

---


**Técnicas Eficientes para la Crianza  
Masiva e Infestación de Insectos, en la  
Selección de las Plantas Hospedantes  
para Resistencia al Gusano Cogollero,  
*Spodoptera frugiperda***

John A. Mihm

*Cita correcta:* Mihm, John A. 1984. Técnicas Eficientes para la Crianza Masiva e Infestación de Insectos, en la Selección de las Plantas Hospedantes para Resistencia al Gusano Cogollero, *Spodoptera frugiperda*. Centro Internacional de Mejoramiento de Maíz y Trigo, CIMMYT, El Batán, México.

(CIMMYT) es una organización internacional sin fines de lucro que está dedicada a la investigación científica y al adiestramiento. El CIMMYT, cuya sede central está en México, está comprometido en un programa de investigación a nivel mundial para maíz, trigo, triticale y cebada con énfasis en producción alimentaria en países en desarrollo. Este es uno de los 13 centros internacionales sin fines de lucro que están involucrados en la investigación agrícola y adiestramiento, patrocinados por el Grupo Consultivo para la Investigación Agrícola Internacional (GCIAI). El GCIAI está apoyado por la Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y Agricultura (FAO), el Banco Internacional para la Reconstrucción y el Desarrollo (Banco Mundial), y el Programa de las Naciones Unidas para el Desarrollo (PNUD). El GCIAI cuenta con 50 países donadores, organizaciones internacionales y regionales y fundaciones privadas.

El Centro Internacional de Mejoramiento de Maíz y Trigo (CIMMYT) recibe apoyo de varias fuentes incluyendo las instituciones de ayuda internacional de Arabia Saudita, Australia, Canadá, la Comisión Económica Europea, Dinamarca, España, EUA, Filipinas, Francia, India, Irlanda, Japón, México, Noruega, los Países Bajos, Reino Unido, República Federal de Alemania, Suiza y el Centro Australiano para la Investigación Agrícola Internacional, el Banco Interamericano de Desarrollo, el Banco Internacional para la Reconstrucción y Desarrollo, el Centro Internacional para el Desarrollo de la Investigación, el Programa de las Naciones Unidas para el Desarrollo, la Fundación Ford, la Fundación OPEC para el desarrollo Internacional y la Fundación Rockefeller. La responsabilidad de esta publicación es solamente del CIMMYT.



**Técnicas Eficientes para la Crianza  
Masiva e Infestación de Insectos, en la  
Selección de las Plantas Hospedantes  
para Resistencia al Gusano Cogollero,**

*Spodoptera frugiperda*

John A. Mihm



Una larva casi madura de Gusano Cogollero causando un daño típico a una plántula de maíz.

## resumen

La práctica de sembrar variedades, líneas o híbridos resistentes al ataque de insectos y su subsecuente efectividad en la reducción de las poblaciones de plagas y las pérdidas correspondientes de cosecha, está bien documentada para varios cultivos agrícolas y especies insectiles.

El desarrollo de muchas de estas variedades cultivadas resistentes ha sido el resultado de o ha sido facilitado por (1) muchos años de estudio de las plagas insectiles, (2) el desarrollo de técnicas para criar los insectos masivamente, infestar artificialmente la especie cultivada y calificar el germoplasma de la especie (o de sus parientes silvestres) por su resistencia y (3) la aplicación exitosa de los métodos apropiados de mejoramiento genético de la característica de resistencia a través de ciclos sucesivos o generaciones de mejoramiento (Guthrie, 1974, 1980).

Los componentes básicos necesarios para identificar o desarrollar germoplasma con resistencia, o con niveles mayores de resistencia que las variedades cultivadas actualmente y utilizadas por los agricultores/productores incluyen:

- (1) Una colonia de la especie insectil que exhibe el vigor y la vitalidad de la población perjudicial dentro del área geográfica que se encuentra afectada.
- (2) La capacidad para criar masivamente la especie eficientemente, incluyendo la instalación para la crianza masiva, personal adiestrado, dietas naturales, "merídicas" (mezcla de ingredientes naturales y sintéticos) o definidas y los procedimientos de crianza y envases.
- (3) Recursos germoplásmicos que son representativos de la variabilidad genética dentro del cultivo, especies estrechamente relacionadas o ambas cosas.

- (4) **Métodos para una infestación artificial uniforme.**
- (5) **Métodos para evaluar el daño resultante o la ausencia de daño en las plantas sujetas a una infestación deliberada (escalas de valoración para determinar clases o categorías de resistencia o susceptibilidad).**
- (6) **Selección para determinar si existen niveles adecuados de resistencia dentro de tipos agronómicos deseables (equivalentes o mejores que las variedades actualmente cultivadas) y un esquema efectivo de selección y mejoramiento genético, establecido para mejorar ya sea los niveles de resistencia o las características agronómicas de los materiales "mejorados".**

Este boletín presenta las técnicas desarrolladas en el CIMMYT y en otros lugares, para la crianza masiva de insectos e infestación eficientes en la selección y desarrollo de maíz para resistencia de la planta hospedante (RHP) al Gusano Cogollero (GC) *Spodoptera frugiperda* J.E. Smith. Las técnicas descritas son probablemente adaptables a otras especies de Lepidópteros plaga, a otras especies de cultivos e iniciativas de selección y mejoramiento en otras partes del mundo.

Estas técnicas incluyen el establecimiento y mantenimiento de la colonia y los requerimientos de la crianza masiva. Esta última se centra en las instalaciones para la crianza, dietas, envases y procedimientos de crianza para los varios estados del ciclo de vida (Figura 1). Finalmente se presentan métodos para la infestación eficiente en el campo, junto con una descripción de las escalas de clasificación usadas para evaluar el daño resultante y una ayuda en la identificación de genotipos resistentes.

## introducción

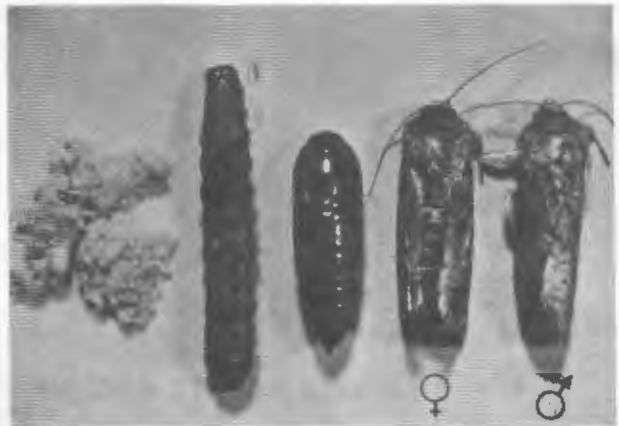


Figura 1. Estados de vida de *Spodoptera frugiperda* J. E. Smith.

## **establecimiento de las colonias**

Para mantener saludable y vigorosa una colonia de algunas especies insectiles, es necesario reemplazarla o mezclarla genéticamente con cepas silvestres cuando menos cada año (cerca de 10 generaciones). En el caso del Gusano Cogollero, tal rejuvenecimiento frecuente puede no ser esencial, especialmente si se mantiene una colonia grande. Manteniendo al menos 5000 mariposas en cada generación, no se encontró una reducción notable en la habilidad para causar daños típicos bajo condiciones de campo en las larvas criadas hasta por 33 generaciones en el laboratorio.

Mayo (1972) no encontró diferencia en el daño causado por larvas de Gusano Cogollero criadas por 17 generaciones con una dieta, en comparación con las criadas por 4 generaciones sólamente.

Los entomólogos en Gainville, Florida, tienen una colonia de Gusano Cogollero que ha sido mantenida con una dieta en el laboratorio desde 1967 (Comunicación personal).

Para rejuvenecer la colonia de GC en el CIMMYT, se colectan huevos o larvas en el campo y se crían bajo aislamiento por una generación, como protección a la colonia de laboratorio contra la introducción de parásitos o enfermedades.

## **crianza masiva eficiente**

**Instalaciones para la Crianza.** Como el GC es un insecto muy resistente, se le puede criar con éxito en cualquier cuarto con temperatura y humedad relativa moderadas. Es posible una crianza masiva efectiva, con la adición de mayor espacio y equipo. Los requerimientos básicos incluyen un área separada para la preparación de la dieta, un congelador horizontal grande, un cuarto para la crianza de larvas y un cuarto para la emergencia de los adultos y puesta de huevos. Los cuartos de



crianza y puesta de huevos requieren temperatura controlada (18 a 30°C), humedad relativa controlada (50 a 95%) y fotoperíodo controlado. Esto es esencialmente lo que se usa en el CIMMYT para producir hasta 10 millones de larvas por año.

Una producción masiva en gran escala (Knipling, 1980, propone y juzga técnicamente factible criar 100 millones de mariposas de GC por año) requeriría probablemente una instalación para crianza más sofisticada y una "fábrica" más grande que la instalación para crianza descrita por Leppla *et al.* (1978).

**Dieta.** Varias dietas han sido empleadas con éxito para criar GC. Singh (1977) enumera cinco de ellas. Debido a la naturaleza polífaga del GC, puede ser criado con éxito con muchas dietas que han sido desarrolladas para otras especies. En el CIMMYT producimos con buen éxito en forma masiva tanto el GC como el gusano elotero con la misma dieta, que es una muy simple dieta "merídica". Los ingredientes principales son maíz de alta calidad proteínica molido y soya (Véase el Apéndice). La producción de GC usando esta dieta fue igual a la producción con la dieta importada Vanderzant de germen de trigo. De aquí que usemos la dieta basada en ingredientes localmente disponibles y más baratos. Burton y Perkins (1972) encontraron que el GC podía ser criado más económicamente con una mezcla de trigo y soya (WSB), pero no con la otra de bajo costo basada en CSM (Blended Food Product, Child Food Supplement, Fórmula No.2, Producto Alimenticio Mezclado, Suplemento Alimentario Infantil, Fórmula No. 2).

**Recipientes para Crianza.** El CG ha sido criado en muchos tipos de recipientes; frascos o copas de vidrio, bandejas de cubos de hielo (Bailey y Chada, 1968) y "copas de jalea" (Burton y Cox, 1966; Burton, 1967).

Sparks y Harrell (1976) sugieren que el GC puede ser criado en redes de celdas producidas por una máquina formadora,



Figura 2. Recipientes de crianza para GC.

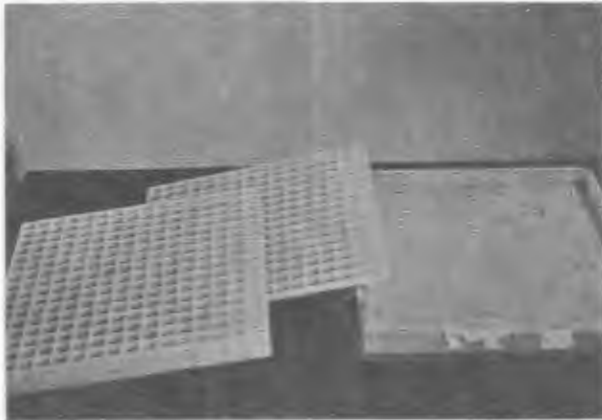


Figura 3. Los módulos de celda partida se hacen de celosías difusoras de luz de poliestireno.

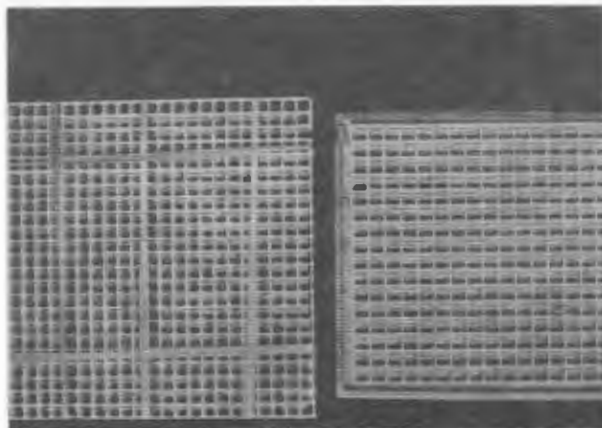


Figura 4. Cajas que se usan para criar GC.

llenadora y selladora, pero ellos no dicen que esto haya sido hecho con éxito. Un obstáculo que hay que obviar es la infestación de las celdas. Como el GC pone masas de huevos y no huevos aislados como lo hace el gusano de la mazorca del maíz o elotero, tendría que usarse la técnica para separar las masas de huevos (McMillian y Wiseman, 1972).

Burton (1967) declara que el GC es solamente medio caníbal y que por eso él pudo producir un promedio de 1.75 pupas por copa de dieta. Nuestra experiencia en México muestra que el GC es altamente caníbal. Por lo tanto, usamos los mismos envases para crianza que para el gusano elotero (Mihm, 1982) ilustrados en la Figura 2. Son una modificación de los envases usados para criar *Heliothis virescens* por Raulston y Lingren (1972). Los módulos de celda partida están hechos de celosías para difusión de luz construidos con poliestireno disponibles en México. Los módulos partidos (Véase Figura 3) ayudan durante la extracción de las pupas. Las cajas (29 x 29 x 4 cm) se hacen localmente con Plexiglás de 3 y 6 mm. Se tapan con una capa de toallas de papel, una lámina de cedazo de cobre de 50 mallas por pulgada y una sección de rejilla de poliestireno sujeta en su lugar con ligas grandes de hule (Figura 4).

Para minimizar la contaminación microbiana, las unidades se esterilizan remojándolas por 24 horas en una solución al 10% de hipoclorito de sodio. Las cajas y los bloques de rejillas se tratan superficialmente asperjándolos con una solución al 5% de ácido sórbico y 5% de metil parabén en alcohol. Este tratamiento no afecta el crecimiento de los insectos y ayuda a confinar cualquier contaminación casual, a unas pocas celdas dentro de la caja.

La dieta fresca se vierte en los recipientes y las rejillas son metidas en la dieta manualmente. La unidad se expone a radiación ultravioleta para proveer más descontaminación.

**Estados Adultos.** Durante nuestros intentos iniciales para recolectar huevos de GC, experimentamos con varios tipos de jaulas para la puesta de huevos. Constantemente tuvimos problemas con las hembras que depositaban sus huevos en cualquier tipo de material que se usaba como soporte o marco. Estas masas eran difíciles de remover y como las mariposas depositan huevos hasta por 10 días y los huevos necesitan solamente de 2 a 3 días para incubarse, el resultado era que las jaulas estaban literalmente repletas de pequeñas larvas.

Una solución intermedia fue usar bolsas de papel en las que toda la "jaula" es un sustrato adecuado para la puesta de huevos. El inconveniente de esto era que las masas tenían que ser recortadas de las bolsas, ya que no había en México máquinas ojaladoras disponibles (Figura 5).

La solución a este problema fue la utilización de bolsas de papel enceradas. Con una simple espátula o raspador, las masas pueden ser removidas de la bolsa de papel abierta, en unos pocos segundos (Figura 6).

Como las mariposas del GC son voladoras activas, los adultos recién emergidos son inactivados enfriándolos en un congelador horizontal por unos cuantos minutos. Se colocan veinte parejas de mariposas en cada bolsa (10 x 20 x 40 cm), la cual se cierra doblando el extremo abierto y sellándolo con un pedazo de cinta adhesiva. Una caja pequeña de plástico con un pedazo de algodón humedecido con agua azucarada al 5% se coloca dentro de cada bolsa como alimento para los adultos (Figura 7).

## procedimientos para la crianza masiva y manejo de la colonia insectil



Figura 5. Las masas de huevos pueden ser recortadas de las bolsas de papel.



Figura 6. Las masas de huevos de GC son más fácilmente recolectadas con una espátula-raspador.



Figura 7. Los adultos son colocados en una bolsa de papel encerada para la puesta de huevos.



Figura 8. Las bolsas para puesta de huevos se cambian diariamente; los adultos son sacudidos dentro de una bolsa nueva.



Figura 9. Producción de un día de masas de huevos de GC recogidas en recipientes cilíndricos de plástico.

Las bolsas se conservan en un cuarto a 25 °C y 80% de humedad relativa hasta que son puestas las primeras masas (2 a 3 días) y luego se cambian diariamente por 5 a 7 días. Cambiar las bolsas es sencillo: las mariposas son sacudidas dentro de una bolsa nueva (Figura 8), se inserta una nueva caja con solución azucarada y se cierra luego la bolsa.

**Estado de Huevo.** Las bolsas cargadas de huevos se cortan con unas tijeras, se abren y raspan las masas de huevos. En el proceso se dañan algunos huevos (menos de 10%), pero como la producción normal es de 3000 huevos por hembra, esta pérdida no tiene importancia.

Las masas de huevos se colectan en recipientes cilíndricos de plástico (Figura 9) y se les incuban hasta que nazcan las larvas (2 días a 30 °C a 5 días a 20 °C).

Una vez que han nacido las larvas, se les puede mantener en un refrigerador a 10-12 °C hasta por 5 días, sin efectos dañinos. De esta manera, se puede acumular hasta un millón de larvas o más, para infestaciones de campo en gran escala.

**Larvas.** En el CIMMYT, las larvas recién nacidas (< 12 horas de edad) se usan para infestar la dieta para mantener la colonia de laboratorio.

La infestación de las cajas de crianza se realiza fácil y rápidamente: 100 a 200 cc de gránulos de olote de maíz esterilizado se colocan en el recipiente que contiene las larvas; éste se rota suavemente para mezclar uniformemente. La mezcla se transfiere a un frasco común para agitar (Figura 10) y se le sacude sobre la caja que contiene dieta y la parrilla de celdas hasta que haya entre 2 y 5 larvas por celda (Figura 11). Después de cerrarlas, las cajas de crianza se llevan a estantes en el cuarto de crianza con 70 a 80% de humedad relativa y temperaturas que variarán entre 20 y 32 °C, dependiendo de qué tan rápidamente se necesite la siguiente generación.

Dependiendo de la temperatura, las larvas maduran y comienzan a pupar en 18 a 30 días. El estado de desarrollo puede ser fácilmente comprobado a través de la caja transparente de Plexiglás. Las cajas no se abren hasta el estado de pupa. Sólomente una larva por celda sobrevive para pupar.

Otros programas de crianza (Burton, 1967; Raulston y Lingren 1972; Sparks y Harrell, 1976) también usan la mezcla de larvas y gránulos de olote para infestar la dieta de envases de crianza en sus sistemas mecanizados de crianza.

**Estado de Pupa.** Muchas operaciones de crianza, particularmente aquéllas en que la mayor parte de los procedimientos o todos ellos están mecanizados, han desarrollado varias máquinas para la extracción de pupas de *Heliothis* sp. y de GC (Raulston y Lingren, 1972; Harrell *et al.*, 1974; Sparks y Harrell, 1976).

En el CIMMYT, modificando las unidades de celdas de poliestireno (tres capas pegadas y una capa debajo) eliminamos la necesidad de una máquina especial para la extracción de pupas. Casi todas las pupas se encuentran abajo de la superficie de la dieta en nuestras cajas. La unidad partida de celdas, al ser removida, parte la capa de dieta y celdas de conversión en pupa, de manera que las pupas pueden ser suavemente vaciadas del recipiente (Figura 12). Las pocas pupas que quedan, que puparon sobre el tapón de dieta, pueden ser removidas con la mano o descartadas.



Figura 10. Envase sencillo para la infestación eficiente de las cajas de crianza con larvas de GC.



Figura 11. La mezcla de larvas y gránulos se sacude sobre las cajas que contienen las rejillas de celdas y dieta.

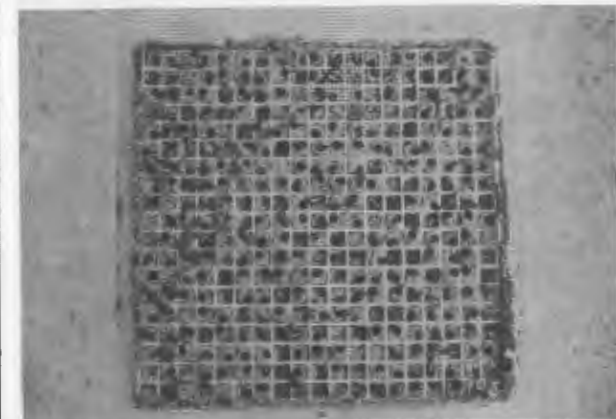


Figura 12. Las pupas son fácilmente extraídas después que se remueve la parte de arriba de la unidad partida de celdas.

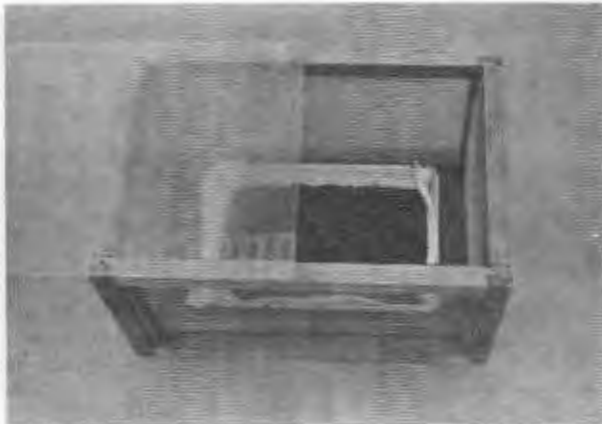


Figura 13. Las pupas son colocadas en platos o bandejes en el fondo de jaulas para la emergencia de adultos.

## infestaciones eficientes de campo



Figura 14. Cajas con larvas recién eclosionadas listas para ser mezcladas con los gránulos de olote de maíz.

Las pupas se colocan en capas de una en fondo en cajas o recipientes de varios tamaños, dependiendo de las cantidades y se las provee de una malla de la cual pueden colgarse los adultos recién emergidos y desplegar sus alas (Figura 13).

Infestaciones artificiales limitadas con GC han sido hechas manualmente aplicando las larvas a las plantas, con una brocha de pelo de camello (Wiseman *et al.*, 1966; McMillian y Starks, 1967; Morril y Greene, 1974; Widstrom *et al.*, 1972).

Wiseman *et al.* (1974) manifestaron que la lentitud y lo laborioso de esta técnica, prácticamente impiden virtualmente la selección de plantas en gran escala. Además ellos hacen referencia a una técnica prometedora para separar los huevos de GC de las masas de huevos, los cuales después de ser suspendidos en una solución de agar y distribuidos en la dieta o en plántulas de maíz en el invernadero, incubaron adecuadamente. Peairs (1977) encontró después que el procedimiento no era adecuado para infestaciones en el campo.

Desde el desarrollo de la técnica del ba-zooka y la infestación con larvas por Mihm y sus colegas en el CIMMYT en 1976 (Informe del CIMMYT, 1977), la utilizan la mayoría de los programas que están haciendo estudios de resistencia de las plantas hospedantes u otros estudios de campo o en el invernadero con GC (Wiseman

*et al.* 1980a; Davis, 1980). El uso de esta técnica y sus ventajas para su uso con varias especies de plaga de lepidópteros han sido descritas en detalle por Ortega *et al.* (1980) y Mihm (1982 y 1983).

Wiseman y Widstrom (1980) compararon tres métodos de infestación, números de larvas y número de plantas infestadas con larvas de GC por parcela y coincidieron con la conclusión a que se llegó en el CIMMYT: la infestación de todas las plantas que se evaluaron con 20 a 40 larvas de GC dio los mejores resultados y fue la más eficiente.

El sistema del CIMMYT, de desprender las masas de huevos de GC del sustrato para la puesta de huevos e incubarlas hasta la emergencia de las larvas en recipientes cilíndricos de plástico (Figura 14), hace más fácil la preparación de la mezcla de gránulos y larvas. Se mide una cantidad dada de gránulos y simplemente se hecha dentro de la(s) caja(s) y luego se rota suavemente para mezclar las larvas recién emergidas con los gránulos. La mezcla se pasa entonces a través de una criba estándar No. 14 de latón, para remover cualesquiera masas no emergidas o desechos. Luego, mediante diluciones en serie y recuentos se ajusta a la concentración de larvas deseada, de 15 a 20 larvas por disparo.

La mezcla es llevada inmediatamente al campo y se infestan las parcelas deseadas haciendo dos pasadas sucesivas de un disparo por planta. Las plantas de maíz son infestadas usualmente en los estados de plántula (3 a 4 hojas extendidas, Figura 15) y a medio cogollo (7 a 9 hojas expandidas, Figura 16). Con experiencia, se pueden infestar 1500 plantas por hora por hombre; en un día se han usado aproximadamente 1.5 millones de larvas en el CIMMYT para infestar cerca de 50 mil plantas.



Figura 15. Las plantas de maíz son usualmente infestadas en el estado de plántula.



Figura 16. Infestación de plantas en el estado de cogollo.

## evaluación del daño



**Figura 17.** La técnica del diferencial de rendimiento se usa para mostrar la resistencia de tipo tolerancia. Esta es una familia susceptible.

Comúnmente se usa escalas calificadoras para cuantificar el comportamiento resistente (o susceptible) de la(s) planta(s) después de haber sido infestadas en el campo o en el invernadero (Véase el Apéndice).

Para el daño del GC en el estado de plántula o en el de cogollo del maíz, generalmente se usa una escala similar a la ideada por Wiseman *et al.* (1966) que también se usa para el daño por GC en sorgo. Es una escala de 1 a 9, en la que 1 es una pequeña cantidad de agujeritos y 9 es un cogollo casi completamente comido y muriendo o una planta muerta. También se usa una escala ideada por Wiseman y Davis (1979) en la que 0 es ausencia de daño y 9 es una planta no recuperable.

En el CIMMYT se usa frecuentemente una escala de 1 a 5, en la que 1 es daño ligero y 5 daño muy severo. Las valoraciones se hacen normalmente casi con intervalos de una semana, comenzando una semana después de la infestación y continuando hasta que las larvas hayan dejado de causar daño a las plantas. Hershey (1978), Wiseman *et al.* (1980b) y Smith (1982) concluyen que el o los tiempos de valoración pueden ser críticos para detectar diferencias en resistencia o en susceptibilidad.

Además de categorizar el daño (reacción de resistencia del tipo de antibiosis) que el GC causa a las plantas de maíz, CIMMYT ha venido usando la técnica del diferencial de rendimiento de Hershey (1978) tratando de capitalizar aún más la resistencia del tipo tolerancia. En esta técnica, se hacen comparaciones entre parcelas apareadas infestadas unas y protegidas las otras o hileras de progenies se siembran y el criterio de selección incluye la selección de progenies que han sido capaces de rendir razonablemente bien a pesar de haber soportado el daño causado por el GC (Figuras 17 y 18). Los resultados del uso de esta técnica hasta la fecha (Hershey, 1978; Smith, 1982) no han sido tan halagadores como se había espera-



do. No obstante, hay un progreso sostenido aparente en la resistencia de materiales bajo selección recurrente. Los ensayos para evaluar las ganancias logradas por ciclo de selección están ahora en progreso y pronto se tendrá los resultados.



Figura 18. Resultados de un ensayo que muestran una familia tolerante.

Las técnicas y la experiencia descritas en esta publicación para la crianza masiva y la infestación eficientes, muestran prometer su adaptabilidad a otras especies de plagas y de cultivos y a las iniciativas de selección y mejoramiento en otras partes del mundo. El objetivo final de la aplicación de estas técnicas a cualquier programa de crianza masiva e infestación, es identificar genotipos resistentes para uso inmediato por los agricultores en sus propios campos o para identificar los genotipos (plantas) más resistentes para ser usadas en el programa de mejoramiento genético. Variedades con una mayor resistencia pueden servir como uno de los componentes principales dentro del esfuerzo por manejar las poblaciones plaga de *Spodoptera frugiperda*.

## conclusión

**Escalas de valoración del daño comúnmente usadas para la evaluación y desarrollo de la resistencia al Gusano Cogollero, *Spodoptera frugiperda***

**Categorías de Resistencia o Susceptibilidad Indicadas por las Clases**

**Referencias**

**Menos Dañada** . . . . . **Más Dañada**  
**Excelente** . . . . . **Muy buena** . . . . . **Buena** . . . . . **Regular** . . . . . **Pobre** . . . . . **Inaceptable**  
**Altamente Resistente** . . . . . **Resistente** . . . . . **Medianamente Resistente** . . . . . **Susceptible**

<b>Maíz</b>	(0) Sin daño	(4) Varios agujeros y unas cuantas lesiones elongadas	(7) Varias lesiones, porciones comidas y áreas muriendo	1			
	(1) Pocos agujeritos	(5) Varios agujeros y lesiones elongadas	(8) Lesiones elongadas, porciones comidas y áreas muriendo				
	(2) Varios a muchos agujeritos	(6) Muchos agujeros varias lesiones elongadas y unas cuantas porciones comidas.	(9) Cogollo casi todo comido y varias lesiones y áreas muriendo				
	(3) Pocos agujeros y 1 o 2 lesiones elongadas		(10) Planta moribunda o muerta				
	(0) Daño ligero de agujeritos	(4) Muchas lesiones elongadas	(7) Muchas lesiones elongadas, porciones comidas y daño en el cogollo	2			
	(1) Agujeritos en 2+ hojas	(5) Muchas lesiones elongadas y unas cuantas porciones comidas	(8) Muchas lesiones elongadas, porciones comidas, cogollo destruido				
	(2) Agujeros y unas cuantas lesiones elongadas	(6) Muchas lesiones elongadas y varias porciones comidas	(9) Planta moribunda o muerta				
	(3) Agujeros y varias lesiones elongadas						
	(0.6 por planta)	(2.0 por planta)	(4.0 por planta)	3			
	Número de nudos foliares por planta que tienen lesiones mayores de 1.3 cm en el nudo foliar						
<b>Sorgo</b>	(0) 0-10% daño área foliar	(1) 11-20% daño área foliar	(2) 21-40% daño área foliar	(3) 41-60% daño área foliar	(4) 61-80% daño área foliar	(5) Fuera de recuperación	4
	(1) Sin daño foliar	(2) 1-10% plantas con 1+ hojas dañadas	(3) 11-25% plantas con 1+ hojas dañadas	(4) 26-40% plantas con 1+ hojas dañadas	(5) Más de 41% de plantas con 1+ hojas dañadas		
<b>Referencias citadas (1) Wiseman et al., 1966, (2) Mihm, sin publicar; (3) Wiseman et al., 1967; (4) Hormchong, 1967; (5) House, 1981.</b>							

**Registro de Verificación de Dietas**  
 (Dieta para Gusano Cogollero, *Spodoptera frugiperda*)

Proveedor	ICN-Farm	Bio-Serv.	Lote No.	Ingrediente	Cantidad para hacer 10 kg de dieta	Día	Mes	Año												
1				Agua	8 lts															
2				Agar	100 g															
3				Harina de Soya	500 g															
4				Maíz opaco molido	960 g															
5				Levadura de cerveza o Torula	400 g															
6				Germen de Trigo	40 g															
7				Acido sórbico	20 g															
8				Cloruro de Colina	20 g															
9				Acido ascórbico	40 g															
10				Metil p-Hidroxibenzoato	25 g															
11				Mezcla de sales W	70 g															
12				Mezcla de vitaminas	150 ml															
13				Formaldehido	25 ml															
14				Aureomicina	50 g															
15				Estreptomicina	1 unit															
16				Polvo de panoja de maíz (esterilizado en autoclave)	200 g															
17				Otros ingredientes si se les usa																
18																				

## bibliografía

- Bailey, D.L. and H.L. Chada. 1968. Effects of natural (sorghum) and artificial (wheat germ) diets on development of the Corn Earworm, Fall Armyworm, and Southwestern Corn Borer. *J. Econ. Entomol.* 61(1):257-260.
- Burton, R.L. and H.C. Cox. 1966. An automated packing machine for lepidopterous larvae. *J. Econ. Entomol.* 59(4): 907-9.
- Burton, R.L. 1967. Mass rearing the Fall Armyworm in the laboratory. USDA-ARS 33-117. 12 pp.
- Burton, R.L. and W.D. Perkins. 1972. WSB, a new laboratory diet for the Corn Earworm and the Fall Armyworm. *J. Econ. Entomol.* 65(2):385-6.
- Centro Internacional de Mejoramiento de Maíz y Trigo. 1977. *CIMMYT Review*. 1977. El Batán, México. 99 pp.
- Davis, F.M. 1980. Fall Armyworm plant resistance programs. *Florida Entomologist* 73(4):420-1.
- Guthrie, W.D. 1974. Techniques, accomplishments and future potential of breeding for resistance to European Corn Borer in corn. *In Proc. Summer Inst. Biol. Contr. Plants Ins. Dis.*, F.G. Maxwell and F.A. Harris (Eds.). 359-380. Univ. of Miss. Press, Jackson, MS. 650 pp.
- Guthrie, W.D. 1980. Breeding for resistance to insects in corn. Pp 290-302. *In M.K. Harris (Ed.) Biology and Breeding for Resistance to Arthropods and Pathogens in Agricultural Plants. Proceedings "International Short course in Host Plant Resistance."* Texas A & M Univ., College Station, Texas. USA. 605 pp.
- Harrell, E.A., A.N. Sparks, and W.D. Perkins. 1974. Machine for collecting Corn Earworm pupae. USDA-ARS-S-43.4 pp.
- Hershey, C.L. 1979. Resistance of tropical maize to Fall Armyworm (*Spodoptera frugiperda* J.E. Smith) and Sugarcane Borer (*Diatraea saccharalis* F.): Evaluation techniques and potential for genetic improvement. Ph. D. Thesis, Cornell Univ. Ithaca, N.Y. 233 pp.
- Hormchong, T. 1967. Studies on the development of insect resistance sorghum varieties and hybrids. Ph.D. Thesis, Oklahoma State University, Stillwater, OK. 87 pp.
- House, L.R. 1981. A Guide to Sorghum Breeding. ICRISAT A.P., India 238 pp.
- Knipling E.F. 1980. Regional management of the Fall Armyworm—A realistic approach? *Florida Entomologist* 63(4): 468-480.

- Leppa, N.C., S.L. Carlyle, C.W. Green, and W.J. Pons. 1978. Custom insect rearing facility. Pp. 66-70. *In* Leppa, N.C. and T.R. Ashley (Eds.). Facilities for insect research and production. USDA-SEA Tech. Bull. No. 1576. 86 pp.
- Mayo, Z.B. 1972. Damage to sorghum in the greenhouse by Fall Armyworm reared on artificial diet for different lengths of time. *J. Econ. Entomol.* 65:927-8.
- McMillian, W.W. and K.J. Starks, 1967. Greenhouse and laboratory screening of sorghum lines for resistance to Fall Armyworm larvae. *J. Econ. Entomol.* 60:1462-3.
- McMillian, W.W. and B.R. Wiseman. 1972. Separating egg masses of the Fall Armyworm. *J. Econ. Entomol.* 65:900-3.
- Mihm, J.A. 1982. Techniques for efficient mass rearing and infestation in screening for host plant resistance to Corn Earworm, *Heliothis zea*. CIMMYT, El Batán, México. 16 pp.
- Mihm, J.A. 1983. Techniques for efficient mass rearing and infestation in screening for host plant resistance to *Diatraea* sp. Maize Stem Borers. CIMMYT. El Batán, México. 23 pp.
- Morrill, W.L. and G.L. Greene, 1974. Survival of Fall Armyworm larvae and yield of field corn after artificial infestation. *J. Econ. Entomol.* 67:119-123.
- Ortega, A., S.K. Vasal, J. Mihm, and C. Hershey. 1980. Chapter 16. Breeding for insect resistance in maize. Pp. 371-419. *In* Maxwell, F.G. and P.R. Jennings (Eds.). Breeding Plants Resistance to Insects. John Wiley & Sons, N.Y. 683 pp.
- Peairs, F.B. 1977. Plant damage and yield response to *Diatraea saccharalis* (F.) and *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith) in selection cycles of two tropical maize populations in México. Ph. D. Thesis, Cornell, University. 176. pp.
- Raulston, J.R. and P.D. Lingren. 1972. Methods for large scale rearing of the Tobacco Budworm. ARS-USDA Production Research Report No. 145-10 pp.
- Singh, 1977. Artificial diets for insects, mites & spiders. Plenum Publishing Co. N.Y. 594 pp.
- Smith, M. 1982. Studies on Fall Armyworm resistance in Tuxpeño and Antigua maize populations. Ph. D. Thesis. Cornell University. Ithaca, N.Y. 109 pp.
- Sparks, A.N. and E.A. Harrell 1976. Corn Earworm rearing mechanization. ARS, USDA Tech. Bulletin No. 1554. 11 pp.
- Widstrom, N.W., B.R. Wiseman, and W.W. McMillan. 1972. Resistance among some maize inbreds and single crosses to Fall Armyworm injury. *Crop Science* 12:290-292.

- Wiseman, B.R., R.H. Painter, and C.E. Wassom. 1966. Detecting corn seedling differences in the greenhouse by visual classification of damage by the Fall Armyworm. *J. Econ. Entomol.* 59:1211-4.
- Wiseman, B.R., C.E. Wassom, and R.H. Painter. 1967. An unusual feeding habit to measure differences in damage to 81 Latin-American lines of corn by the Fall Armyworm, *Spodoptera frugiperda* (J.E. Smith). *Agron. J.* 59:279-81.
- Wiseman, B.R., W.W. McMillian, and N.W. Widstrom. 1974. Techniques, accomplishments, and future potential of breeding for resistance in corn to the Corn Earworm, Fall Armyworm, and Maize Weevil; and in sorghum to the Sorghum Midge, Pp. 367-379. *In* F.G. Maxwell and F.A. Harris (Eds.), *Biological Control of Plant Insects and Diseases*. MS State Univ. and Coll. Press, Jackson, MS. 650 pp.
- Wiseman, B.R. and F.M. Davis. 1979. Plant resistance for the Fall Armyworm. *Fla. Entomol.* 62: 123-30.
- Wiseman, B.R., F.M. Davis, and J.E. Campbell. 1980a. Mechanical infestation device used in Fall Armyworm plant resistance programs. *Florida Entomologist* 63:425-432.
- Wiseman, B.R., B.G. Mullinix, and P.B. Martin. 1980b. Insect resistance evaluations: Effect of cultivar position and time of rating. *J. Econ. Entomol.* 73:459-7.
- Wiseman, B.R. and N. Widstrom. 1980. Comparison of methods of infesting whorl-stage corn with Fall Armyworm larvae. *J. Econ. Entomol.* 73: 440-2.



**Centro Internacional de Mejoramiento de Maíz y Trigo**  
International Maize and Wheat Improvement Center  
Apartado Postal 6-641, C.P. 06600, México, D.F., México