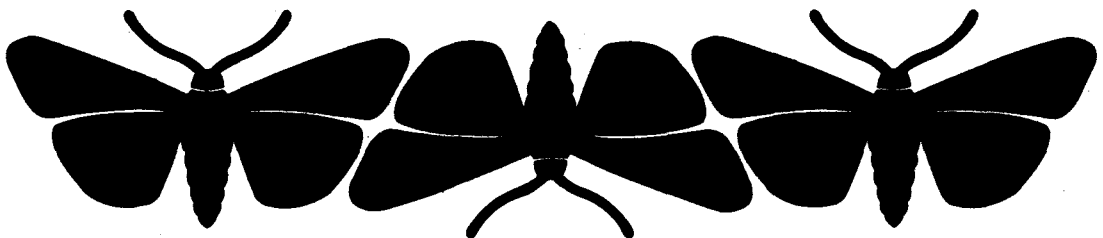




**Técnicas Eficientes para la Crianza
Masiva e Infestación de Insectos, en la
Selección de las Plantas Hospedantes
para Resistencia al Gusano de la
Mazorca del Maíz o Elotero,**

Heliothis zea

John A. Mihm



Técnicas Eficientes para la Crianza Masiva e Infestación de Insectos, en la Selección de las Plantas Hospedantes para Resistencia al Gusano de la Mazorca del Maíz o Elotero,

Heliothis zea

John A. Mihm



Larva casi madura de *Heliothis zea* fotografiada mientras dañaba la mazorca de una planta susceptible 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 correspondientes pérdidas de cosecha, está bien documentada para varios cultivos agrícolas y especies insectiles.

El desarrollo de muchas de estas variedades 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 seleccionar el germoplasma de la especie (o de sus parientes silvestres) para resistencia y (3) la aplicación exitosa de los métodos apropiados de mejoramiento genético para incrementar 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 niveles más altos de resistencia que las variedades cultivadas actualmente 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 en forma eficiente, 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".

introducción

Este boletín presenta las técnicas desarrolladas en el CIMMYT y empleadas durante los últimos seis años para la crianza efectiva en escala masiva y la infestación eficiente para la evaluación y mejoramiento de la resistencia de la planta hospedante al gusano de la mazorca del maíz, *Heliothis zea* (Bodie). (Las especies de *Heliothis* que ocurren en México, pueden ser vistas en la Figura 1). Las técnicas descritas son probablemente adaptables a otras especies de plaga, de cultivos e iniciativas de evaluación y mejoramiento en otras partes del mundo.

Estas técnicas incluyen el establecimiento de la colonia de insectos y la provisión de los requerimientos básicos para una eficiente crianza masiva. Estos últimos se centran en la instalación donde se haga la crianza, dietas, cajas y procedimientos para los varios estados del ciclo de vida (Figura 2). Se presenta un método para la infestación eficiente en el campo, junto con una descripción de las escalas de valoración usadas para evaluar el daño resultante y una ayuda en la identificación de genotipos resistentes.



Figura 1. Especies de *Heliothis* que ocurren en México.



Figura 2. Estadios de la vida de *Heliothis zea* (Boddie).

establecimiento de la colonia de insectos



Figura 3. Recolectando larvas de *H. zea* en una cosecha trampa de maíz dulce en siembra tardía, para establecer la colonia de laboratorio.



Figura 4. Trampa de luz para recolectar adultos de *H. zea* para establecer o renovar la colonia de laboratorio.

Los lineamientos establecidos y recomendados por algunos entomólogos que han desarrollado variedades de cultivos con resistencia (Guthrie, 1980) y probadas por experiencia bajo las condiciones del CIMMYT, son las que se siguen para mantener la colonia de *H. zea* saludable y vigorosa.

Como hay solamente una cosecha y un ciclo de infestación por año en las tierras tropicales altas de México, la colonia de gusanos eloteros es reemplazada o rejuvenecida mediante el uso de (1) progenie de larvas colectadas de un cultivo trampa de maíz dulce en siembra tardía (Figura 3) o bien (2) progenies de adultos capturados en una trampa de luz en la primavera al comienzo de la estación lluviosa (Figura 4). La colonia es reemplazada o mezclada genéticamente con cepas silvestres cuando menos cada diez generaciones.

Los requerimientos básicos para una colonización y crianza exitosa de insectos, fueron enumerados por Needham *et al.* (1937) e incluyen (1) alimento, (2) protección contra sus enemigos, (3) un ambiente físico apropiado y (4) condiciones idóneas para la reproducción.

Los componentes necesarios en una operación eficiente de crianza masiva incluyen (1) las instalaciones, (2) dietas, (3) cajas para la crianza, (4) procedimientos de crianza o manejo de varios estados de vida del insecto (Figura 2) y (5) personal calificado bien adiestrado.

Instalaciones para la Crianza. En muchos países las instalaciones pueden consistir simplemente de un cuarto o dos, unas pocas cajas y jaulas, electricidad y talvez algunos medios para el control de la humedad y la temperatura. En algunos de los países más desarrollados existen verdaderas "fábricas" de insectos. Leppla y Ashley (1978) han recopilado referencias valiosas sobre los tipos de instalaciones que se usan actualmente para la crianza masiva de insectos, desde cámaras pequeñas hasta la producción en gran escala semiautomatizada. Cualquiera que contemple el inicio o la expansión de programas de crianza masiva, debiera consultar estas referencias en busca de ideas que pudieran ser aplicables a sus condiciones.

La instalación debiera ser simple, práctica y funcional. Entomólogos con experiencia en la crianza del insecto o de la especie deseada, debieran estar involucrados en el diseño o modificación de la instalación aplicable a sus necesidades. Si el entomólogo no ha tenido mucha experiencia en la crianza masiva de esas especies, debiera visitar una o más instalaciones en las cuales se cría la especie con éxito. En la mayoría de los casos él ganará en ideas sobre cómo diseñar o modificar su establecimiento para hacerlo más eficiente. El debiera, sin embargo, saber que no todo lo que observe será apropiado para sus condiciones y que puede necesitar modificar o adaptar técnicas existentes a sus circunstancias.

crianza masiva eficiente



Figura 5. Recipiente simple, hecho localmente, para criar *H. zea*.

La instalación para la crianza que utiliza el programa de maíz del CIMMYT es una estructura simple y poco costosa que satisface los requerimientos más básicos de la crianza masiva de insectos. Ha sufrido muchos cambios y modificaciones a medida que han sido necesarios y se espera que este proceso continúe. La mayoría de los cambios que se han hecho desde su establecimiento caen en tres categorías: en el mejoramiento de la sanidad general, en las instalaciones de almacenamiento y en hacer sus instalaciones más independientes.

La crianza de insectos es un trabajo de siete días a la semana en el CIMMYT. Dos veces al año se producen cuatro o cinco especies para llevar a cabo las infestaciones de campo durante los estados apropiados de crecimiento, durante dos períodos de dos meses. Por lo tanto, el laboratorio debe ser independiente de otras unidades que operan sólamente durante cinco o seis días por semana. Esto incluye instalaciones separadas para energía eléctrica, refrigeración, agua, almacenaje y suministros generales.

Un componente útil en la instalación del CIMMYT, que muchas instalaciones para crianza no tienen, es un pequeño taller. Tiene las herramientas necesarias y los materiales básicos para el mantenimiento de la mayor parte de la instalación y para la construcción de recipientes de crianza, jaulas o cualquier otra necesidad del momento. Esta pequeña instalación hace la operación de crianza mucho más eficiente.

Dieta. Singh (1977) enumera siete dietas merídicas que han sido usadas con éxito para criar *H. armigera* Hubn. y 16 dietas que han sido usadas para *H. viriscens* (Fabricius) o *H. zea* (Boddie) o ambos. Los adultos de esas especies de *Heliothis* aparecen ilustrados en la Figura 1.

La dieta que se usa en el CIMMYT para la crianza del gusano de la mazorca del maíz aparece en el Cuadro 1. Se recomienda el uso de una lista de comproba-

ción y registro (véase el Apéndice) para evitar errores en la preparación de la dieta y para usarla como un registro para identificar los lotes de materiales que pudieran coincidir con los problemas encontrados durante la crianza. El único detalle peculiar de esta dieta es el uso del polvo seco y esterilizado de panojas de maíz, a razón de 20 g/kg de dieta. (Las panojas se colectan y se procesan antes de la dehiscencia de polen). En pruebas bajo las condiciones del CIMMYT, se obtuvo un mejor establecimiento de las larvas, un período larvario más corto, pupas más grandes y una mejor puesta de huevos de insectos criados con la dieta con polvo de panoja que con aquéllos criados con la dieta estándar.

Cuadro 1. Dieta "merídica" usada con éxito para la crianza de *H. zea* en el CIMMYT

| Dieta para Gusano Elotero <i>Heliothis zea</i> | |
|---|----------|
| (Cantidad para hacer 10 kg de dieta) | |
| Agua | 8 lts |
| Agar | 100 g |
| Alimento de soya | 500 g |
| Maíz opaco molido | 960 g |
| Levadura de cerveza o torula | 400 g |
| Germen de trigo | 40 g |
| Acido sórbico | 20 g |
| Cloruro de colina | 20 g |
| Acido ascórbico | 40 g |
| Metil p-Hidroxibenzoato | 25 g |
| Mezcla de sales W | 70 g |
| Mezcla de vitaminas, Vanderzant | 150 ml |
| Formaldehído | 25 ml |
| Aureomicina | 50 g |
| Streptomycina | 1 unidad |
| Polvo de Panoja de maíz (esterilizado en autoclave) | 200 g |

Guthrie *et al.* (1969) encuentran que las larvas de *Ostrinia nubilalis* pueden sobrevivir hasta el estado de pupas con solamente polen de maíz, lo que indica que es una fuente de alimento nutritivo. Los ensayos en el CIMMYT indican que el polen actúa como un estimulante del apetito y/o hace la dieta más palatable. Ha sido usado con buenos resultados en los últimos cuatro años en las dietas para criar cinco especies de lepidópteros. Y como el maíz está sometido continuamente a mejoramiento en el CIMMYT, el polvo de panoja es un ingrediente dietético de bajo costo.

Dietas comerciales preparadas para criar *Heliothis* sp. están disponibles actualmente en varios lugares en los Estados Unidos de Norteamérica. La experiencia del CIMMYT con ellas, sin embargo, ha demostrado que necesitan unos cuantos ingredientes, principalmente vitaminas suplementarias e inhibidores microbianos, para tener éxito en la instalación de crianza. Tienen la ventaja de economizar tiempo y esfuerzo en la preparación, al mismo tiempo que proveen la necesaria seguridad de calidad.

Walker *et al.* (1966) enumeran los criterios para conveniencia de una dieta: (1) alta supervivencia larval, (2) adultos vigorosos con alta capacidad reproductiva, (3) tasa normal de desarrollo larval, (4) ingredientes de bajo costo, (5) preparación fácil a partir de ingredientes fáciles de conseguir y de calidad uniforme y (6) buena calidad de conservación. No existe una dieta, sin embargo, que pueda llegar a llenar estos criterios para la crianza masiva de una especie bajo todas las condiciones o en todas partes. No obstante, después de probar varias dietas que se han usado con éxito por otros científicos y después de la experimentación con varias concentraciones de ingredientes, es posible desarrollar una dieta conveniente.

En "FRASS Newsletter" (Anon. 1981) hay disponible nueva información sobre dietas, ingredientes para dietas, proveedores y técnicas de crianza; esta es una

publicación semestral del Grupo de Criadores de Insectos (Insect Rearing Group) que está compuesto por 575 científicos involucrados en la crianza de insectos en 27 países. Es una referencia valiosa que se distribuye gratuitamente a los científicos interesados.

Recipientes de Crianza. Los recipientes convenientes para la crianza de *Heliothis* sp. varían desde frascos individuales de vidrio o de plástico o copas (Sparks y Harrell, 1976), unidades Hexcel (Robertson y Noble, 1968; Raulston y Lingren, 1969), bloques de poliestireno con celdas difusoras de la luz (Raulston y Lingren, 1972) hasta mallas de celdas procesadas e infestadas por una máquina modificada que da forma, llena y sella (Sparks y Harrell, 1976).

Cualesquiera de los arriba mencionados puede ser utilizado eficientemente en un programa de crianza masiva. La elección estaría dictada por el tamaño de la operación de crianza, el costo y la cantidad de mano de obra disponible y el abastecimiento, disponibilidad y durabilidad de un envase dado. Lo más avanzado en sistemas y el más eficiente pareciera ser el último mencionado que forma, llena y sella. Sin embargo, en el CIMMYT y probablemente en muchas otras partes del mundo, no sería probablemente la mejor elección debido al costo de la unidad inicial y de los materiales subsiguientes y por los probables problemas que se encontrarían en su operación y mantenimiento. De hecho, debido a los costos elevados con tal producción, se hizo un estudio para ver si se podría producir *H. zea* más económicamente en plantas de maíz en jaulas de campo (Sparks *et al.*, 1971).

El CIMMYT ha adaptado el sistema usado por Raulston y Lingren (1972) para llenar sus necesidades (Figura 5). Las parrillas de las celdas están hechas de celosías de poliestireno, material disponible en México, para difusión de la luz. Las cajas se hacen localmente de Plexiglas de 3 y 6 mm y la tapa para la unidad es una capa de toallas de papel, un cedazo de

procedimientos para la crianza y el manejo de la colonia



Figura 6. Los recipientes para pupas son colocados dentro de una jaula para apareamiento de $\frac{1}{2} \times \frac{1}{2} \times 1$ m, con plantas de maíz en maceta y una solución de azúcar al 10% para alimento de los adultos. Estos son transferidos a jaulas para oviposición cada 24 a 48 horas.

bronce de 50 mallas y una lámina de la parrilla de poliestireno mantenida en su lugar mediante grandes bandas de hule baratas. Para minimizar los problemas de contaminación microbiana, las unidades son esterilizadas sumergiéndolas en una solución de hipoclorito de sodio al 10%; y las cajas y bloques de parrillas se tratan en su superficie asperjándolas con una solución de ácido sórbico al 5% y metil parabén 5% en alcohol. Este tratamiento no afecta el crecimiento de los insectos y ayuda a confinar cualquier contaminación fortuita, a una pocas celdas dentro de la caja.

La dieta fresca se echa dentro de los recipientes y las parrillas son metidas en la dieta manualmente. La unidad se expone a radiación ultravioleta antes de infestarla, para reducir aún más la contaminación microbiana.

Estados adultos. Cuando CIMMYT comenzó a criar *H. zea* en 1975, las colonias se perdían con frecuencia a causa de la esterilidad. Callahan (1962) ha dicho que uno de los problemas principales en la crianza de *H. zea* involucraban sus hábitos de apareamiento imposibles de precedir en el laboratorio; consecuentemente, él obtenía una incidencia más alta de apareamientos usando jaulas grandes que contenían plantas hospedantes, con temperatura y humedad controladas y una solución al 10% de miel de abeja para nutrición de los adultos.

Desde 1977, una jaula de apareamiento similar (Figura 6) ha sido usada con éxito continuo. Consiste de una jaula de Plexiglas de 0.5 x 0.5 x 1.0 m con cedazo en dos lados de tal manera que las mariposas se pueden colgar y descansar fácilmente. Dentro de la jaula se coloca un recipiente con varias plantas de maíz en estado de cogollo; también se incluye un plato con algodón humedecido en una solución de azúcar al 10%. Las mariposas se dejan dentro de la jaula por 48 horas antes de ser transferidas a jaulas para oviposición.

Las jaulas para oviposición usadas en el CIMMYT consisten de un simple marco de alambre para soporte y una bolsa de tul (Figura 7). Este sistema se ha considerado superior al que usa tela de malla de algodón ya sea que se le coloque sobre cajas de papel para helados (Burton, 1969; Raulston y Lingren, 1972) o en el frente o los lados de otros estilos de jaulas (Callahan, 1962; Knott *et al.*, 1966). Sus ventajas incluyen la facilidad en el cambio del sustrato de oviposición sin que escapen los adultos, facilidad en la limpieza, área máxima para oviposición, sin necesidad de revestir las jaulas y sin problemas con las larvas incubadas ya que las paredes completas de la jaula se reemplazan diariamente.

El cambio de la jaula (Figura 8) se realiza simplemente colocando una bolsa nueva sobre la boca de la ya cargada de huevos. Conforme la bolsa llena de huevos se jala hacia afuera, la nueva se mete en el marco. En una pequeña caja de plástico se coloca algodón humedecido con una solución de azúcar al 10% como fuente de alimento.

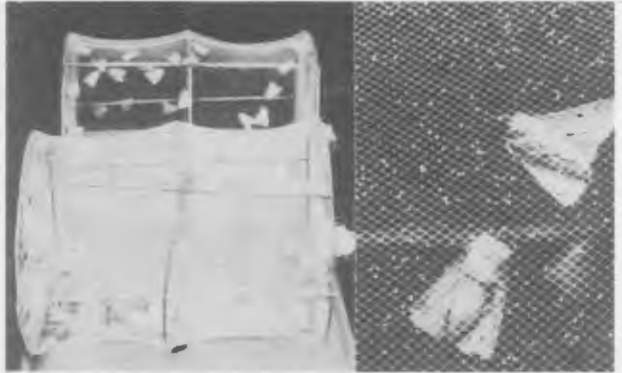


Figura 7. Las jaulas para oviposición consisten de un simple marco de alambre como soporte y una bolsa hecha de tul. Las hembras depositan sus huevos y los adhieren de uno en uno a la malla.



Figura 8. Las jaulas son cambiadas diariamente colocando una bolsa de tul limpia sobre la boca de la que está llena de huevos.



Figura 9. Las bolsas llenas de huevos se agitan por 2 minutos en una pequeña máquina lavadora portátil con una solución al 0.2% de hipoclorito de sodio para desprender los huevos de la malla.



Figura 10. El agua que lleva huevos es decantada dentro de una criba de malla fina.



Figura 11. Los huevos son entonces enjuagados bajo el chorro del agua para lavar el hipoclorito de sodio.



Figura 12. Los huevos enjuagados son entonces decantados dentro de un cilindro graduado para estimar la producción. Hay aproximadamente 2000 huevos por mililitro.

Estados de los Huevos. Las bolsas cargadas de huevos son puestas en una máquina lavadora portátil, barata, pequeña y se les agita por 2 a 3 minutos en una solución al 0.2% de hipoclorito de sodio. El agua cargada de huevos se decanta sobre un cedazo de malla fina, los huevos se sumergen en una solución al 10% de tiosulfato de sodio y luego se enjuagan con agua (Figuras 9 a 13). Los huevos se lavan sobre una toalla de papel y se les coloca en recipientes de plástico para su incubación.

Una vez que las larvas han emergido (0 a 8 horas de edad) se pueden guardar en un refrigerador (a 10°C) por hasta cinco días o pueden usarse inmediatamente para reinfestar dietas o plantas en el campo.

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

La infestación de las cajas de crianza se realiza fácil y rápidamente: se coloca de 100 a 200 cc de gránulos de olote de maíz esterilizado en el recipiente que contiene las larvas y se gira suavemente para mezclar uniformemente. La mezcla se

transfiere a un simple frasco agitador (Figura 14) y se sacude sobre las cajas que contienen la dieta y la parrilla de celdas hasta que haya entre 2 y 5 larvas por celda (Figura 15). Después de taparlas, las cajas de crianza se colocan en los estantes en los cuartos de crianza con una humedad relativa de 70 a 80% y temperatura de entre 20 y 32 °C., dependiendo de que tan rápidamente se necesita la próxima generación.

Dependiendo de la temperatura, las larvas maduran y comienzan a pupar en 18 a 30 días. El estado de su desarrollo puede ser fácilmente constatado a través de la caja clara de Plexiglás. Las cajas no se abren antes del estado pupal. Solamente una larva por celda sobrevive para pupar (Figuras 16 y 17). Otros programas de crianza (Raulston y Lingren, 1972; Burton, 1969; Sparks y Harrell, 1976) han usado huevos para infestar la dieta y los envases de crianza porque eso es más apropiado a sus sistemas.



Figura 13. Los huevos son decentados sobre toallas de papel y colocados en la caja para incubación. Emergen en 2 días a 30 °C y 95% de humedad relativa.



Figura 14. Envase simple para infestación eficiente con larvas de *H. zea* en envases de crianza.



Figura 15. Una mezcla de gránulos de olote de maíz y larvas de primera crisalida de *H. zea* se aplica al envase para crianza hasta que haya aproximadamente 5 larvas por celda en la parrilla.

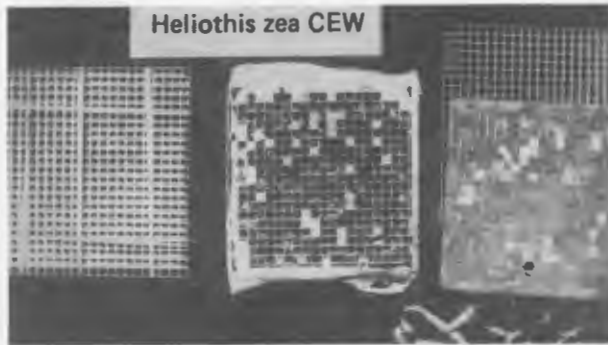


Figura 16. Cajas infestadas se tapan con una capa de toallas de papel y un cedazo de bronce de malla fina. Bandas de jule y una sección de la Parrilla plástica sella las celdas durante el crecimiento larval y el pupado.

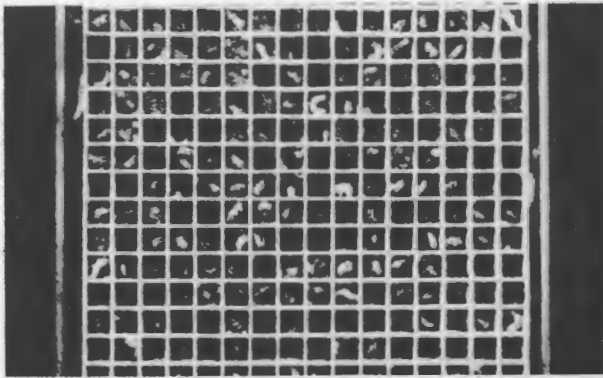


Figura 17. Envase de crianza con larvas maduras. Como las de *H. zea* son caníbales, sólomente 1 larva sobrevive en cada celda para convertirse en pupa.



Figura 18. Las pupas son manualmente removidas de los envases de cría de larvas y se las coloca en simples jaulas de cedazo para la emergencia de los adultos.

Estado pupal. Muchas instalaciones de crianza, particularmente aquéllas donde la mayor parte del procedimiento está mecanizado, han desarrollado varias máquinas para la extracción de pupas (Harrell, *et al.*, 1968; Raulston y Lingren, 1972; Harrell *et al.*, 1974; Sparks y Harrell, 1976).

CIMMYT mediante la modificación de la unidad de celdas de poliestireno en una unidad partida (tres capas engomadas y una capa debajo) eliminó la necesidad de cualquier máquina especial para recolectar las pupas. Casi todas las pupas se encuentran debajo de la superficie de la dieta en las cajas. Cuando se remueve la unidad partida de celdas, se parte la capa de dieta y la celda de pupación de tal manera que las pupas pueden dejarse caer suavemente del recipiente. Si se desea, las pocas pupas que quedan y que puparon sobre el tapón de la dieta, pueden ser removidas con la mano o son simplemente descartadas.

Las pupas se colocan en capas del tamaño de una pupa de profundidad, en cajas o recipientes de varios tamaños, dependiendo de la cantidad deseada y provistos de una malla para que los adultos recién emergidos puedan colgarse y expandir sus alas (Figura 18). Estos recipientes se colocan entonces dentro de las cajas de apareamiento cuando hayan emergido los primeros adultos (Figura 6).

Las infestaciones con *Heliothis* sp. han sido hechas tanto con huevos como con larvas (recién emergidas, segunda crisálida y tercera crisálida). La infestación manual con larvas recién emergidas (usando una brocha de pelo de camello) se hizo primero hace más de cuarenta años (Blanchard *et al.*, 1942). Fue un método efectivo (Josephson *et al.*, 1966) pero ineficaz debido al tiempo y al trabajo involucrados.

Métodos actuales más eficientes incluyen (1) infestar con huevos suspendidos en una solución de agar al 0.2% y su aplicación a las plantas en cantidades controladas (jeringas hipodérmicas o aplicadores a presión) o en cantidades no controladas (botellas comprimibles) y (2) infestación con números uniformes de larvas recién emergidas mediante el uso del aplicador Bazooka. La segunda técnica fue desarrollada por Mihm y sus colegas del CIMMYT en 1976 (Informe del CIMMYT, 1977). El uso de la técnica y sus ventajas para ser usada con varias especies de lepidópteros han sido descritas en detalle por Ortega *et al.*, 1980. La infestación del maíz con larvas de *H. zea* se ilustra en las Figuras 19 y 20.

La infestación con larvas es más eficiente que otras técnicas, porque es más rápida, usa menos insectos por planta y es más efectivo (menos plantas escapan a la infestación). La Bazooka, en versiones originales o modificadas (Wiseman *et al.*, 1980) ha sido eficiente y efectivamente usada para infestaciones de campo con al menos 11 especies de larvas de lepidópteros (*Diatraea sacharalis*, *D. grandiosella*, *D. lineolata*, *Ostrinia nubilalis*, *Chilo partellus*, *Sesamia cretica*, *S. calamistis*, *Busseola fusca*, *Heliothis zea*, *H. virescens* y *Spodoptera frugiperda*) y una chicharrita (*Dalbulus maidis*), en tres especies de plantas cultivadas, maíz, sorgo y algodón. Para hacer uso de esta técnica en el aldonero, las plantas fueron simplemente rociadas con agua primero (Hall *et al.*, 1980). Si se hace después de una lluvia o un rocío pesado, las infestaciones en algodón serían aún más eficientes ya que no

infestaciones eficientes de campo



Figura 19. Plantas con estigmas completamente emergidos y frescos para ser infestadas, son etiquetadas con la fecha de infestación para identificación ulterior. Esto se hace antes de la infestación para evitar tirar la mezcla de larvas y gránulos de olote.



Figura 20. Cerca de 10 larvas son aplicadas por planta. Dentro de minutos ellas se mueven dentro de la masa de estigmas y empiezan a atacar la mazorca del maíz en desarrollo.

habría entonces la necesidad de asperjar las plantas.

Para infestar maíz en los estados de cogollo, la mezcla de larvas y gránulos de olote de maíz simplemente se echa dentro del cogollo. Para infestar mazorcas de maíz en desarrollo, la mezcla se echa en los estigmas frescos. Se debe tener cuidado de no perturbar la planta durante unos pocos minutos después de la infestación, para que las larvas tengan tiempo de fijarse por sí solas.

Si los gránulos de olote de maíz no estuvieran fácilmente disponibles, se puede usar otros materiales para preparar la mezcla de larvas, harina de maíz (Hall *et al.*, 1980), semilla de mijo (Comunicación personal) y harina de sorgo han sido usados con éxito. Otros materiales serán probablemente reportados una vez que se les haya ensayado.

Generalmente se usa escalas de graduación para cuantificar el comportamiento resistente (o susceptible) de las plantas (Figura 21) después de su infestación en el campo o en el invernadero.

Para el daño por gusano de la mazorca del maíz en el estado de cogollo del maíz, una escala similar a la ideada por Wiseman *et al.*, (1976) es la que generalmente se usa. Es una escala 0 a 10, en la que 0 es sin daño y 10 una planta completamente destruida. Para el daño a las mazorcas la escala de centímetro revisada (Cuadro 2 y Figura 22) desarrollada por Widstrom (1967) se recomienda como la más efectiva para indicar las plantas con resistencia heredable.

Cuadro 2. El uso de la escala revisada de centímetro ayuda a clasificar más exactamente la reacción de la planta en la evaluación y selección en genotipos de maíz variables o segregantes.

Escala revisada de centímetro para la evaluación del daño por gusano de la mazorca del maíz o elotero.
(Widstrom, 1967)

| Categoría | Valor | Descripción |
|-------------|-------|--|
| Resistente | 0 | Sin daño |
| | 1 | Daño sólo a los estigmas |
| | 2 | Comeduras más allá de la punta de la mazorca |
| Intermedia | 3 + | El valor aumenta en 1 por cada centímetro adicional de comedura más allá de la punta de la mazorca |
| | . | . |
| Susceptible | ... | ... |
| | ...N | ... |

evaluación del daño

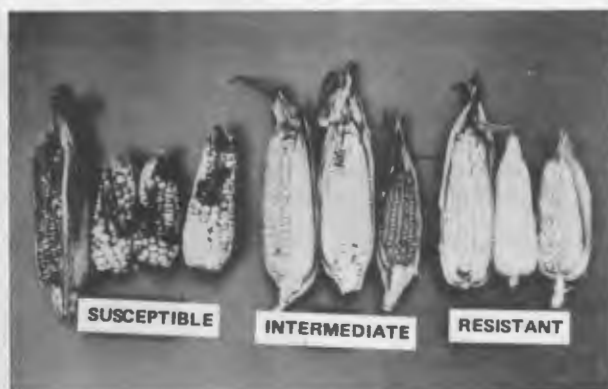


Figura 21. Después de la infestación deliberada, las plantas pueden ser categorizadas como susceptibles, intermedias o resistentes.



Figura 22. Esta mazorca muestra una reacción entre intermedia y susceptible.

conclusión

Las técnicas y la experiencia descritas en este boletín para una crianza masiva e infestación eficientes, muestra ser promisoría en cuanto a su adaptabilidad a otras especies de plagas y de cultivos y para las iniciativas de evaluación y mejoramiento en otras partes del mundo. El objetivo final en la aplicación de estas técnicas dentro de cualquier programa de crianza en masa e infestación eficiente, es identificar genotipos resistentes para usarlos inmediatamente en los campos de los agricultores o identificar genotipos resistentes (plantas) para usarlos en programas de mejoramiento. Variedades con una resistencia mejorada, pueden servir como uno de los principales componentes en el esfuerzo por manejar las poblaciones plaga de las diferentes especies de *Heliothis*.

bibliografía

- Anon., 1981. The Frass Newsletter. Insect Rearing Group (of the Entomological Society of America. Membership list address: R. Wheeler, Chevron Chemical Corp., 940 Hensley St., Richmond, CA. 94804, USA.
- Blanchard, R.A., A.F. Satterthwait, and R.O. Snelling. 1942. Manual infestation of corn strains as a method of determining differential earworm damage. *J. Econ. Entomol.* 35:508-511.
- Burton, R.L., 1969. Mass rearing the corn earworm in the laboratory. USDA A.R.S. 33-134, 8 pp.
- Callahan, P.S. 1962. Techniques for rearing the corn earworm, *Heliothis zea*. *J. Econ. Entomol.* 55:453-457.
- Centro Internacional de Mejoramiento de Maíz y Trigo. 1977. CIMMYT Review 1977. El Batán, México. 99 pp.
- Guthrie, W.D., J.L. Huggans, and S.M. Chatterji, 1969. Influence of corn pollen on the survival and development of second-brood larvae of the European corn borer. *Iowa St. J. Science.* 44: 185-192.
- 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, Mi.
- Guthrie, W.D. 1980. Breeding for Resistance to Insects in Corn. pp. 290. 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 University, College Station, Texas, USA 605 pp.
- Hall, P.K., W.L. Parrott, J.N. Jennings, and J.C. McCarty., 1980. Use of tobacco budworm eggs and larvae for establishing field infestations on cotton. *J. Econ. Entomol.* 73:393-395.
- Harrell, E.A., R.L. Burton, W.W. Hare, and A.N. Sparks. 1968. Collecting corn earworm pupae from rearing containers. USDA A.R.S. 42-160.
- Harrell, E.A., A.N. Sparks, and W.D. Perkins. 1974. Machine for collecting corn earworm pupae. USDA A.R.S. 5-43. 4 pp.
- Josephson, L.M., S.E. Bennett, and E.E. Burgess. 1966. Methods of artificially infesting corn with the corn earworm and factors influencing resistance. *J. Econ. Entomol.* 59:322-1234.
- Knott, C.M., F.R. Lawson, and J.M. Hobgood. 1966. Oviposition cage for the tobacco budworm and the corn earworm. *J. Econ. Entomol.* 59:1290.

- Leppla, N.C., and T.R. Ashley (Eds). 1978. Facilities for Insect Research and Production. USDA S.E.A. Technical Bulletin 1576. 86 pp.
- Leppla, N.C., S.L. Carlyle, C.W. Green, and W.J. Pons. 1978. Custom insect-rearing facility. pp. 66-70. In Leppla, N.C., and T.R. Asheley (Eds.). Facilities for Insect Research and Production. USDA Technical Bulletin 1576. 86 pp.
- Needham, J.G., P.S. Galtsoff, F.W. Lutz, and P.S. Welch (Eds.). 1937. Culture methods for invertebrate animals. Comstock, N.Y. Reprinted 1959. Dover Publications, Inc. N.Y.
- 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 Resistant to Insects. John Wiley & Sons, N.Y. 683 pp.
- Raulston, J.R., and P.D. Lingren. 1969. A technique for rearing larvae of the bollworm and tobacco budworm in large numbers. J. Econ. Entomol. 62:959-961.
- Raulston, J.R., and P.D. Lingren. 1972. Methods of large-scale rearing of the tobacco budworm. USDA Production Research Report No. 145. 10 pp.
- Roberson, J.L., and L.W. Noble. 1968. Rearing of tobacco budworm in honeycomb-like cells. J. Econ. Entomol. 61:331-332.
- Singh, P. 1977. Artificial diets for insects, mites and spiders. Plenum Publishing Co. N.Y., 594 pp.
- Sparks, A.N., and E.A. Harrell. 1976. Corn earworm rearing mechanization. USDA A.R.S. Technical Bulletin 1554. 11 pp.
- Sparks, A.N., B.R. Wiseman, and W.W. McMillian. 1971. Production of corn earworms on several hosts in field cages. J. Econ. Entomol. 64:540-541.
- Walker, D.W., A. Alemany, V. Quintana, F. Padovani, and K.S. Kagen. 1966. Improved xenic diets for rearing the sugar cane borer in Puerto Rico. J. Econ. Entomol 59(1):1-4.
- Widstrom, N.W. 1967. An evaluation of methods for measuring corn earworm injury. J. Econ. Entomol. 60:791-794.
- Wiseman, B.R., N.W. Widstrom, and W.W. McMillian. 1974. Methods of application and numbers of eggs of the corn earworm required to infest ears of corn artificially. J. Econ. Entomol. 67:74-76.
- Wiseman, B.R. N.W. Widstrom, W.W. McMillian, and W.D. Perkins. 1976. Greenhouse evaluations of leaf-feeding resistance in corn to corn earworm (Lep. Noct.) J. Ga. Entomol. Soc. 11:63-67.
- Wiseman, B.R., F.M. Davis, and J.E. Campbell. 1980. Mechanical infestation device used in fall armyworm plant resistance programs. Fla. Entomol. 63(4):425-432.

Cita correcta: Mihm, John A. 1984. Técnicas eficientes para la crianza masiva e infestación de insectos, en la selección de plantas hospedantes para resistencia al gusano de la mazorca del maíz o elotero: *Heliothis zea*. Centro Internacional de Mejoramiento de Maíz y Trigo, 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 (GCAI). El GCAI 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 GCAI 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 del Centro Australiano para la Investigación Agrícola Internacional, la Fundación Ford, el Banco Interamericano de Desarrollo, el Banco Internacional para la Reconstrucción y Desarrollo, el Centro Internacional para el Desarrollo de la Investigación, la Fundación OPEC para el desarrollo Internacional, la Fundación Rockefeller y el Programa de las Naciones Unidas para el Desarrollo. La responsabilidad de esta publicación es solamente del CIMMYT.



CENTRO INTERNACIONAL DE MEJORAMIENTO DE MAIZ Y TRIGO
INTERNATIONAL MAIZE AND WHEAT IMPROVEMENT CENTER
Londres 40 Apartado Postal 6-641 06600 México, D. F., México