín se encuentra en el quinto instar ninfal. Algunas de las especies silvestres que prefiere este insecto se muestran en el Cuadro 1.

Cuadro 1. Listado de hospedantes silvestres y cultivados del chapulín gordiflón *B. magna y B. mexicana* (James, 1959; Brigt,1994; Pfadt, 2002: Cesaveg, 2003; Mena, 2009; Mena y Velázquez 2010).

ESPECIES SILVESTRES		ESPECIES CULTIVADAS	
NOMBRE CIENTÍFICO	**NOMBRE COMÚN**	**NOMBRE CIENTÍFICO**	**NOMBRE COMÚN**
Heliantus Spp	Girasol silvestre	***Zea mays L.***	Maíz
Verbena stricta	Verbena	***Sorghum vulgare***	Sorgo
Castilleja sessiflora	Hierba del cáncer	***Phaseolus vulgaris***	Frijol
Lupinos pusillus	Lupino o Altramuz	***Medicago sativa***	Alfalfa
Kochia scoparia	Coquia o falso ciprés	***Glycine max L.***	Soya
Lactuca serriola	Lechuga silvestre	***Gossypium hirsutum***	Algodón
Taraxacum officinale	Diente de León		
Artemisa ludoviciana	Estafiate		
Bromus tectorum	Cebadilla		
Agropyron smithii	Grama del Norte		
Erigeron canadensis	Hierba de burro		
Helianthus petiolaris	Gordolobo		
Sonchus oleraceus	Lechuguilla		
Bouteloua gracilis	Pasto navajita		
Boutelona curtipendula	Pasto Banderita		

DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA DEL GÉNERO *Brachystola.*

El género ***Brachystola*** está presente en una extensa zona del norte de México y el sur de los Estados Unidos de Norteamérica.

En los Estados Unidos de Norteamérica se ha identificado a ***B. magna*** como la principal especie del género ***Brachystola***, la cual está distribuida en las zonas semiáridas de este país y se le puede encontrar desde el norte de Dakota y Texas, hasta el Este en Minnesota, Iowa, Kansas, Oklahoma y Colorado (Eades ***et al***, 2011).

En México se considera como una plaga importante en los estados de Zacatecas, Durango y Chihuahua (Mena-Covarrubias, 2009). Otros reportes también la ubican en los estados de Nuevo León, Coahuila, Tamaulipas, Aguascalientes, Jalisco, Nayarit, San Luis Potosí, Guanajuato y Michoacán (CESAVEG, 2003; Lozano y España, 2009).

De acuerdo con Eades ***et al***. (2011), los chapulines de este género predominan en los pastizales de zonas áridas del norte de México, en el mapa de la Figura 3, se muestran los pastizales de los climas árido y semiárido de México, como el área predominante de distribución de las especies ***Brachystola magna*** Girard y ***Brachystola mexicana*** Bruner.

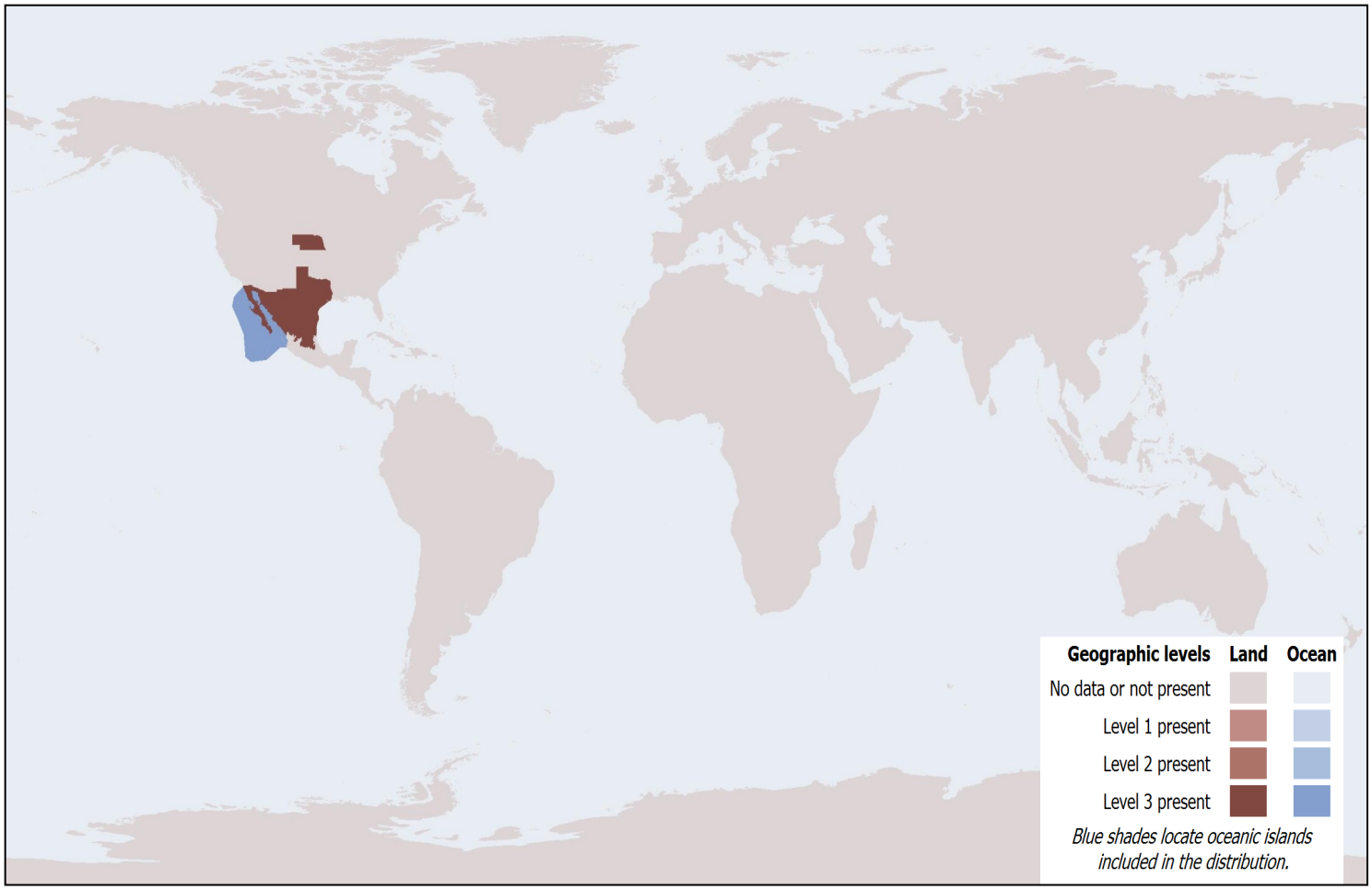

Figura 2. Distribución mundial del género *Brachystola*. Fuente: Eades *et al*, 2011)

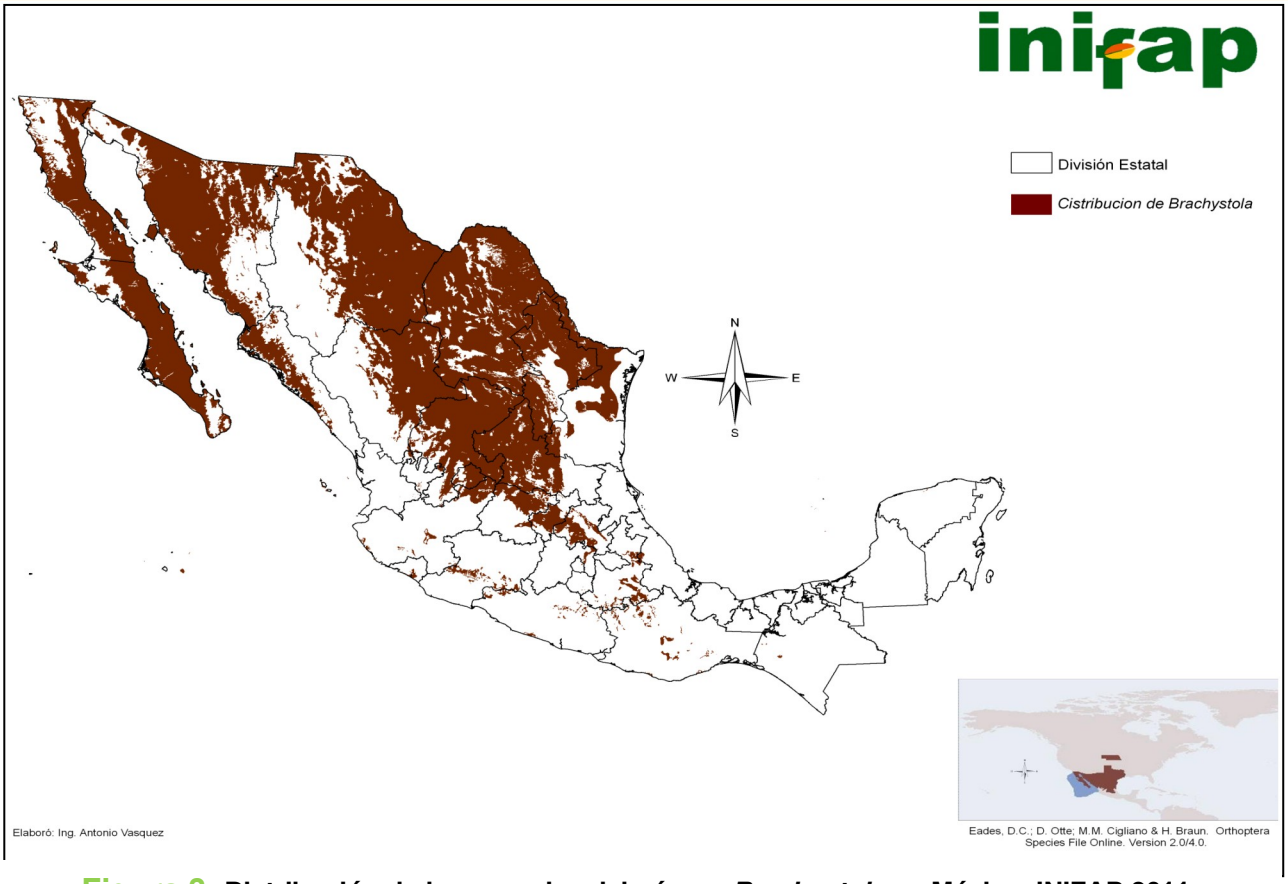

Figura 3. Distribución de las especies del género *Brachystola* en México. INIFAP 2011.

DETECCIÓN E IDENTIFICACIÓN

Claves para la diferenciación de los chapulines del género *Brachystola*.

Para el reconocimiento de los miembros de este género se utilizan las claves propuestas por James (1959). Las características principales consideradas son:

Huevecillo: El huevo es de color café oscuro, alargado y mide en promedio 10 mm de largo por 2.5 mm de ancho; es uno de los huevos más grandes de las especies de chapulines que existen en México.

Ninfa: Las ninfas son identificables por los patrones de color, forma y estructuras externas. Las cinco fases ninfales se caracterizan por su tamaño (longitud), medida del pronoto, el número de segmentos antenales (Burleson, 1974), el tamaño de la cápsula cefálica y la presencia de las tegminas (Lozano y España, 1997).

Adultos: Los adultos son grandes y coloridos, con alas cortas, conspicuos, antenas con 24 artejos, pronoto en el dorso sin distinción. Tegmina subcircular con la vena principal remarcada y en relieve. Órgano de Krauss no presente.

La hembra es más robusta que el macho; las antenas son cortas y delgadas y cada segmento abdominal está marcado con una hilera de puntos claros. ***B. magna*** tiene el cuerpo azulado a café y tegminas rosas con puntos negros (Lozano y España, 1997). ***B. mexicana*** presenta coloraciones de café a verde y tegminas no propiamente redondeadas con rayas negras (Lozano y España, 1997). Son de colores llamativos, normalmente con bandas de color verde, café, amarillo y/o naranja. La manera más sencilla de separar las especies ***B. magna*** y ***B. mexicana*** es observando el color de los cojinetes alares (tegminas), los cuales son de color rosa con manchas negras en ***B. magna*** y de color claro con rayas negras en ***B. mexicana***.

Ficha Técnica *Brachystola spp.*

Identificación de *Brachistola magna* Girard.

Individuos de tamaño medio a grande, su longitud es de 38 a 79 mm en promedio aunque con frecuencia son las hembras las de mayor tamaño, éstas son también las más robustas sobre todo por la facultad que tienen de expandir el abdomen cuando se encuentran grávidas y es en esta condición cuando pueden llegar a medir alrededor de ocho centímetros de longitud. De coloración variable en función del sustrato del cual se estén alimentando. Es frecuente que al comienzo de la temporada los individuos jóvenes adquieran una coloración verde claro y que conforme avanza la temporada estos mismos individuos adquieran una coloración verde-grisácea y alcancen hasta una tonalidad café oscuro o claro, existen además marcas negras y algunas son negras con tonalidades azules.

La cabeza es esférica y tan amplia como el tórax, este último es la parte más ancha del cuerpo y se destaca porque en el pronoto existen 3 bordes longitudinales, lisos y de color amarillo claro. Las patas son fuertemente robustas y se destacan por presentar dos espinas en el ápice de la tibia, la interna y la externa. Esta especie es braquióptera, por lo tanto las alas son fuertemente reducidas y son más pequeñas que el pronoto y de consistencia ligeramente coriácea. Y se caracterizan por presentar una coloración verde claro con tonalidades rosas y puntos negros, las alas posteriores están cubiertas por las anteriores, de consistencia membranosa y no son útiles para el vuelo. Las Ninfas son de color verde claro, el abdomen es de consistencia suave, los paquetes alares son también de color verde claro en ninfas completamente desarrolladas.

Identificación de *Brachistola mexicana* Bruner.

Los adultos son robustos, tienen alas cortas, redondeadas y tegminas rojizas marcadas por líneas conspicuas negras que coalescen ocasionalmente. El cuerpo presenta bandas verdes, cafés y rosas. Tiene el disco del pronoto trapezoidal presentando en la superficie pequeños bultos y arrugas cortas. Las patas traseras son multicolores. El fémur del macho es más grande que el de la hembra. Tibia trasera de color gris pálido o bronceado. En otros lados del cuerpo presentan un amplio rango de colores. El macho mide de 43 a 52 mm, el fémur trasero mide de 21 a 24 mm y tiene 23 a 24 segmentos antenales. La hembra mide de 44.5 a 55 mm, el fémur trasero mide de 21 a 24 mm y tiene de 23 a 24 segmentos antenales. Las ninfas son identificables por sus patrones de color, formas y estructuras externas.

Cabeza color verde cobrizo o gris obscuro, tienen antenas filiformes particularmente negras, cada segmento con ánulo distal de color marfil, subocular negro acanalado, el instar I y II con una barra vertical de color marfil en el ojo frontal sobre cada lado de la frente, ojos compuestos negros cafés. Pronoto con disco y lóbulo lateral en forma trapezoidal, carina media no cortada de color negro, carina lateral de color negro y con corte drástico en la frente media, disco con bandas de color verde y rosa presentando pequeñas protuberancias, margen posterior del disco de color marfil, margen del lóbulo lateral más o menos de color marfil. Mesonoto oscuro y negro brillante, en instares subsecuentes el pronoto cubre el mesonoto. Metanoto con protuberancias, más coloreado que el resto del cuerpo.

Fémur posterior imitando a la tibia posterior que presenta matices de color naranja del I al IV instar, de color amarillo en el V instar. Vientre del cuerpo usualmente de color amarillo, marfil o gris. Los huevecillos son grandes miden de 10.1 a 10.8 mm de largo y son de color café rojizo obscuro. La Ninfa uno mide de 9.5 a 12.5 mm, fémur trasero de 4.6 a 5mm de largo y tiene 14 a 16 segmentos antenales. La Ninfa dos mide 12 a 16.5 mm de largo, fémur trasero de 6.4 a 7.6 mm de largo y tiene 17 a 19 segmentos antenales. La Ninfa tres mide de 16 a 22 mm de largo, fémur trasero de 8.2 a 10 mm de largo y tiene 20 segmentos antenales. La Ninfa cuatro mide de 23 a 24 mm de largo, fémur trasero de 12 a 13.5 mm de largo y tiene 22 segmentos antenales. La Ninfa cinco mide de 34.5 a 47 mm de largo, fémur posterior de 16 a 19.5 mm y tiene 23 segmentos antenales. La ooteca tiene forma de calabaza alargada, es grande y mide de 4.3 a 5 cm de largo y 1.8 cm de diámetro en la zona de los huevecillos. Contiene de 20 a 35 huevecillos (CESAVEG, 2003).

BIOLOGIA Y CICLO DE VIDA.

Al igual que el resto de los géneros que conforman la superfamilia Acridoidea, los chapulines del género ***Brachystola*** pasan por tres fases de desarrollo bien definidas que son adulto, huevo y ninfa.

Huevecillo

Es un insecto bianual, ya que sus huevos necesitan dos años para eclosionar; el inicio de las lluvias marca el comienzo de sus actividades al propiciar la eclosión de los huevos, lo que causa que altas poblaciones se presenten en años alternados. Ponen la mayor parte de sus huevos en los meses de septiembre y octubre. Las masas de huevos, que son depositadas en el suelo, presentan una apariencia de terrón ovalado con un diámetro polar y ecuatorial promedio de 1.1 a 1.4 cm y de 1.0 a 1.2 cm, respectivamente (Lozano y España, 1977). Son depositados en masas de forma oval que contienen de 20 a 36 huevos. Los huevecillos requieren estar en el suelo durante dos inviernos con dos exposiciones al frío y un período de cinco meses a 30 ºC para inducir la eclosión de las ninfas (Burleson, 1974; Lozano y España, 1997). En ***B. magna*** y ***B. mexicana*** la emergencia de las ninfas en campo ocurre después de que los huevecillos han sido mojados por las lluvias de verano.

Ninfa

Pasa por cinco estadios ninfales. Son caníbales, especialmente de individuos débiles o enfermos. La ninfa al nacer se encuentra encerrada en una membrana translúcida, por lo que se puede llegar a conocer como "estado de larva" sin llegar a serlo verdaderamente; dicha membrana se desprende inmediatamente después de llegar a la superficie del suelo (Lozano y España, 1997). ***B. magna*** en su estado ninfal dura en promedio unos 45 días. Criado en laboratorio y sujeto a temperaturas diarias de 31°C por 14 horas de luz y 26°C por 10 horas de obscuridad, la etapa ninfal dura 27 días. Durante las primeras horas del día las ninfas y adultos se observan asoleándose durante un corto tiempo, posteriormente se alimentan posados sobre las plantas hospederas. A temperaturas de 33.88 y 37.7°C los adultos buscan la sombra. En el Estado de Zacatecas las primeras fases ninfales comienzan a emerger a partir de junio, después de las primeras lluvias, hasta el mes de agosto; las ninfas recién nacidas de ***B. mexicana*** son de color café amarillento que contrasta con el color negro de los ojos, en las siguientes 24 horas adquiere un color café oscuro con áreas de color más claro; los siguientes estadios ninfales adquieren diferentes tonalidades de verde, café, o naranja.

Adultos

Los adultos se caracterizan por ser grandes y robustos. Pueden observarse en los meses de agosto a noviembre (Lozano y España, 1997). En algunas regiones de Estados Unidos pueden encontrarse desde marzo hasta diciembre, dependiendo del clima y latitud (Morris, 1981). En esta etapa puede migrar, desplazándose saltando. Un adulto puede consumir diariamente más de 12 cm^2 de área foliar de frijol. Debido a su tamaño y voracidad, un adulto joven del chapulín gordinflón por m^2 equivale a tener 11 adultos jóvenes del chapulín migratorio, ***Melanoplus sanguinipes*** (Pfadt, 1994). Este insecto se desarrolla en los agostaderos, y la migración hacia los campos de cultivo ocurre cuando el chapulín se encuentra en el quinto instar ninfal, en concentraciones de más de 80 chapulines por m^2. El periodo de fecundación dura aproximadamente 23 días, de agosto a septiembre, e incluso llegando hasta el mes de noviembre en lugares de temperaturas moderadas. Al parecer las hembras tienen cierta preferencia por sitios descubiertos con suelo arcillo arenoso.

MUESTREO Y ESTRATEGIA PARA EL MANEJO.

Actualmente las campañas realizan prospecciones periódicas de sitios donde en años anteriores ha sido observado este insecto, muestreando 25 m^2, en los bordes de parcelas, áreas poco perturbadas, y surcos orilleros. El muestreo se hace tanto para ootecas como ninfas y adultos. Cuando se detectan 5 chapulines/m^2 se recomienda efectuar acciones de control. En parcelas comerciales de frijol se revisan las plantas en un metro lineal de surco para contar la cantidad de chapulines presentes en cada planta; repitiendo este procedimiento de manera aleatoria en al menos diez sitios para cada lote. Si la parcela de frijol se encuentra cerca de un agostadero, el muestreo se debe concentrar en los surcos cercanos a éste. Aunque no se tiene definido el umbral económico para el chapulín gordinflón, en frijol, se puede considerar de manera preliminar que de 0.5 a 1 chapulín por m^2 durante la floración ocasionan daños de importancia económica (Mena y Velásquez, 2010).

Los problemas fitosanitarios no se presentan con igual intensidad todos los años, ni en todas las regiones, sino que la magnitud de su efecto varía de una región a otra y de un año a otro, en respuesta a la variación en las condiciones del clima.

Los Análisis de Riesgo de Plagas (ARP) proporcionan estimaciones cuantitativas del riesgo representado por una plaga y son de gran utilidad para la definición de las estrategias de manejo de estos organismos ya que proporcionan elementos para determinar las zonas que representan el mayor riesgo, ya sea por condiciones climáticas o la presencia de hospedantes susceptibles. Existen diversas metodologías para llevar a cabo este tipo de estudios, pero en general éstas se centran en la correlación de las observaciones sobre la presencia del organismo dañino o sus hospedantes con las condiciones climáticas características de estos sitios de observación (Magarey ***et al***, 2007).

Tomando como base la metodología desarrollada en el Sistema de Alerta Fitosanitaria del estado de Guanajuato SIAFEG (Quijano y Rocha, 2011), se elaboró un Mapa de Riesgo para la sobrevivencia de ninfas del 1er instar de ***Brachystola spp***. (Figura 4).

Para elaborar este estudio se tomó como referencia el rango de adaptación de los Acridoideos, al no contarse con información más específica para el género ***Brachystola***; este rango va de los 16°C a los 40°C. Dado que los primeros instares ninfales constituyen la etapa más susceptible del insecto, se calculó el número de días, dentro del período de ocurrencia de la Ninfa 1, en que la temperatura media se ubicaba por debajo del límite inferior de adaptación. Las zonas con menos días con estas condiciones corresponden a las de mayor riesgo por la alta sobrevivencia de los inmaduros, lo cual hace esperar mayores densidades de población del insecto. Por el contrario, en las zonas donde se presentan más días con condiciones para la mortalidad de Ninfa1, se esperarían menores poblaciones del insecto. El período preciso de ocurrencia de la Ninfa 1 de calculó utilizando un modelo de simulación de la dinámica del chapulín desarrollado por Hernández ***et al***. (2007).

Las zonas de clima árido donde predominan pastos de baja altura y matorrales presentan las mejores condiciones para la sobrevivencia de este insecto. Hacia las zonas semiáridas se pueden esperar condiciones para un moderado control natural de las poblaciones por efecto de la temperatura.

En la implementación de una estrategia para el manejo de este insecto es necesario considerar lo siguiente:

- Esta especie es Univoltina, es decir, presenta una sola generación en el año.
- Los sitios de oviposición se localizan predominantemente en los agostaderos y zonas de pastizal
- La precipitación al inicio del temporal es el factor que determina las condiciones para la eclosión de los huevecillos y el inicio del ciclo
- Las ninfas de los instares 1 al 3 presentan escasa movilidad, por lo que en este período es poco probable que invadan las zonas de cultivo, además de que su relativo estado de agregación facilita la aplicación de medidas de control.

Con base en estas consideraciones, se calculó, a partir de datos históricos de clima al 80% de probabilidad acumulada, la fecha de inicio del 1er instar ninfal. En el Mapa de la Figura 5 se muestran los resultados de este análisis, apreciándose que las zonas semiáridas de los estados de Zacatecas, Nuevo León, Coahuila y Tamaulipas presentan condiciones para la eclosión de la ninfa 1 antes del 15 de junio, mientras que en las regiones áridas del noroeste del país, las eclosiones se esperan hasta después del 15 de julio.

Esta información es sumamente importante para dar soporte a la planificación de las acciones de la campaña, estableciéndose con claridad dónde y cuándo llevar a cabo las prospecciones para verificar el inicio del ciclo de este organismo.

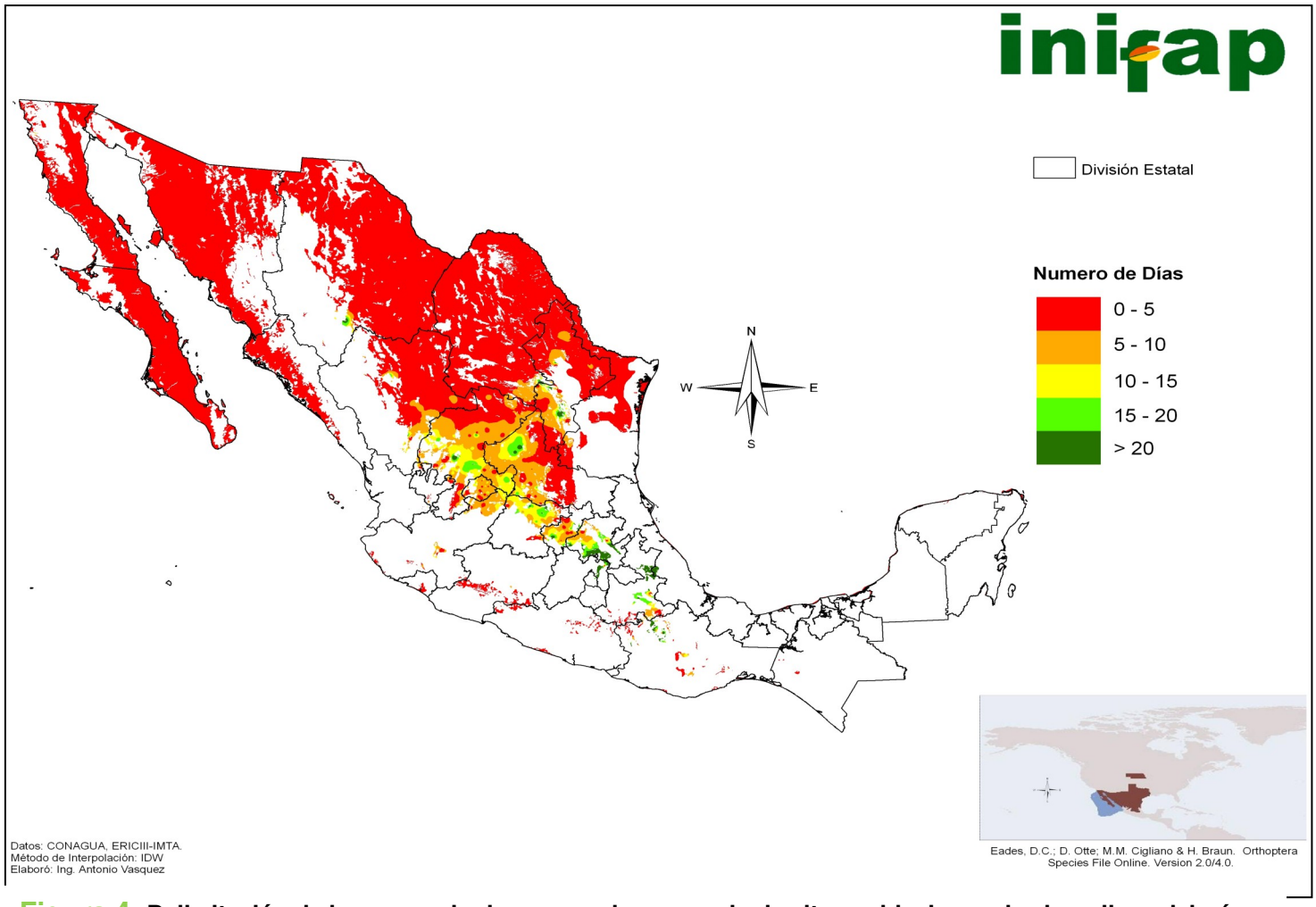

Figura 4. Delimitación de las zonas de riesgo para la presencia de altas poblaciones de chapulines del género *Brachystola*. INIFAP. 2011.

Igualmente importante es conocer la duración del período entre las ninfas 1 y 3, pues éste representa la ventana biológica de oportunidad para la aplicación de las medidas del control para este insecto.

En el Mapa de la Figura 6 se muestran las fechas calculadas para el fin del 3er. instar ninfal. Como puede observarse, en la parte norte de los estados de Tamaulipas, Nuevo León y Coahuila el control debe implementarse a fines de junio y principios de julio. En la región Norte-Centro del país, las condiciones climáticas ofrecen un período más amplio para el control del chapulín, alargándose hasta mediados del mes de agosto.

Eliminar los primeros tres o cuatro instares de desarrollo del chapulín gordinflón, implica en la mayoría de los casos, dirigir las acciones de control a los agostaderos. Localizar los sitios de emergencia del chapulín es clave para hacer más eficiente esta estrategia. El muestreo de las poblaciones de este insecto durante las primeras tres semanas después del inicio del temporal permite tomar decisiones de manejo antes de que se tengan pérdidas en los cultivos. Como es un insecto bianual, hay mayor probabilidad de que se tengan poblaciones elevadas al segundo año después de que se presentó un verano con una gran cantidad de chapulines. Por lo que un seguimiento de las poblaciones y los sitios de reproducción es conveniente para un mejor control.

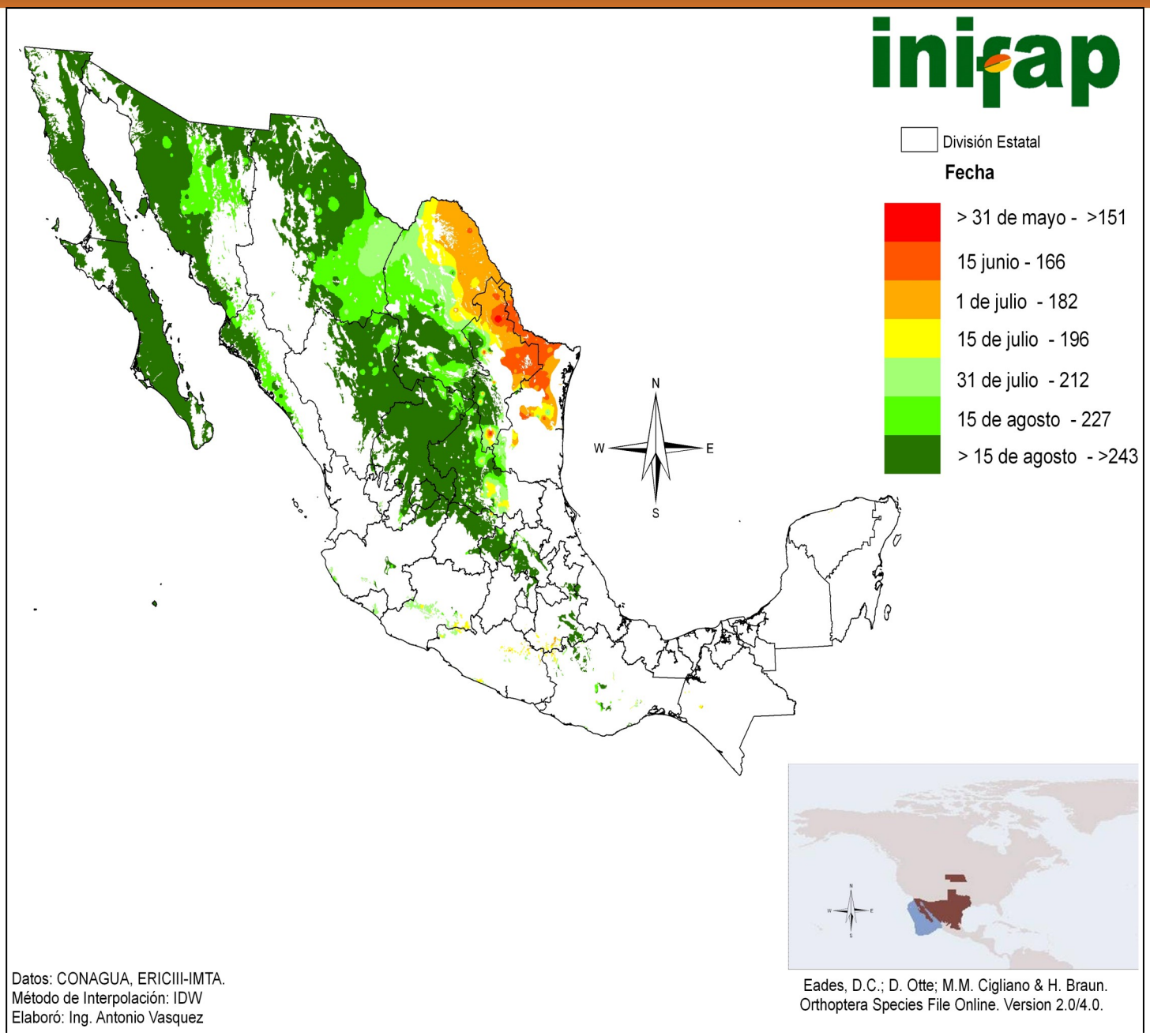

Figura 6. Fechas de término de la ninfa 3 del género *Brachystola* al 80% de probabilidad acumulada. INIFAP 2011.

IDENTIDAD

Nombre: ***Melanoplus differentialis***

Nombre común: Chapulín diferencial

Posición taxonómica:

Orden: Orthoptera

Suborden: Caelifera

Superfamilia: Acridoidea

Familia: Acrididae

Subfamilia: Melanoplinae

Género: ***Melanoplus***

Código EPPO: MENPDI

Categoría Reglamentaria: Plaga de importancia económica.

Situación en México: Presente, sujeta a control oficial.

Especie:
Melanoplus differentialis

Subespecie:
M. differentialis differentialis (Thomas, C., 1865)
Sinónimos: ***Acridium differentiale (***Thomas, C., 1865)
Cyrtacanthacris diversifera (Walker, F., 1870)
Melanoplus differentialis (Thomas, C., 1865)

Subespecie: ***M. differentialis nigricans*** (Cockerell, 1917)

(Fuente: Bisby ***et al***. 2010)

HOSPEDANTES

Este insecto es polífago, se alimenta de plantas silvestres y cultivos. Dentro de las plantas silvestres se encuentran los matorrales y pastos, prefiere plantas de hoja ancha de la familia Compositae como la ambrosia (***Ambrosia spp***), cerraja o cardo lechero (***Sonchus asper***), lechuga espinosa (***Lactuca scariola***), girasol (***Helianthus annuus***), coquia (***Kochia scoparia***), especies de enredadera (***Polygonum spp***), y gramíneas como pasto bermuda (***Cynodon dactylon***), avena brava (***Avena barbata***), cebada (***Hordeum spp***), y zacate johnson (***Sorghum halepense***), entre otras (Mulkern ***et al***., 1962; Lewis, 1982). Los cultivos más afectados son alfalfa, trébol, maíz, algodón, soja, remolacha azucarera, heno y granos pequeños, como la cebada y el trigo. En el cuadro 2 se muestran los hospedantes silvestres y cultivos de ***Melanoplus differentialis.***

Cuadro 2. Plantas hospedantes silvestres y cultivadas de *Melanoplus differentialis* (Mulkern *et al*., 1962, Lewis, 1982)

PLANTAS SILVESTRES		PLANTAS CULTIVADAS	
Nombre científico	**Nombre común**	**Nombre científico**	**Nombre común**
Heliantus annuus L	Girasol silvestre	***Zea mays L.***	Maíz
Sonchus asper	Cerraja o cardo lechero	***Phaseolus vulgaris***	Frijol
Lacttuca scariola	Lechuga espinosa	***Gossypium***	Algodón
Kochia scoparia	Coquia	***Glycine max L.***	Soja
Polygonum spp	Enredadera	***Beta vulgaris L.***	Remolacha azucarera
Cynodon dactylon	Pasto bermuda	***Foenum graecum***	Heno
Avena barbata	Avena brava	***Medicago sativa L.***	Alfalfa
Hordeum spp	Cebada	***Hordeum vulgare***	Cebada
Sorghum halepense	Zacate johnson	***Triticum aestivum***	Trigo
Ambrosia spp	Ambrosia		
Cynodon plectostachyus	Pasto estrella		
Digitaria decumbens	Pasto pangola		
Panicum maximum	pasto guinea		

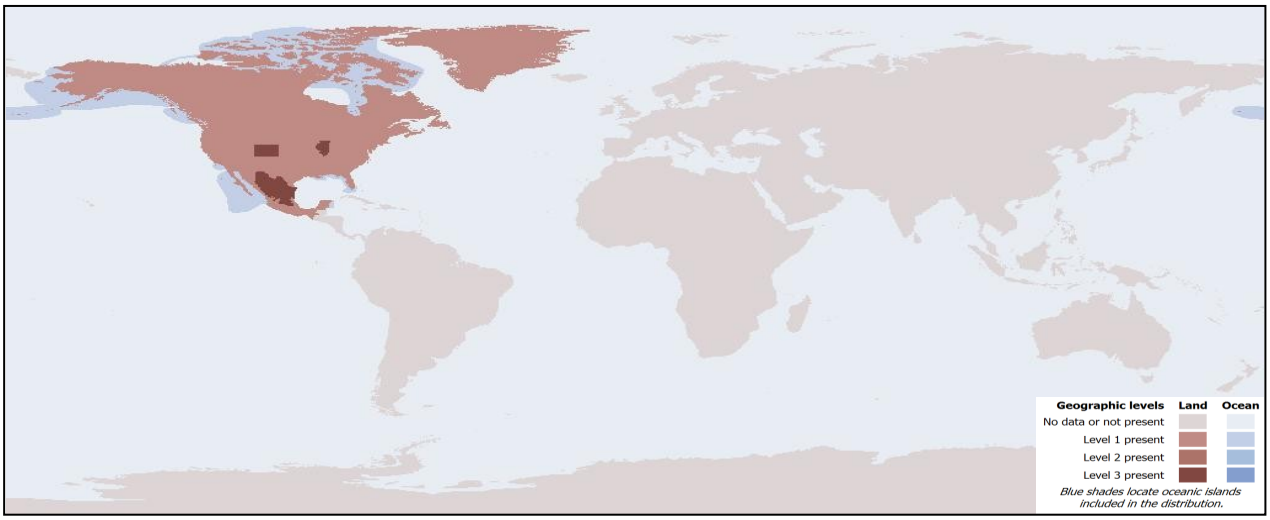

Figura 7. Distribución mundial de *Melanoplus differentialis*. Fuente: Eades *et al*, 2011)

DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA DE *Melanoplus differentialis*

El chapulín diferencial se distribuye ampliamente en las regiones Centro y Occidente de Estados Unidos, Canadá en el Sur de Saskatchewan y Columbia Británica y en el Norte de México (Eades ***et al***., 2011). En la Figura 7 se muestra la distribución mundial de ***Melanoplus differentialis*** en el continente americano.

En México está presente en los estados de Chihuahua, Sonora, Coahuila, Nuevo León, Tamaulipas, Durango, Zacatecas, San Luis Potosí, Guanajuato, Querétaro, Hidalgo y Aguascalientes, teniendo como zonas principales de adaptación las correspondientes a los pastizales y selvas bajas del semiárido del Norte del país (Figura 8).

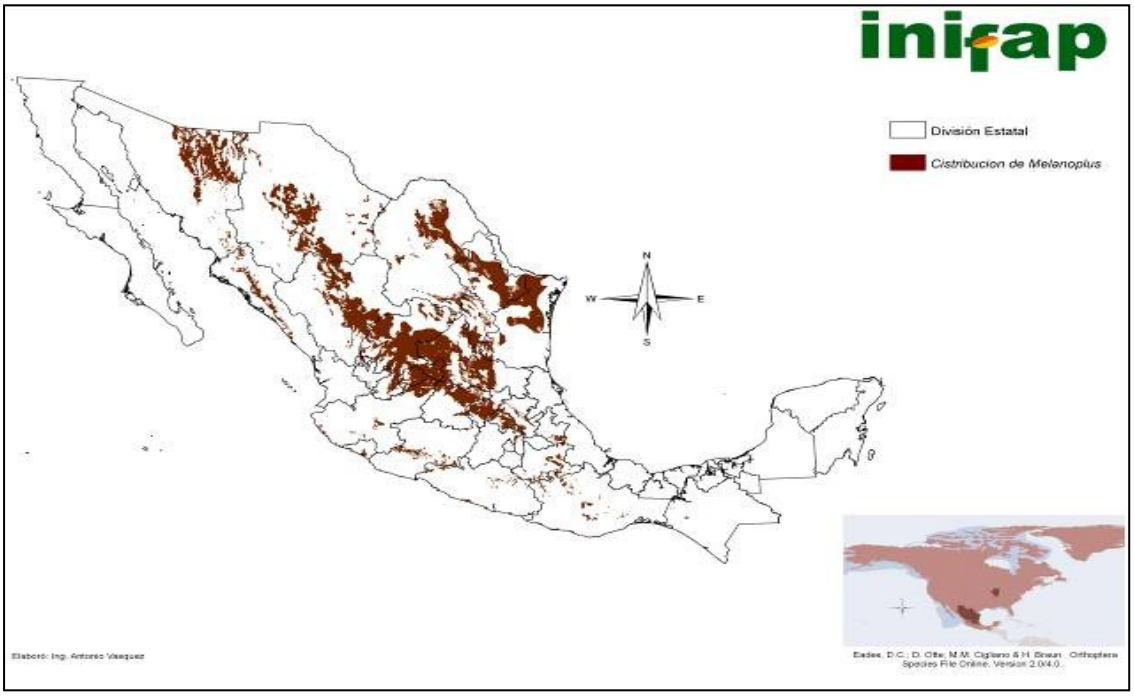

Figura 8. Distribución de *Melanoplus differentialis* en México. INIFAP 2011.

Ficha Técnica *Melanoplus diferentialis*

DETECCIÓN E IDENTIFICACIÓN

Huevo: la hembra de ***Melanoplus differentialis*** pone los huevecillos en unas vainas llamadas ootecas en forma de curva, con 1.5 pulgadas de largo y ¼ de diámetro. Los huevos son de color blanco amarillento o marrón claro, el tamaño es de 4.4 a 5.1 mm de longitud y el número de huevecillos varía de 50-150. Las hembras en laboratorio llegan a poner hasta 6 ootecas y de 305-645 huevos (Bolletin ,1994).

Ninfas: este insecto presenta seis estadios ninfales, las ninfas pueden ser determinadas por sus puntos, bandas y patrones de coloración:

1. Ojos compuestos cafés, con puntos luminosos; carecen de bandas oscuras transversas.
2. La región frontal de la cabeza es verde, amarilla, y de manera más frecuente presenta algunos puntos oscuros y pocas marcas oscuras, pero de mayor tamaño.
3. Pronoto con una banda horizontal amarillo pálido que se ubica sobre la punta del lóbulo lateral; una banda café se ubica sobre el margen del disco pronotal; otra banda angosta, amarillo pálido y de posición media se sitúa sobre el pro, meso y metanoto y se extiende sobre el abdomen por una distancia más o menos considerable.
4. Las genas muestran una banda corta, amarillo pálido por abajo del ojo compuesto y continúa sobre el lóbulo lateral del pronoto. Esta banda se desvanece o desaparece en individuos de quinto o sexto instar.

5. La banda negra que se aprecia sobre el fémur posterior ocupa el centro del área media en los primeros cuatro instares, mientras que en el instar quinto y sexto las marcas lineales convergentes comienzan a ser evidentes. La banda negra del primer instar frecuentemente es interrumpida por una banda pálida.
6. La tibia posterior es verde brillante, gris brilloso o gris.
7. De manera general el color de la ninfa puede ser: verde pálido, verde olivo, amarillo pálido o café; de manera adicional se pueden apreciar numerosas líneas convergentes.

Adulto: El adulto del chapulín diferencial es un insecto grande, de color amarillo o verde olivo con marcas negras; el fémur posterior muestra unas marcas muy distintivas a manera de cuernos de chivo, de manera adicional la forma del cerco es también un carácter de diagnóstico. Sin embargo es importante mencionar que algunas poblaciones de esta especie suelen ser melanísticas, es decir de color negro tanto en estado de ninfa o de adulto. El adulto macho puede ser diagnosticado por la forma del cerco y tanto la hembra como el macho por la marcas en forma de cuerno de chivo de color negro sobre el fémur posterior. La mayoría de las hembras son amarillas con negro, ornamentadas con marcas negras.

BIOLOGÍA Y CICLO DE VIDA

Melanoplus differentialis es univoltino, es decir presenta una generación al año, de metamorfosis incompleta siendo sus etapas de vida huevo, ninfa y adulto. En la etapa de ninfa puede presentar de cinco a seis estadios.

Los ootecas normalmente son puestas entre las raíces de los pastos y malezas, sobre todo en las orillas de los campos en suelo húmedo. Los huevecillos comienzan a eclosionar al inicio de la temporada de lluvias (mayo-junio), con un máximo de eclosión a mediados de junio y terminan a finales de este mes; sin embargo, en años secos se puede retrasar la eclosión hasta el mes de julio. Las ninfas tienen de 5 a 6 estados 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 de julio y durante el mes de agosto; la oviposición se lleva a cabo durante los meses de agosto y septiembre, estos huevecillos presentan pausa en el desarrollo embrionario durante la estación seca y fría, es decir el período de incubación es de 8 a 9 meses.

Este insecto es inactivo en la noche descansando sobre la parte alta de la vegetación, en la mañana cuando la temperatura alcanza los 18 °C baja al suelo a tomar el sol y cuando llega a los 20 °C empieza alimentarse, esta actividad continua hasta que la temperatura del aire llega a los 32°C y la del suelo a 44°C. Generalmente a las ninfas se les encuentra de 6 a 11 am en la tierra, posteriormente suben a la vegetación buscando la sombra. Puede migrar en forma de bandas a temperatura de 25 a 37 °C a partir de las 10 am. El adulto migra a 25.5°C (Wyoming Agricultural Experiment Station Bulletin, 1994).

Fisher (1994), realizó un estudio en laboratorio a temperaturas constantes de 12, 15, 18, 24, 27, 30, 33, 36, 39, y 42°C donde determinó que la temperatura base para la eclosión es de 8.8 °C, la óptima de 26.3 °C y la máxima de 42.3 °C. De acuerdo con Quijano y Rocha (2011), los requerimientos térmicos para completar los diferentes estadios de desarrollo de ***Melanoplus differentialis*** se muestran en el Cuadro 3:

Cuadro 3. Requerimientos térmicos (Unidades Calor) para el desarrollo de *M. differentialis*. INIFAP. 2011.

Etapa de vida	UC
Eclo	205.6
N1	273.02
N2	359
N3	481
N4	635.19
N5	798.69

MUESTREO Y ESTRATEGIA PARA EL MANEJO.

El muestreo es la herramienta que permitirá inferir la densidad de población, y con ello la planeación de las estrategias de control. Los niveles de infestación pueden ser estimados por el conteo de ninfas y adultos. Una forma para estimarlos es el método del metro cuadrado, el cual consiste en contar el número de chapulines que brincan o se mueven dentro de esta superficie. De acuerdo con Patrick (1999) el número de muestreos necesarios para hacer una buena estimación de la densidad promedio en potreros es de 15 a 20 muestreos en 20 hectáreas.

Los agricultores y ganaderos deben monitorear la población de chapulines al inicio de la temporada de lluvias e iniciar las medidas de control mientras estos se encuentren en el estado ninfal y todavía en los sitios de eclosión, con énfasis en áreas donde en años anteriores ha sido observado el insecto, muestreando 25 m^2, en los bordes de parcelas, áreas poco perturbadas, y surcos orilleros. El muestreo se hace tanto para ootecas como ninfas y adultos.

El control será necesario cuando los conteos superen el umbral de inicio de tratamiento de 9 a 17 en áreas perturbadas y de 6 chapulines en áreas cultivadas.
La mejor época para el control de chapulín es al inicio de lluvias cuando el pico de la población está entre ninfa 1 y ninfa 4. Existen varias ventajas cuando el control se lleva a cabo al inicio de la temporada de lluvias (Mayo-agosto): 1) Poca superficie debe ser aplicada y por lo tanto menos insecticida se requiere y son controlados antes de que causen pérdidas significativas y 2) Las ninfas son más susceptibles a los insecticidas químicos o biológicos.

En la Figura 9 se puede apreciar la distribución de las zonas con mayor probabilidad de presentar altas poblaciones de este insecto. El riesgo se calculó a partir de los días con condiciones para la mortalidad de las ninfas de 1er. instar. Las zonas de mayor riesgo son las que presentan menos días con temperatura media por debajo de los 20°C. Las regiones semiáridas de Sonora, Chihuahua, Durango, Coahuila y Nuevo León y San Luis Potosí presentan excelentes condiciones para la sobrevivencia de las ninfas 1 y por ende para el crecimiento de las poblaciones de ***M. differentialis.***

En el Mapa de la Figura 10 se presentan las fechas estimadas para la eclosión de las Ninfas de 1er. instar. En la zona noreste (Coahuila, Nuevo León y Tamaulipas) se tiene mayor probabilidad de que las eclosiones ocurran antes del 15 de junio, mientras que en la zona noroeste y parte de la mesa central éstas pueden retrasarse hasta mediados del mes de julio.

De igual forma la Figura 11, muestra las fechas estimadas para la conclusión del estadio de Ninfa 3, observándose una tendencia similar.

De acuerdo con a información de estos mapas, en la zona noreste se presenta una actividad de ninfas pequeñas entre el 30 de abril y el 15 de junio, mientras que en la zona noreste, abarcando los estados de Sonora, Chihuahua, Durango Zacatecas, Guanajuato y Querétaro este periodo ocurre entre el 1º. de julio y el 15 de agosto.

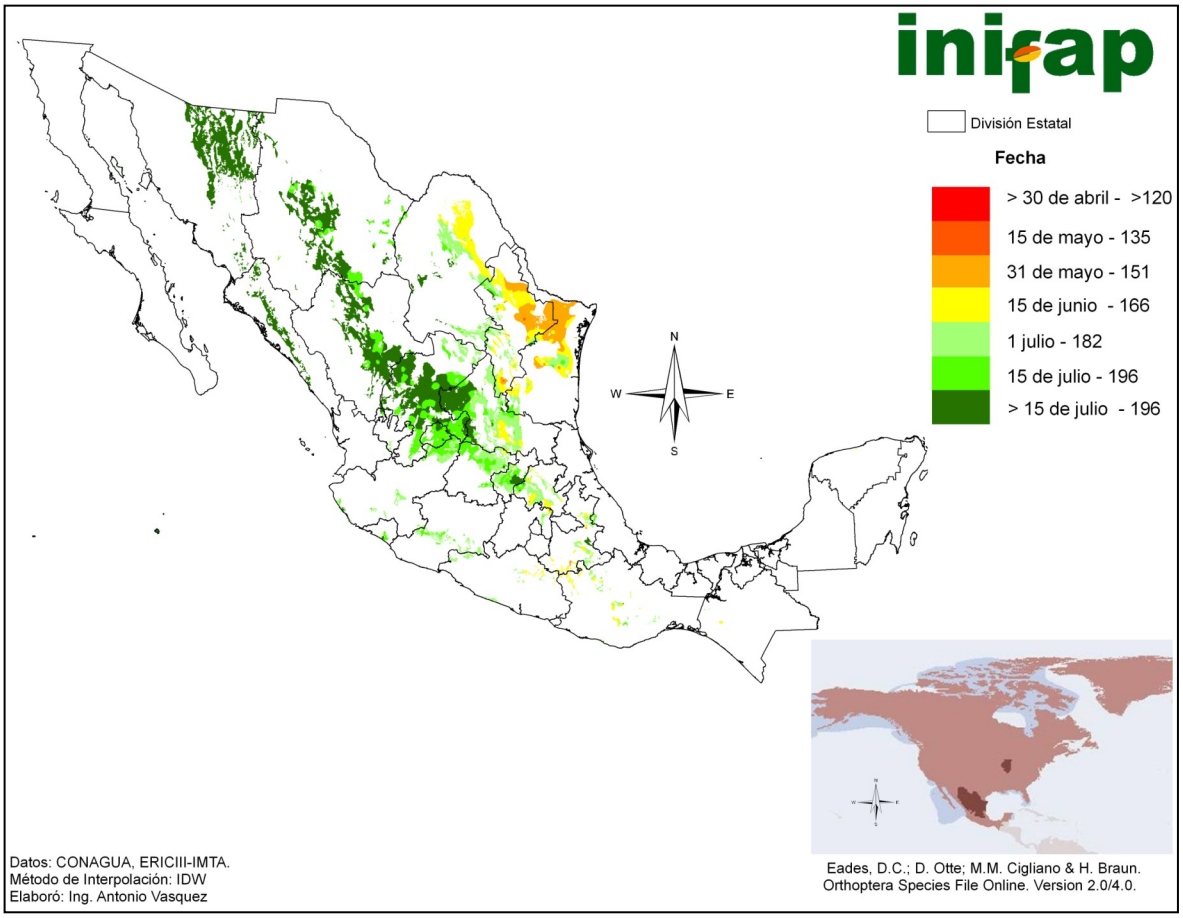

Figura 10. Fechas de eclosión de ninfa 1 de *M.differentialis* al 80% de probabilidad acumulada. INIFAP 2011.

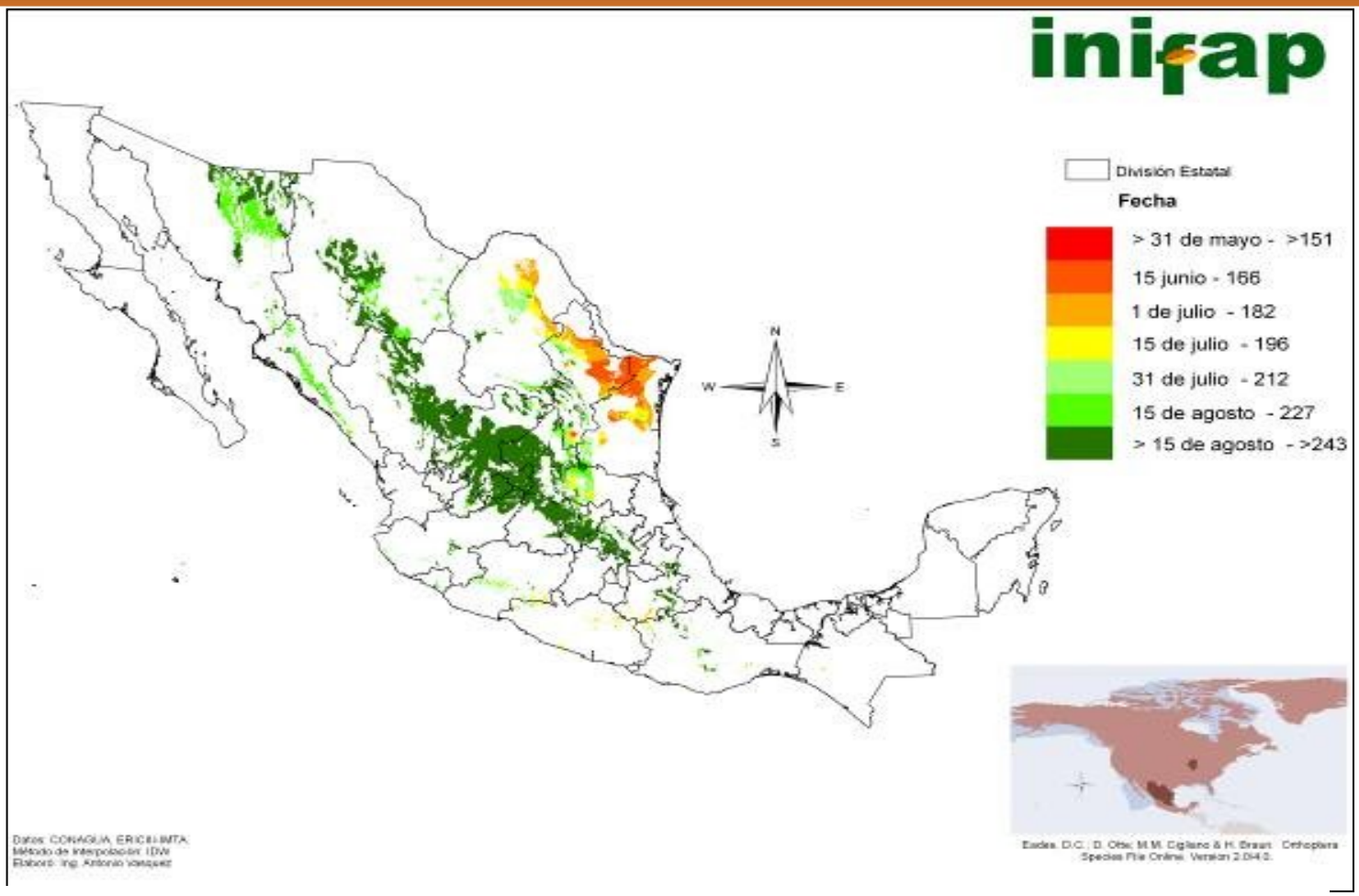

Figura 11. **Fechas de término de la ninfa 3 de *M. differentialis* al 80% de probabilidad acumulada. INIFAP 2011.**

IDENTIDAD

Nombre: ***Sphenarium purpurascens*** **(Charpentier)**

Nombre común: Chapulín de la milpa

Posición taxonómica:

Orden: Orthoptera

Suborden: Caelifera

Superfamilia: Acridoidea

Familia: Pyrgomorphidae

Subfamilia: Pyrgomorphinae

Género: ***Sphenarium***

Código EPPO: SPHMPU

Categoría Reglamentaria: Plaga de importancia económica.

Situación en México: Presente, sujeta a control oficial en los estados de Guanajuato, Querétaro y Tlaxcala.

Especie:
S. ***borrei*** (Bolívar, 1884)
S. macrophallicum (Kevan & Boyle, 1978)
S. mexicanum (Saussure, 1859)

Subespecie:
S. mexicanum histrio (Gerstaecker, 1884)
S. mexicanum mexicanum (Saussure, 1859)
S. purpurascens (Charpentier, 1842)

Subespecie*:*
S. purpurascens minimum (Bruner, 1906)
S. purpurascens purpurascens (Charpentier, 1842)
S. rugosum Bruner, 1906

Sinónimo:
S. barretti (Bruner, 1906)
S. variabile (Kevan & Boyle, 1978

(Fuente: Bisby ***et al***. 2010)

HOSPEDANTES

Sphenarium purpurascens es un insecto polífago, se alimenta del follaje de los cultivos y también de especies silvestres como pastizales y árboles en potreros y agostaderos. En el Cuadro 4 se muestran los hospedantes silvestres y cultivos de ***Sphenarium purpurascens***.

Cuadro 4. Listado de hospedantes silvestres y cultivados del chapulín de la Milpa ***S. purpurascens*** (Charpentier) Brigt,1994; Pfadt, 2002: Cesaveg, 2003; Mena, 2009; Mena y Velázquez 2010).

Nombre científico	Nombre común	Nombre científico	Nombre común
Heliantus annuus L	Girasol silvestre	***Boutelona curtipendula***	Pasto Banderita
Kochia scoparia	Coquia	***Digitaria decumbens***	Pasto pangola
Polygonum spp	Enredadera	***Panicum maximum***	pasto guinea
Cynodon dactylon	Pasto bermuda	***Zea mays L.***	Maíz
Avena barbata	Avena brava	***Phaseolus vulgaris***	Frijol
Hordeum spp	Cebada	***Cucurbita pepo L.***	Calabaza
Sorghum halepense	Zacate johnson	***Vicia faba L.***	Haba
Ambrosia spp	Ambrosia	***Cicer arietinum L.***	Garbanzo
Cynodon plectostachyus	Pasto estrella	***Shorgum vulgare***	Sorgo
Bouteloua gracilis	Pasto Navajita	***Medicago sativa L.***	Alfalfa

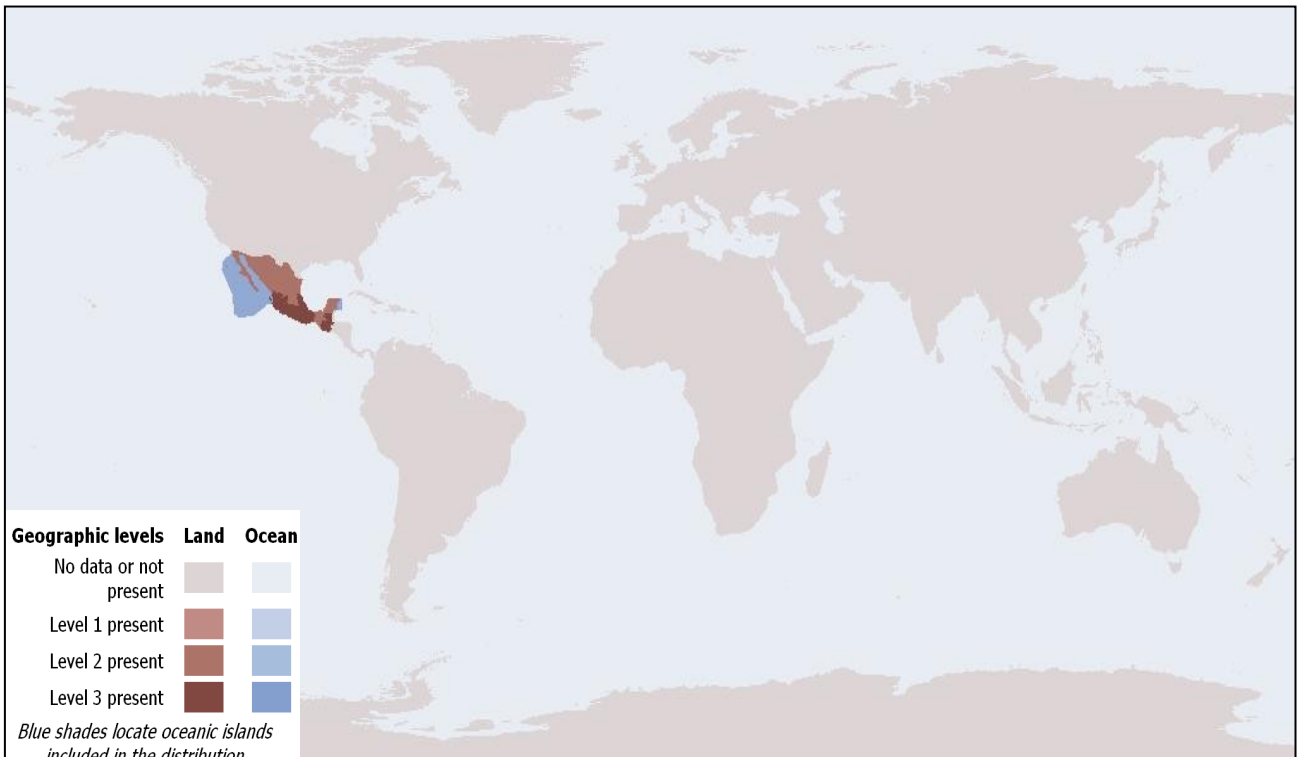

Figura 12. Distribución mundial de *S. purpurascens*. Fuente: Eades *et al*, 2011)

DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA DE *Sphenarium purpurascens*

El chapulín de la milpa se encuentra distribuido en México y Guatemala. En la Figura 12 se muestra la distribución de este insecto de acuerdo con Eades ***et al.,*** (2011).

En México esta especie está presente en los estados de Chiapas, Oaxaca, Veracruz, Guerrero, Puebla, Michoacán, Guanajuato, Jalisco, Tlaxcala, Nayarit, D.F., Morelos, Querétaro, Colima, Hidalgo y Tabasco (CESAVEG, 2010).

En la Figura 13, se muestran las zonas correspondenientes a los pastizales y la selva baja de los climas semicálido subhúmedo y templado subhúmedo de México, como el área predominante de distribución de ***S. purpurascens***.

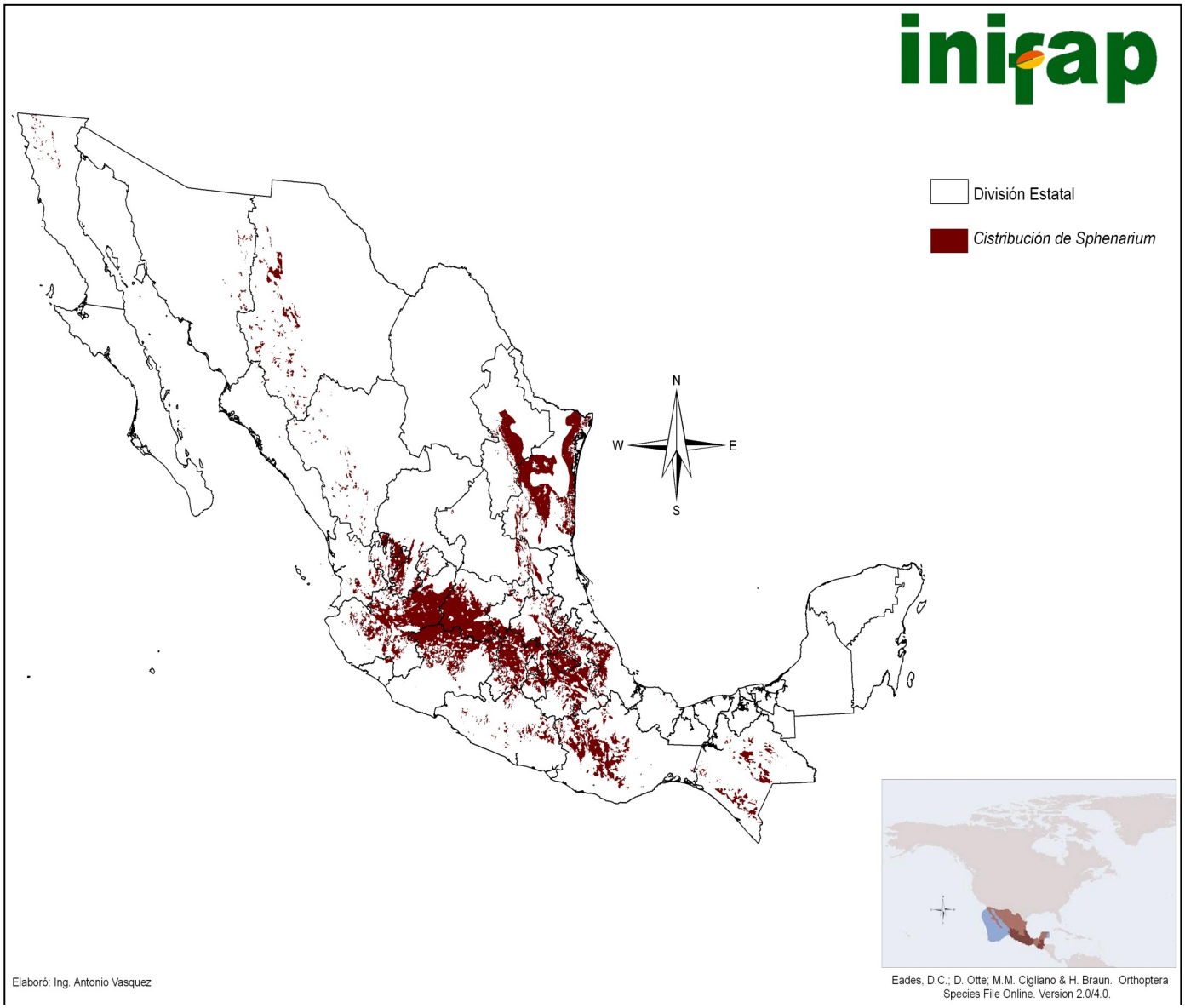

Figura 13. Distribución de las especies de *S. purpurascens* en México. INIFAP 2011.

DETECCIÓN E IDENTIFICACIÓN

Huevecillo: Los huevecillos miden 0.4 mm de longitud, son ovalados y con los extremos aguzados; presentan una coloración pardo brillante, mientras que en sus polos (extremos) se encuentran más obscurecidas. La membrana de cada huevecillo, 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. Los huevecillos son depositados en grupos envueltos en un paquete denominado ooteca, la cantidad de huevos contenidos puede oscilar en promedio de 29 a 31 (Serrano y Ramos 1990; Alfaro, 1995).

Ninfas: ***Sphenarium purpurascens*** presenta cinco estadios ninfales.

Primer estadio (Ninfa 1), las ninfas son muy pequeñas (0.6 +/- 0.1 mm), de coloración pardo muy pálido con manchas a manera de puntuaciones de tipo circular de color pardo obscuro, negro o ambos, 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 pero ya presentan cercos 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, en cambio, las valvas apenas se distinguen.

Segundo estadio (Ninfa 2), las ninfas son semejantes a las del primer estadio, 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 obscura y las manchas del cuerpo se vuelven más evidentes; las antenas son más obscuras 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, en donde al final de cada hilera se observan dos espolones; las uñas de los tarsos están más desarrolladas.

Tercer estadio (Ninfa 3), el aspecto general de las ninfas es muy semejante al del segundo estadio, miden de 10.0 +/- 1.2 mm. Las manchas obscuras 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.

Cuarto estadio (Ninfa 4), 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 más vigorosas aumentando de grosor, sobre todo las del tercer par; las espinas de las patas se engrosan más. Los genitales externos se hacen más evidentes.

Quinto estadio (Ninfa 5), 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.

Adulto. Es de cuerpo robusto, aguzado 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.

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 meso y metatórax, miden 2.10 +/- 0.19 cm. de largo por 0.83 +/- 0.09 cm.

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; por otra parte, cuando las hembras han ovipositado sufren cambio de coloración de verde a pardo.

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, siendo 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 (Serrano y Ramos, 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).

La cabeza es más ancha que larga, los ojos son más pequeños y las antenas se notan más cortas que en el macho aunque también constan de 14 artejos; las patas son más grácil es y los fémures menos desarrollados que los de los machos (Serrano y Ramos 1990).

BIOLOGÍA Y CICLO DE VIDA

Este insecto presenta una metamorfosis simple o incompleta, es decir pasa por las etapas de huevo, ninfa y adulto, teniendo cinco estados ninfales (Coronado y Márquez, 1986).

La duración del ciclo de vida para ***Sphenarium purpurascens*** bajo condiciones de laboratorio a 20 °C fue de 45 a 81 días con un promedio de 63. En el Cuadro 5 se muestra la duración en días de las diferentes etapas de vida de ***Sphenarium purpurascens*** (Alfaro, 1995).

Estado de Desarrollo	Tiempo Máximo	Tiempo Mínimo	Tiempo Promedio
Huevecillo	141	106	123.5
N1	16	11	13.5
N2	15	9	12
N3	16	8	12
N4	16	6	11
N5	18	12	15
Total del periodo ninfal	81	45	63.5
Adulto	127	79	103
TOTAL	**349**	**230**	**290**

Cuadro 5. Duración en días de los estadios ninfales de *Sphenarium purpurascens* (Alfaro, 1995).

De acuerdo a Guzmán (1999), bajo condiciones de laboratorio la temperatura óptima para el desarrollo de ***Sphenarium purpurascens*** en la mayoría de sus etapas de vida es de 25 °C, con excepción del adulto y la ninfa 4, los cuales presentaron mayor supervivencia a los 20 °C, la temperatura mínima para los tres primeros estadios ninfales fue de 16.5 a 16.7°C, para la ninfa 4 fue de 11.9 y para ninfa 5 de 15.9 °C. En el Cuadro 6 se presenta la temperatura base y las unidades calor para el desarrollo de ***Sphenarium purpurascens***.

Cuadro 6. Temperatura base y unidades calor para el desarrollo de *Sphenarium purpurascens*.

Etapa de vida	UC	Tb
Eclo	205.6	
N1	273.02	16.5
N2	339.48	16.7
N3	404.24	16.7
N4	519.66	11.9
N5	629.01	15.9

MUESTREO Y ESTRATEGIA PARA EL MANEJO.

Aunque el mapa de distribución potencial de esta especie cubre una gran extensión del país, las zonas de mayor adaptación se concentran en la mesa central, existiendo la campaña fitosanitaria solamente en los estados de Guanajuato, Puebla, Querétaro y Tlaxcala. Se han ubicado poblaciones importantes también en el estado de Oaxaca, sin embargo en ese estado más que acciones de control, los productores han adoptado una estrategia para el aprovechamiento de este importante organismo convirtiéndolo en uno de los platillos típicos de esa región y cumpliendo el doble propósito de evitar los daños a la producción de maíz, sin afectar el ambiente y además generando importantes ingresos por la venta del chapulín.

Bajo estas consideraciones, es conveniente hacer notar que la metodología para el ARP puede ser utilizada no solamente con el propósito de controlar o erradicar las poblaciones del chapulín de la milpa sino también para ubicar las zonas y las estrategias para su explotación de manera racional y eficiente.

En la Figura 14 se muestra el Mapa de Riesgo para ***S. purpurascens*** considerando que temperaturas inferiores a 20°C determinan la muerte de más del 50% de las ninfas del 1er instar (Guzmán, 1999). Las zonas con menos días con estas condiciones corresponden a las de mayor riesgo por la alta sobrevivencia de los inmaduros, lo cual hace esperar mayores densidades de población del insecto.

Por el contrario, en las zonas donde se presentan más días con condiciones para la mortalidad de Ninfa1, se esperarían menores poblaciones del insecto. Esta metodología de Análisis de Riesgo fue desarrollada en el Sistema de Alerta Fitosanitaria del estado de Guanajuato, SIAFEG (Quijano y Rocha, 2011). El período preciso de ocurrencia de la Ninfa 1 se calculó utilizando el modelo de simulación de la dinámica del chapulín desarrollado por Hernández ***et al***. (2007).

Los ambientes semicálidos subhúmedos de Nuevo León, Tamaulipas, San Luis Potosí, Jalisco, Michoacán, Guanajuato, Oaxaca, Guerrero y Chiapas presentan las mejores condiciones para la sobrevivencia de este insecto al no presentar temperaturas que puedan ocasionar la mortalidad de las ninfas de primer instar. En las zonas templadas de los estados de México, Puebla, Tlaxcala e Hidalgo las condiciones más propicias para el control natural de las poblaciones de este insecto, al presentar más de 20 días con temperaturas por debajo del umbral requerido para altas mortalidades de la ninfa 1.

La estrategia para el manejo de este insecto podrá ser más eficiente al considerar los siguientes aspectos:

- Se trata de una especie Univoltina, pues presenta una sola generación en el año
- La oviposición ocurre en los agostaderos y zonas de pastizal
- La precipitación al inicio del temporal determina las condiciones para la eclosión de los huevecillos y el inicio del ciclo
- Las ninfas de los instares 1 al 3 presentan escasa movilidad, por lo que es poco probable que invadan las zonas de cultivo, además de que su estado de agregación facilita la aplicación de medidas de control.

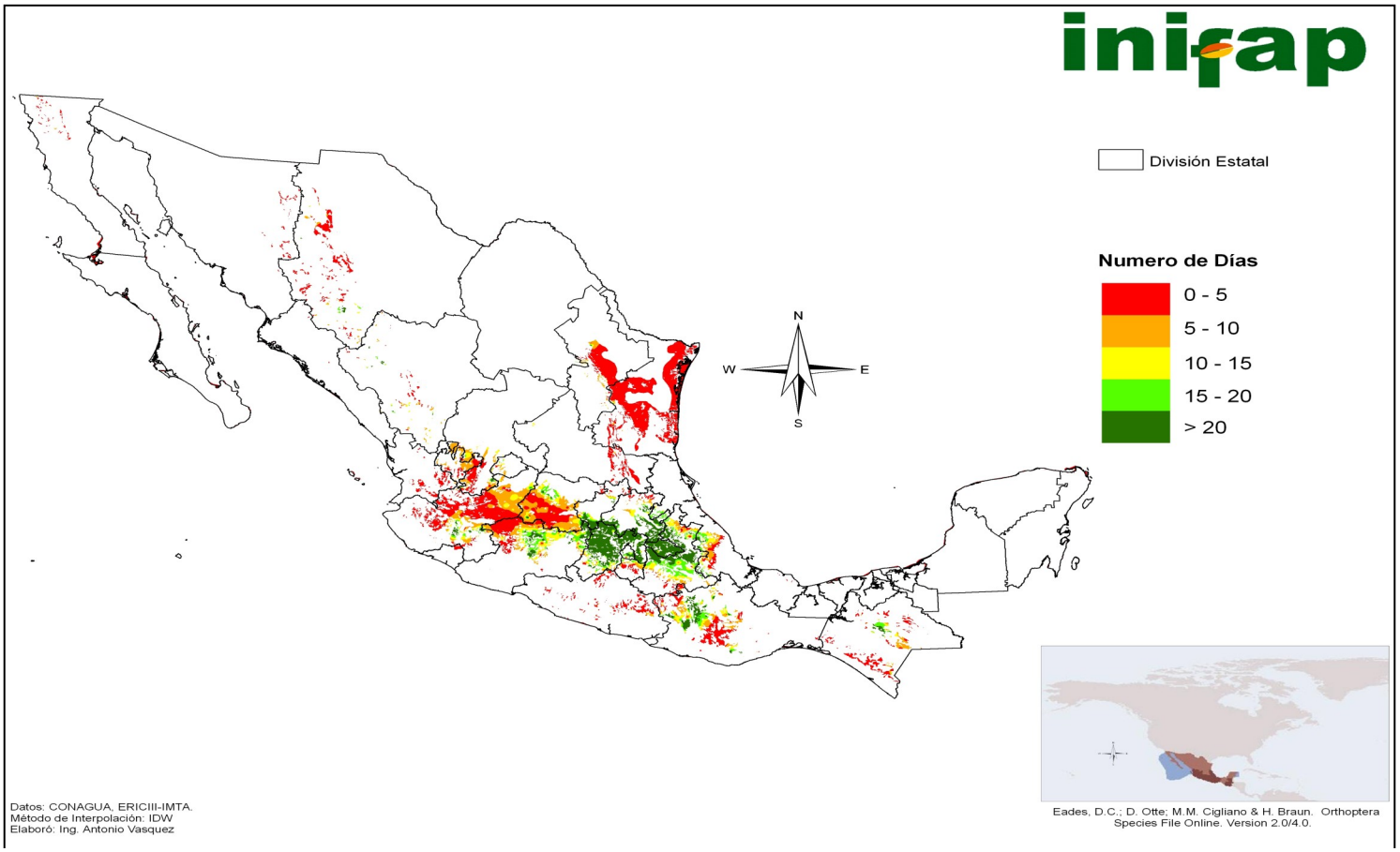

Figura 14. Días con condiciones de temperatura para la Mortalidad de ninfas 1 de *S. purpurascens*. INIFAP 2011.

Tomando en cuenta lo anterior, el Mapa de la Figura 15 presenta la fecha de inicio del 1er instar ninfal, calculada a partir de las condiciones de humedad. Como puede apreciarse los estados de Nuevo León, Tamaulipas, Puebla, Oaxaca y Chiapas presentan zonas con condiciones para la eclosión de la ninfa 1 antes del 15 de junio, mientras que en Jalisco, Michoacán, Guanajuato, Querétaro y el Estado de México, las eclosiones se esperan hasta después del 15 de julio.

Esta información es sumamente importante para dar soporte a la planificación de las acciones de la campaña, estableciéndose con claridad dónde y cuándo llevar a acabo las prospecciones para verificar el inicio del ciclo de este organismo. En el Mapa de la Figura 16 se muestran las fechas calculadas para el fin del 3er. instar ninfal. Como puede observarse, en la parte norte de los estados de Tamaulipas, Nuevo León y Coahuila el control debe implementarse a fines de junio y principios de julio. En la región Norte-Centro del país, las condiciones climáticas ofrecen un período más amplio para el control del chapulín, alargándose hasta mediados del mes de agosto en la parte del área.

Para eliminar los primeros tres o cuatro instares de desarrollo del chapulín de la milpa, es necesario dirigir las acciones de control a los pastizales y agostaderos. Localizar los sitios de emergencia del chapulín es clave para hacer más eficiente esta estrategia. El muestreo de las poblaciones de este insecto durante las primeras tres semanas después del inicio del temporal permite tomar decisiones de manejo antes de que se tengan pérdidas en los cultivos.

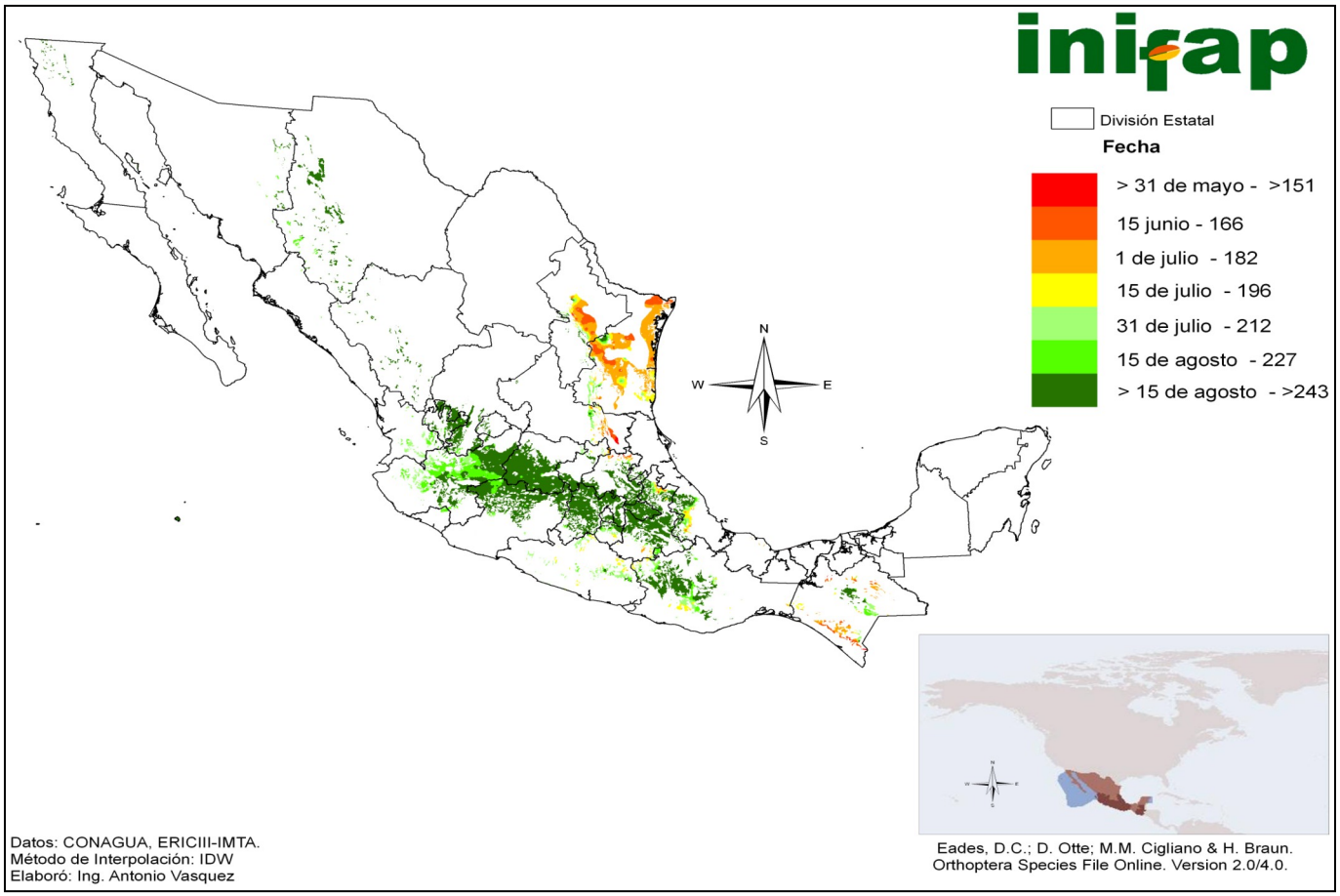

Figura 16. Fechas de término de la ninfa 3 de *S. purpurascens* al 80% de probabilidad acumulada. INIFAP 2011.5

DAÑOS QUE OCASIONA EL CHAPULÍN.

Los acrídidos pueden alimentarse de una variedad extensa de plantas, tanto cultivadas como de vegetación silvestre. Se conocen más de 400 especies de plantas que sirven como alimento a los acrídidos (King y Saunders, 1984).

En cultivos y plantas silvestres la destrucción de la lámina foliar es el daño típico de este insecto, y cuando lo hacen los estados ninfales más desarrollados o los adultos, sólo dejan las base de los peciolos y en el caso de maíz la nervadura principal de las hojas o los tallos de la planta.

En cuanto al consumo de follaje por chapulines Hewitt y Onsager (1982) reportan un consumo de 26 mg para especies pequeñas y 49 mg en promedio para especies medianas. En cuanto a pérdida de biomasa por ***Melanoplus lakinus***, el consumo promedio es de 39 mg/día. Hewitt (1977), reporta que las últimos fases ninfales y adultos consumen o desechan un promedio de 44.3 mg de forraje del pastizal por día. Hewitt (1978), menciona para ***M. infantiles*** (Scudder), consume en promedio 35.3 mg/día.

El chapulín gordinflón se alimenta preferentemente en plantas de hoja ancha, y el frijol es una de sus hospederas preferidas; en el agostadero no es un insecto plaga porque no se alimenta del pasto. La destrucción de la lámina foliar es el daño típico de este insecto, y cuando lo hacen los estados ninfales mas desarrollados o los adultos, sólo dejan la base de los pecíolos de las hojas o los tallos de la planta. Un adulto puede consumir diariamente más de 12 cm^2 de área foliar de frijol. Debido a su tamaño y voracidad, un adulto joven del chapulín gordinflón por m2 equivale a tener 11 adultos jóvenes del chapulín migratorio, ***Melanoplus sanguinipes*** (Pfadt, 1994).

En el Cuadro 7 se incluyen los datos de producción y el valor de la cosecha para los principales cultivos en los estados con mayor presencia de esta plaga. Como puede apreciarse, más de 1 millón de hectáreas y más de 3 millones de toneladas de maíz pueden ser seriamente dañadas por esta plaga, representando más de 7 mil millones de pesos, en el caso del maíz. En lo que se refiere al frijol, los datos indican que son susceptibles de daño más de 1 millón de hectáreas y alrededor de medio millón de toneladas de grano, con un valor de más de 6 mil millones de pesos.

Cuadro 7. Superficie sembrada. Producción y valor de la producción de los principales cultivos afectados por chapulín (SIAP, 2011).

Estado	Maíz			Frijol		
	Superficie sembrada (Ha)	Producción (Ton)	Valor de la Producción (Miles de Pesos)	Superficie sembrada (Ha)	Producción (Ton)	Valor Producción (Miles de Pesos)
Chihuahua	217225.6	974935.7	2218969.9	134862.0	117328.8	1144917.4
Durango	180993.0	333906.8	888613.8	224878.5	138801.4	1377746.8
Guanajuato	382213.9	836425.0	2210890.4	90000.7	24904.6	283762.3
Querétaro	112566.8	213654.4	538411.3	16583.2	4785.2	33149.4
Tlaxcala	115831.0	274415.9	814274.3	7698.5	9954.0	153728.5
Zacatecas	288250.0	387137.4	1032176.4	530233.0	264651.6	3147377.6
Total	1297080.3	3020475.1	7703336.1	1004255.9	560425.6	6140682.0

MÉTODOS Y PRODUCTOS PARA EL CONTROL DEL CHAPULÍN

El control se recomienda hacer casi inmediatamente después de eclosionar los huevecillos hasta antes de llegar al cuarto estadio debido a que se encuentran agrupados alimentándose de la maleza de los bordos y a orillas de las parcelas. Además las ninfas son más susceptibles a los productos químicos y biológicos.

Se recomienda realizar prospecciones periódicas en campo cuando inician las lluvias, en áreas donde se haya reportado la presencia del chapulín en años anteriores; principalmente en los bordes de parcelas, áreas poco perturbadas, y surcos orilleros, con el objetivo de estimar la densidad de población y la etapa fenológica (INIFAP, 2011).

Los niveles de infestación pueden ser estimados por el conteo de ninfas y adultos. Esta estimación puede realizarse mediante el método del metro cuadrado, el cual consiste en contar el número de chapulines que brincan o se mueven dentro de esta superficie. Es necesario realizar de 15 a 20 muestreos por potrero de 20 hectáreas y obtener el promedio. De acuerdo a Patrick (1999) el control será necesario cuando los conteos superen el umbral de inicio de tratamiento (Cuadro 8).

Cuadro 8. Clasificación de los niveles de infestación en función del número de chapulines por m^2.

Nivel	Adulto por m2	
	Área poco perturbada	Cerca de áreas de cultivo
Muy Ligero	0 a 2	0 a 2
Ligero	3 a 8	2 a 6
Umbral de Inicio de Tratamiento	9 a 17	>6
Severo	18 a 33	
Muy Severo	>34	

Cuando el muestreo se realice cerca o dentro del área de cultivo y se encuentren más de seis individuos por m^2 es recomendable realizar medidas de control.

Existen varios métodos de control para el chapulín, los cuales son:

Control cultural: Este tipo de control se realiza mediante el barbecho o el rastreo, con la finalidad de remover el suelo de los terrenos en donde las hembras depositaron sus huevecillos y así, exponerlos a condiciones climáticas adversas y al ataque de sus enemigos naturales (Metcalf y Flint, 1982). Sin embargo, la mayoría de los chapulines ovipositan en praderas y potreros, por lo que este tipo de control en estas áreas no es posible llevarlo a cabo.

Control biológico: los chapulines tienen muchos enemigos naturales entre los cuales se encuentran hongos, nematodos, bacterias, insectos como las larvas de escarabajos conocidos como "botijones o burritas" que se alimentan de los huevecillos, además las arañas y diversas aves como las codornices y garzas que se alimentan de ninfas y adultos.
Los insecticidas formulados a base de hongos entomopatógenos y bacterias son recomendados en fase ninfal del chapulín (Barrientos y Almaguer 2009). En el Cuadro 9 se presentan algunos organismos entomopatógenos utilizados para el control de chapulín.

Cuadro 9. Organismos entomopatógenos utilizados para el control de chapulín.

Organismo	Nombre
Hongo	***Entomophthora grylli***
	Metarhizium anisopliae var. acridum
	Coccobacillus acridiorum
	Melanoplus flavoviride
Bacteria	***Beauveria bassiana***
Protozoario	***Nosema locustae***

Otro medio de control es que algunas especies de chapulines presentan un alto índice de canibalismo y cuando los sanos devoran a los enfermos (por hongos) se infectan ellos mismos; además, cuando las hembras infectadas ovipositan pasan la enfermedad a la siguiente generación. En el Cuadro 10 se presentan algunos enemigos naturales reportados para chapulín por Salas y Salazar (2009).

Cuadro 10. Relación de Enemigos naturales del chapulín (Salas y Salazar, 2009).

Enemigo natural	Orden	Familia	Especie
Insecto	Coleóptera	Meloidae	
		Carabidae	
		Cleridae	
		Tenebrionidae	
	Díptera	Bombyliidae	
		Anthomyiidae	***Acridomyia canadensis*** (Snyder) en EUA y Canadá
		Asilidae	***Stenopogon coyote*** (Bromley)
			S. neglectus (Bromley)
			S. picticornis (Loew)
		Sarcophagidae	***Acridophaga aculeata*** (Aldrich)
			Kellymyia kellyi (Aldrich)
			Opsophyto opifera (Coquillet)
			Protodexia hunteri (Hough)
			Protodexia reversa Aldrich
		Tachinidae	***Acemyia tibialis*** (Coquillett)
		Nemestrinidae	***Neorhynchocephalus sackenii*** (Will.)
			Trichopsidea clausa (Osten Sacken).

Cuadro 10. Continuación

Enemigo natural	Orden	Familia	Especie
Insecto	Hymenoptera	Scelionidae	***Scelio opacus*** (Provancher) como parasitoide
		Formicidae	***Formica rufa obscuripes*** (Forel),
			F.obtusopilosa (Emery)**,**
			Myrmica sabuletti americana (Weber)
			Solenopsis molesta validiuscula (Emery)
		Sphecidae	***Tachysphex spp.***
			Prionyxparkeri (Bohart y Menke)
		Vespidae.	***Polybia occidentalis*** (Olivier)
		Mantodea	***Stagmomantis*** spp.
			Yersiniops spp.
Arácnido		Araneae	La araña lobo ***Schizocosa minnesotensis*** (Gertsch)
			Araña saltadora ***Pellenes sp***.
Nematodos		Mermithidae	***Agamermis decaudata*** (Cobb, Steiner y Christie)
			Agamospirura melanopli (Christie)
			Mermis subnigrescens (Cobb)
			Agamermis decaudata
			Nosema
		Gordiaceae	
Hongos		Cordycipitace-ae	***Beauveria bassiana*** (Balsamo) Vuillemin,
			Metarhizium anisopliae (Metchnikoff) Sorokin
			Entomophaga grylli (Fresenius) Batko
Aves			Halcones, ***Falco sparverius*** L.,
			L., ***Buteo lagopus*** (Pontoppidan)
			F. tinnunculus
		Passeridae	
		Emberizidae	
			Athene cunicularia hypogaeae
Mammalia			Musarañas, ardillas y ratones, y especies más grandes como zorrillos, zorras y coyotes pequeños
Canibalismo			***Brachystola magna*** (Bruner)
			Schistocerca camerata (Scudder)
Plantas			***Proboscidea louisianica fragrans*** (Lindl.) Bretting (Martyniaceae)

Control químico: los productos químicos autorizados por COFEPRIS para el control de chapulín se presentan en el Cuadro 11.

Cuadro 11 . Productos químicos para el control de chapulín

PRODUCTO	DOSIS	IS: Intervalo de seguridad.
AZINFOS METILICO 35% PH	700-1500 g/ha	16
CLORPIRIFOS ETIL 3.0 % G	20-30 kg/ha	21
ENDOSULFAN 35% CE	2.0 l/ha	21
MALATION 500 CE	2-2.5 l/ha	Sin límite
MALATION 1000 84% CE	0.7-1 l/ha	14
MALATION 4%	POLVO 15-25 kg/ha	5
METAMIDOFOS 600 CE	1.0-1.5 l/ha	10
METOMILO 90% PS	0.25-0.5 kg/ha	7
PARATION METILICO 2%	POLVO 20-25 kg/ha	15
PARATION METILICO 500 CE	1.0-1.5 l/ha	15
PARATION METILICO 72% CE	0.75-1 l/ha	12
PARATION METILICO 50% CE	1.0 l/ha	12
PARATION METILICO 3% POLVO	15-25 kg/ha	12
PARATION METILICO 4% POLVO	10 kg/ha	12
TRICLORFON 80% PS 21	1-1.5 kg/ha	21
CARBARILO 43% SA	2.5 l/ha	Sin límite
DIAZINON 25% CE	1-1.5 l/ha	7
DIMETOATO 40% CE	1.0 l/ha	14
MALATION 84% CE	0.7-1.0 l/ha	Sin límite

Otro producto que se puede utilizar para el control de ninfas y adultos del chapulín (***Melanoplus*** spp.) es el insecticida natural del árbol del NIM (***Azadirachta indica)*** a una dosis de 1.0 litros de aceite más 1.0 litros de citrolina por hectárea, con efectividad hasta del 100% a los 7 días después de la aplicación, en aplicaciones de ultra bajo volumen (INIFAP, 2011).

Sin duda, uno de los aspectos más importantes en el manejo de cualquier problema fitosanitario es la oportunidad con que se lleven a cabo las acciones de control o de manejo. En tal sentido, el uso de la información agroclimática y de modelos de predicción ha cobrado mayor importancia en los últimos años como herramienta para apoyar la toma de decisiones en las campañas fitosanitarias.

En el estado de Guanajuato se opera el Sistema de Alerta Fitosanitaria SIAFEG, desde el 2004, a través de una estrategia coordinada entre el INIFAP y el Comité Estatal de Sanidad Vegetal del estado de Guanajuato, CESAVEG. El SIAFEG ha desarrollado un boletín de alerta semanal referente al avance en el desarrollo fenológico del Chapulín de la Milpa, ***S. purpurascens*** y el Chapulín Diferencial ***Melanoplus differentialis.***

El desarrollo fenológico se estima a partir del modelo de dinámica poblacional del chapulín desarrollado por Hernández y col. (2007), el cual se alimenta con datos meteorológicos de la red de estaciones automatizadas de la Fundación Guanajuato Produce A.C. En la Figura 17 se muestra la dinámica poblacional estimada para ***S. purpurascens*** en la estación San Lorenzo, del municipio de Acámbaro.

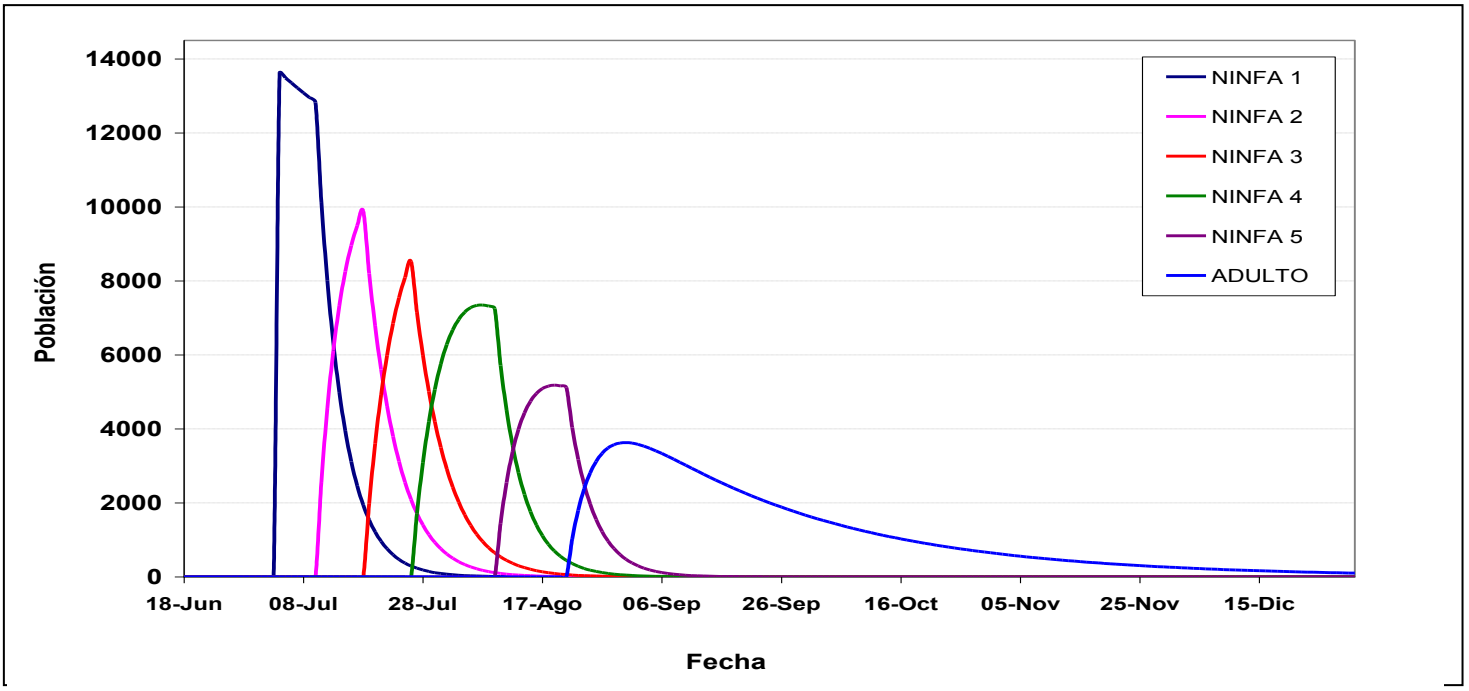

Figura 17. Dinámica poblacional de ***S. purpurascens*** para la estación de San Lorenzo, en Acámbaro Guanajuato.

El modelo calcula la fecha de eclosión del insecto a partir de que se humedecen los 10 cm superficiales del suelo, perfil en el cual se encuentran las ootecas. A partir de este evento, se estima el desarrollo de los diferentes estadios en función de la acumulación de Unidades Calor.

Con base en esta información, se elabora y se actualiza semanalmente el boletín de alerta que se muestra en la Figura 18.

En este boletín se señalan las fechas de aparición de los primeros insectos para cada instar ninfal y el adulto, así como la fecha de inicio del temporal. El CESAVEG utiliza estos boletines para programar el inicio de las campañas de control del insecto a partir de la aparición de los primeros individuos del 3er. instar ninfal, lo cual en conjunción con el monitoreo de campo, le permite concentrar las acciones y hacer un manejo más eficiente de este problema.

UCA (Unidades Calor Acumuladas)	215.12	276.69	339.85	406.24	521.84	629.37	
Ciclo de Vida	Ninfa 1	Ninfa 2	Ninfa 3	Ninfa 4	Ninfa 5	Adulto	Inicio de temporal
Acambaro-San Lorenzo	03-jul	10-jul	18-jul	26-jul	09-ago	21-ago	14-junio

Figura 18. Boletín de alerta para chapulín de la miltpa en Acámbaro, Guanajuato. SIAFEG. 2010

LITERATURA CITADA

Alatorre G. P. y Uribe G. E. 2006. Contribución al conocimiento de los acridoideos (Insecta:Orthoptera) del estado de Querétaro, México. Acta Zoológica Mexicana. 22(2):33-43.

Alfaro, Lemus A. L. 1995. Biología de ***Sphenarium purpurascens***. Charp. ORTHOPTERA: ACRIDIDAE) y patogenicidad de ***Beauveria bassiana*** (Bals.) Vuill. en laboratorio, Chapingo. México. Tesis de Licenciatura. Parasitología Agrícola. U.A.CH. 67 p.

Barrientos L. L. y P. Almaguer S. 2009. Manejo sustentable de chapulines (Orthoptera: Acridoidea) en México. Vedalia, ***13 (2): 51-56.***

Barrientos-Lozano L. 2004. Orthoptera, 603-625. En: Llorente-Bousquets J. E., J. J. Morrone, O. Yañez-Ordoñez, I. Vargas-Fernández. (Eds.). Biodiversidad, Taxonomía y Biogeografía de Artrópodos de México: Hacia una Síntesis de su Conocimiento. Volumen IV. UNAM, CONABIO, INSTITUTO DE BIOLOGÍA UNAM. 12. Milner R.

Bisby FA, Roskov YR, Orrell TM, Nicolson D, Paglinawan LE, Bailly N, Kirk PM, Bourgoin T, Baillargeon G., eds (2010). Species 2000 & ITIS Catalogue of Life: 2010 Annual Checklist. Digital resource at http://www.catalogueoflife.org/annual-checklist/2010. Species 2000: Reading, UK. consultada el 15-2-2010

Brigt, K.L., Bernays E.A. and Morgan V.C. 1994. Foraging patterns and dietary mixing in the field by the generalist grasshopper ***Brachystola magna*** (Orthoptera: Acrididae). Journal of Insect Behavior, 7:779-793.

CESAVEG 2003. Ficha técnica CH-04. Programa de Sanidad Vegetal. SAGARPA. SDA. CESAVEG.

Burleson, W.H. 1974. A two year cycle in ***Brachystola magna*** (Orthoptera: Acrididae) with notes on rearing and food preferences. Ann. Entomol. Soc. Am. 67: 526-528.

Coronado P. R y A. Marquez D. 1986. Introducción a la entomología: morfología y taxonomía de los insectos. México D. F. Editorial Limusa. P.

Cueva-Del Castillo, R. 1994. Protandria y conducta de apareamiento en S***phenarium purpurascens***. Tesis profesional. Facultad de Ciencias. U.N.A.M. México. 56 p.

Eades, D.C., D. Otte, M.M. Cigliano & H. Braun 2011. ***Orthoptera Species File Online***. Version 2.0/4.0. Disponible en: http://orthoptera.speciesfile.org/Common/basic/Taxa.aspx consultado el 22-2-2011.

Fisher, J. R. 1994. The effect of temperature on the post-diapause development and survival of embryos of three species of ***Melanoplus*** (Orthoptera: Acrididae). Annals of the Entomological Society of America, 87: 604–608.

García G. C., Chaírez H. I,. Rivera G. E., Gurrola R. J. N. y Gonzelez M. M. B. 2006. Chapulínes (Orthhoptera:Acridoidea) de pastizales de la "Región de los Llanos" en Durango, México. Folia Entomológica Mexicana, 45(3): 273-282.

Guzmán F. A. W. 1999. Grados días de desarrollo de ***Sphenarium purpurascens*** (Charpentier) (Orthoptera Pyrgomorphidae) y su susceptibilidad a ***Bauveria bassiana*** (Bals) bullí. (deuteromycotina: Hyphomycetes) bajo condiciones de campo. Colegio de Potsgraduados. Montecillos Texcoco Ed. De México.

Hernández Z., M., I.; Quijano C., J., A.; Yánez L., R.; Arreguín C., J., H.; Ramírez P., J., A.; Valencia M., H., G.; y Cuellar Z., C. 2007. Modelo de la dinámica poblacional de chapulín ***Sphenarium purpurascens*** charpentier. Publicado en el Congreso de Entomología mexicana, Acapulco, Guerrero, 2007. Pág. 609-614.

Hewitt, G.B. 1977. Review of forage losses caused by rangeland grasshoppers. U.S. Dep. Agr. Res. Serv. Misc. Publ. 1348. 24 p.

Hewitt, G. 1978. Reduction of a western wheatgrass by the feeding of two rangeland grasshopper, ***Aulocara elliotti*** and ***Melanoplus infantilis. Journal of Economic Entomology,*** 71(3): 419 - 421.

Hewitt, G. and J. Onsager. 1982. A method for forescasting potencial losses from grasshopper feeding on northern mixed prairie forages. ***Journal of Range Management***, 35 (1): 53 - 57.

INIFAP 2011. El Chapulín Melanoplus sp. y su Manejo en la Planicie Huasteca. Tecnología No. 1 INFAP. http://www.campopotosino.gob.mx/modulos/tecnologiasdesc.php?idt=110. 24- Feb-2011.

James A.G., Rehn and Harold J.G.J.1959. A Review of the Romaleinae (Orthoptera; Acrididae) Found in America North of Mexico. Proceedings of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia. 111:109-271

King A B S y J. L. Saunders . 1984. Las plagas invertebradas de cultivos anuales alimenticios en América Central. London: Overseas Development Administration, ODA. 182 p.

Lewis C.A. 1982. Leaf wilting alters a plant species ranking by the grasshopper ***Melanoplus differentialis***. Ecological Entomology, 7(4):391-395.

Lozano G., J. & M. P. España L. 1997.Biología y comportamiento del chapulín ***Brachystola*** spp., en el estado de Zacatecas, p. 240-244. Memoria del XXXII Congreso Nacional de Entomología. Metepec, Puebla, México.

Macías, C.P. y J.C. Ramírez. 1998. Importancia económica de la langosta y chapulín en México. Simposio Nacional de Langosta y Chapulín. XXI Congreso Nacional de Control Biológico.

Magarey, R. D. et al. 2007. NAPPFAST an internet tool for the weather-based modeling of plant pathogens. Plant Disease, 91: 336-345.

Mena C. J., y Velásquez V. R. 2010. Manejo integrado de Plagas y enfermedades de frijol en zacatecas. Instituto Nacional de Investigaciones Forestales Agrícolas y pecuarias. Folleto. Técnico No 24.

Mena, J. 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.

Metcalf, C. L. y W.P. Flint. 1982. Insectos destructivos, insectos útiles. Sus costumbres y su control. 4ª. Ed. CIA Editorial Continental, S.A. de C.V. México D.F.

Mulkern, G.B., J.F. Anderson, and M.A. Brusven. 1962. Biology and ecology of North Dakota grasshoppers, I. Food habits and preferences of grasshoppers associated with alfalfa fields. N. D. Agr. Exp. Sta. Res. Rep.7. Fargo, N. D.

Otte D. 1995. Orthoptera Species File 4. Grasshoppers [Acridomorpha] C. Acridoidea (part). Publications in Orthopteran Diversity. Academy of Natural Sciences and Orthopterists' Society. 518 pp.

Pfadt, R. E. 1994. Field guide to common western grasshoppers. Wyoming Agricultural Experiment Station, Laramie, Wyoming, EUA. 2nd edition. pv.

Pfadt, R.E. 2002. A field guide to common western grasshoppers. 3er edition Wyoming Agricultural Experimento Station. Bulletin 912. 288 pp.

Patrikc C. D. 1998. Grasshopper and their control. Texas A.M. University System. Texas Agricultural Extension Service L. 5201. http://insects.tamu.edu/extension/bulletins/l-5201.html.

Quijano, C. J.A. y R. Rocha R. 2011. Sistema de Alerta Fitosanitaria del Estado de Guanajuato. INIFAP-Campo Experimental Bajío. Folleto técnico No. 10.

Salas A.M.D. Salazar S. E. y Motesinos S. G. 2003. Acridoideos (Insecto:Orthoptera) del Estado de Guanajuato, México. Acta Zoológica Mexicana. (n.s.) 89: 29-38.

Salas A. M. D y E. Salazar S. 2009. Enemigos naturales de plaga de chapulín (orthoptera: acrididae) con énfasis en Guanajuato, México: una breve revisión. Vedalia, 13(2): 57-64.

Serrano, L. G. y Ramos, E. J. 1990. Biología de ***Sphenarium purpurascens*** Charpentier y algunos aspectos de su comportamiento (Orthoptera: Acrididae). Ann. Inst. Biol. U.N.A.M. Ser. Zoología. 59 (2): 139-152.

SIAP. 2011. Anuario Estadístico de la Producción Agrícola. Producción anual, Cierre de producción agrícola por cultivo. Sistema de Información Agrícola y Pecuaria (SIAP), SAGARPA, México. Consultado en http://www.siap.sagarpa.gob.mx/. (28 febrero del 2011).

Wyoming Agricultural Experiment Station Bulletin. 1994. Differential Grasshopper ***Melanoplus differentialis*** (Thomas). Bulletin 912 Species Fact Sheet. 4 pag.