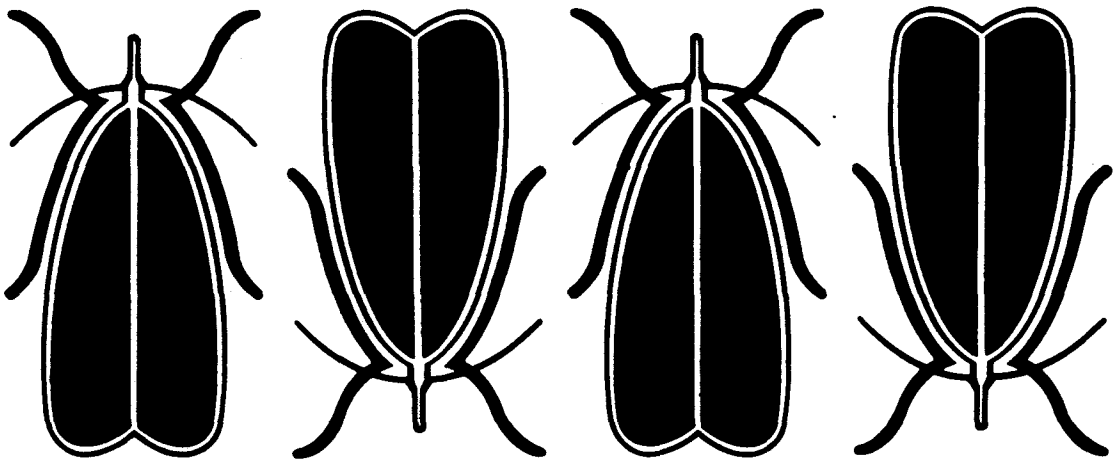


**Técnicas eficientes para la crianza masiva e infestación de insectos, en la selección de las plantas hospedantes para resistencia a los taladradores del tallo del maíz**

*Diatraea* sp.

John A. Mihm



**Técnicas eficientes para la crianza masiva e infestación de insectos, en la selección de las plantas hospedantes para resistencia a los taladradores del tallo del maíz**

*Diatraea* sp.

John A. Mihm



Una larva de *Diatraea saccharalis* comiendo la mazorca de una planta de maíz susceptible.

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 especies silvestres afines) 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".

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 con tres taladradores del tallo del maíz: *Diatraea saccharalis* Fabricius, taladrador de la caña de azúcar (TCA), *D. grandiosella* Dyar, el taladrador sudoccidental de maíz (TSOM) y *D. lineolata* Walker, el taladrador neotropical del maíz (TNM), para evaluar y mejorar la resistencia de las plantas hospedantes en maíz y en sorgo. El complejo *Diatraea* sp. es el grupo más importante de taladradores del tallo que atacan al maíz, al sorgo y a la caña de azúcar en México, América Central y Sudamérica. Algunas de las técnicas descritas han sido adoptadas por entomólogos que trabajan con otras especies de cultivos y de insectos dentro de iniciativas de selección y mejoramiento genético en otras partes del mundo. Hay otras técnicas que muestran ser prometedoras para el aumento de la eficiencia de la crianza masiva e infestación.

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 ilustrados en las Figuras 1 a 3.

Se presenta un método para la infestación uniforme y 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.

## Introducción



Figura 1. Estados del ciclo de vida de *Diatraea saccharalis* Fabricius.

## **establecimiento de la colonia de insectos**

Para establecer y mantener colonias saludables y vigorosas del taladrador del tallo del maíz *Diatraea* sp., se siguen las normas establecidas y recomendadas por entomólogos que han desarrollado maíces resistentes a taladradores del tallo (Davis, 1976; Guthrie *et al.*, 1982), que también han sido probadas en experiencias bajo las condiciones del CIMMYT.

El mantenimiento de la colonia puede ser logrado mediante el reemplazo completo y periódico de la colonia, seleccionando para aguante de campo mediante la sujeción de los insectos a una generación en plantas cada cinco o seis generaciones o cruzando adultos de la colonia de laboratorio con adultos silvestres (Guthrie y Carter, 1972; Guthrie *et al.*, 1982). Las colonias y taladradores del CIMMYT son mantenidas en una condición vigorosa mediante el uso de uno o más de estos procedimientos al menos cada 10 generaciones.

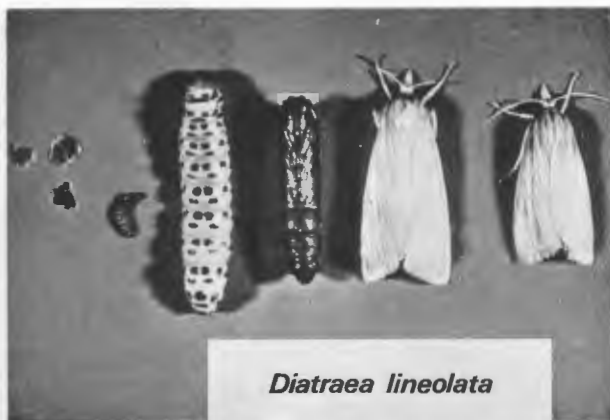
## **crianza masiva eficiente**

Instalación para la crianza. La instalación que se utiliza en el CIMMYT para la crianza es una estructura poco costosa y simple, que satisface los requerimientos básicos para la crianza de insectos. Tiene cuartos separados para infestar las dietas, crianza de las larvas, emergencia de los adultos, puesta de los huevos e incubación, en los cuales se controlan la temperatura, la humedad relativa y el fotoperíodo. También hay áreas para la preparación de dietas, lavado de los utensillos y almacenamiento de equipo y provisiones. Además, hay refrigeradores y congeladores grandes para almacenar los ingredientes de las dietas y un pequeño taller para hacer, modificar y mantener el equipo de crianza necesario.

**La dieta.** Singh (1977) enumera ocho dietas que han sido usadas con éxito para criar taladradores de *Diatraea* sp.: dos para *D. grandiosella* y seis para *D. saccharalis*. Davis (1976) da una dieta que ha sido usada exitosamente para la crianza masiva del TSOM durante más de 15 años. De hecho, esta dieta fue la base de las dietas comerciales para el TSOM que actualmente se pueden adquirir de Bioserv, Inc.

Para criar las especies de *Diatraea* en el CIMMYT, se usan dos dietas (véase Página 19). Bajo las condiciones de nuestra planta física para la crianza, éstas han dado más alta producción de insectos que las dietas comerciales disponibles u otras publicadas en la literatura. Las diferencias básicas entre nuestras dietas y otras son (1) que nosotros tenemos que usar más inhibidores microbianos para mantener la dieta en buenas condiciones por la duración del ciclo larval y (2) que nosotros agregamos polvo de panojas de maíz esterilizado (panojas verdes recolectadas antes de la dehiscencia del polen, secas, molidas y esterilizadas en autoclave). La adición del polvo de panoja acrecienta el establecimiento larval, acorta el período larval y trae como resultado pupas más grandes y pesadas. Guthrie *et al.* (1969) obtuvieron respuestas similares con el uso de polen como alimento cuando estudiaban la sobrevivencia de *Ostrinia nubilalis*.

**Recipientes para Crianza.** Los recipientes empleados para la crianza de las especies de *Diatraea* y otras especies, incluyen potes o frascos de vidrio (Guthrie *et al.*, 1965; Chatterji *et al.*, 1968), copas plásticas para jalea (Brewer y Martin, 1976; Davis, 1976) y cajas circulares de plástico de varias dimensiones (Guthrie *et al.*, 1965; Reed *et al.*, 1972).



*Diatraea lineolata*

Figura 2. Estados del ciclo de vida de *Diatraea lineolata* Walker.



*Diatraea grandiosella*

Figura 3. Estados del ciclo de vida de *Diatraea grandiosella* Dyar.





Figura 4. Un hierro marcador caliente se usa para perforar la tapa del recipiente para crianza. Un cauldín se usa para derretir la malla dentro de las tapas.

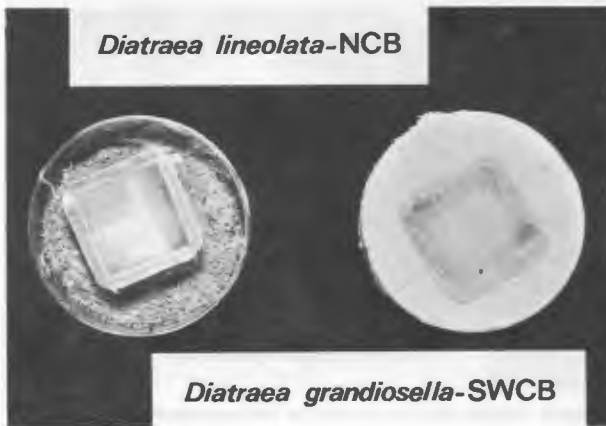


Figura 5. Envases para criar TNM y TSOM vistos de arriba.

Todos estos envases pueden usarse eficientemente en un programa de crianza. El tipo de envase está determinado por el tamaño de la operación de crianza, el costo y la cantidad de mano de obra disponible y el costo, la disponibilidad, la posibilidad de reusarlos y la durabilidad de un envase dado, así como por la especie de taladrador que se está criando. Por ejemplo, la experiencia ha demostrado que las copas plásticas para jalea no son apropiadas para la crianza de *Diatraea* sp. en México y en Surinam (Van Dinther y Gossens, 1970) y *Ostrinia furnacalis* en Filipinas, porque las larvas perforan las copas y escapan.

Los envases usados comúnmente para la crianza de taladradores del tallo del maíz son platos circulares de plástico con tapas bien ajustadas, con dimensiones generalmente de 15 a 30 cm de diámetro y 7 a 10 cm de profundidad (Guthrie *et al.*, 1965; Reed *et al.*, 1972). Usualmente se perfora la tapa y se le acomoda un cedazo fino de bronce de 60 mallas o menos (Reed *et al.*, 1972). En el CIMMYT hemos encontrado que la manera mejor y más fácil de pegar el cedacito es perforar la tapa con un hierro caliente (Figura 4). Después, usando un cauldín se funde el cedazo con el plástico derretido de la tapa, lo que provee un sello permanente. El área superficial de la sección con cedazo debe fijarse de acuerdo con la especie que se esté criando y las condiciones de crianza (cantidad de dieta por recipiente, temperatura y humedad relativa mantenidas en los cuartos de crianza). Para larvas de *Diatraea grandiosella*, que tienden a entrar en letargo si la dieta se reseca mucho, nosotros usamos tapas con 64 cm<sup>2</sup> de cedazo. Para *D. sacharalis*, que tienden a entrar en letargo si la dieta se reseca mucho, nosotros usamos tapas con 64 cm<sup>2</sup> de cedazo. Para *D. sacharalis*, el letargo no es un problema, pero sí lo es el crecimiento de moho en la dieta; por lo tanto es deseable un ambiente menos húmedo dentro de la caja y nosotros usamos tapas con 121 cm<sup>2</sup> de cedazo. En las Figuras 5 y 6 se ilustran recipientes para crianza con larvas.

Las cajas y las tapas son desinfectadas lavándolas en una solución Mikro-Quat (470 ppm i.a. de desinfectante cuaternario) y sometiénolas enseguida a una exposición por 10 minutos a luz ultravioleta antes de echar la dieta fresca en ella.

**Estados Adultos.** Los adultos son transferidos diariamente de las jaulas para la emergencia (Figura 7) a jaulas para la puesta de huevos (Figura 6). Estas consisten de cilindros de malla de alambre (malla No. 5 para TSOM, malla No. 4 para TCA que pone masas más grandes de huevos) cuyas paredes se cubren con un entubado de bolsa de plástico de 8 milésimas de pulgada de grueso, como substrato para la puesta de huevos. La jaula se coloca sobre una lámina de plástico con perforaciones de 1 mm, que cubre una almohadilla de algodón mojada con agua de la llave. Los adultos pueden tomar el agua a través de las perforaciones, pero no pueden depositar los huevos a través de ellas ni en la almohadilla de algodón humedecida. Las especies de *Diatraea* tienen una tendencia marcada a depositar los huevos de manera intensa en la almohadilla de algodón; si no se evita que lo hagan tales masas de huevos se desperdician y son difíciles de remover y utilizar. Un cedazo de 20 a 30 mallas podría cumplir la misma función y volver a ser utilizado si se hiciera de un metal o una fibra inoxidable.

La almohadilla de algodón también sirve para mantener una humedad relativa alta dentro de la jaula de puesta de huevos. Esto parece ser crítico para la máxima puesta de huevos con las especies de *Diatraea*, particularmente con el TCA. Para la mejor puesta de huevos las condiciones a mantener dentro de los cuartos para puesta de huevos son: 95% o más de humedad relativa y temperaturas fluctuantes (controladas por relojes registradores) de 25 y 20°C (día y noche) para el TCA y el TNM y 28 y 23°C para el TSOM. En México las

## procedimientos de crianza y manejo de la colonia



Figura 6. Envases usados para criar el taladrador de la caña de azúcar, vistos de arriba.

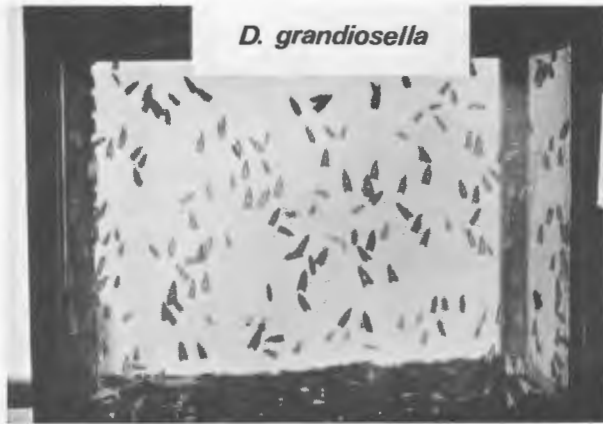


Figura 7. Adultos de TSOM en una jaula para emergencia.



Figura 8. Jaula para puesta de huevos con la producción de masas de huevos de un día.

interrupciones frecuentes en el servicio eléctrico, no permiten mantener fotoperíodos regulares constantes. Nuestros estudios han indicado que la puesta total de huevos no es afectada por el fotoperíodo de manera que las luces se apagan en los cuartos para puesta de huevos, cuando no hay nadie trabajando en ellos.

Las jaulas y el substrato para la puesta de huevos, se escogieron porque son simples, baratos y fáciles de construir y de cambiar. El entubado de plástico se compra en grandes rollos para acomodar en tres tamaños básicos de jaulas: 35 x 90, 25 x 90 y 15 x 40 cm. Del rollo se cortan simplemente secciones del largo apropiado a la altura de la jaula. Estas se deslizan sobre los cilindros de malla de alambre, se dobla y se mantiene apretada contra la malla con unos cuantos pedazos de cinta adhesiva. Los adultos cuelgan de la malla de alambre y depositan los huevos en el plástico a través de los espacios en la malla. El número de adultos colocados en una jaula se calcula con base en 1 mariposa por 10 cm<sup>2</sup> de área superficial. Esto permite espacio suficiente para que las mariposas hembra depositen sus huevos con un mínimo de interferencia por parte de otras.

Las jaulas son cambiadas diariamente (Figura 10) removiendo el cilindro de plástico cargado de huevos y reemplazándolo por uno nuevo. Si las luces se encienden unos 15 a 30 minutos antes de entrar al cuarto de puesta de huevos, las mariposas se calman y se convierten en inactivas. Esto ayuda a minimizar los escapes de adultos mientras se cambian las jaulas.

Una jaula para puesta de huevos alternativa y una técnica para el manejo de adultos del TSOM han sido desarrolladas recientemente por Davis (1982). Sus ventajas son menos manipuleo de adultos y una mayor facilidad en la remoción de la lámina de puesta de huevos.

**Estados de Huevo.** Los cilindros de plástico cargados de huevos, se abren longitudinalmente para formar una lámina y luego se les recorta en tiras de cerca de 10 cm de ancho. Las masas de huevos son separadas del sustrato plástico, pasándolas mediante un movimiento de adelante atrás sobre una plancha de metal con un borde semi-afilado (Figura 11). Es esencial que las masas de huevos estén en la superficie externa de la tira de plástico o serán aplastadas en lugar de hacerlas saltar. La lámina de metal se monta sobre un marco rodeado de un recipiente de plexiglás que dirige las masas de huevos a un recipiente recolector abajo. Este procedimiento es útil solamente si las infestaciones van a ser hechas con larvas recién emergidas. La remoción de las masas de huevos no es esencial, ya que las larvas emergerán de las masas de huevos que no son removidas del sustrato (Davis, 1982). Sin embargo, ofrece las siguientes ventajas:

a) No se necesita comprar un sustrato para la puesta de huevos, especialmente procesado; la mayoría de los programas de crianza que usan papel encerado, compran papel kraft decolorado encerado húmedo 30/45 (Guthrie *et al.*, 1965; Davis, 1982). Las razones para el uso de papel encerado especialmente procesado, fueron para perforar discos con masas de huevos cuando las infestaciones solían ser estándar y para una mejor emergencia de larvas de las masas de huevos. En México hemos observado una reducción en la emergencia de larvas de las masas de huevos, cuando se usó papel encerado comercial como sustrato para la puesta de huevos. Esto dejó de ser un problema desde que cambiamos a plástico.

b) Se obtienen masas de huevos puras, las cuales facilitan la incubación y el manejo de las larvas recién emergidas, en la preparación de la mezcla larval para las infestaciones de campo. La remoción de las masas de huevos de un sustrato para la puesta de huevos, pesado y voluminoso,



Figura 9. El aparato de rodillo facilita cortar los tubos para las cajas de postura de huevos de taladrador.



Figura 10. Las jaulas se cambian diariamente, removiendo el cilindro de plástico repleto de huevos y reemplazándolo por uno nuevo.



Figura 11. Remoción de las masas de huevos del sustrato plástico. Las bandas se jalan hacia atrás y hacia arriba contra el borde semi-afilado.



Figura 12. Las masas de huevos son colocadas en un recipiente de plástico para su incubación hasta el estado de cabeza negra.

aumenta en importancia con la distancia entre el sitio de crianza y el lugar de la infestación y el aumento en tamaño de la operación de crianza. Cientos de miles de huevos de insectos pueden ser transportados o enviados por correo en una cajita u otro envase muy pequeño.

c) En comparación con perforar discos o recortar las masas de huevos de las láminas de puesta de los huevos, hacerlos desprenderse del plástico es cuando menos 10 veces más rápido y fácil.

Las masas de huevos son colocadas en recipientes de plástico (Figura 12) e incubados hasta el estado de cabeza negra. En este estado pueden ser almacenadas en un refrigerador (a 10°C) hasta por cinco días sin que se afecte la emergencia o bien se les puede dejar que emerjan para infestar dietas o plantas en el campo.

**Larvas.** En el CIMMYT, larvas recién emergidas de las especies de *Diatraea* se usan para infestar la dieta para mantener o aumentar la colonia de laboratorio. Usando una brocha de pelo de camello, las larvas se transfieren de los recipientes donde han emergido. Aproximadamente unas 250 se colocan en cada recipiente, que contiene cerca de 1.3 kg de dieta.

Davis y Oswalt (1979) usan con el TSOM una mezcla larval de gránulos de olote de maíz repartida por una máquina, para infestar copas de jalea llenas de dieta, antes de taparlas. Nosotros también usamos una mezcla de larvas y gránulos para infestar dietas con gusano de la mazorca del maíz o elotero (Mihm, 1982) y gusano cogollero (Mihm, 1983). Sin embargo, dado que se necesitan niveles reducidos de inhibidores microbianos en las dietas que usamos para las especies de *Diatraea*, se notaron problemas crecientes de contaminación microbiana cuando la dieta fue infestada con mezclas de larvas y gránulos.

Las cajas infestadas se mantienen en los cuartos para crianza con temperaturas de entre 20 y 30°C y 60 a 70% de humedad relativa, dependiendo de qué tan rápidamente se necesitan las larvas para las infestaciones en el campo. A 3°C se obtienen las primeras pupas en 20 días y a 20°C en 35 días. Si fuera necesario, larvas casi maduras pueden almacenarse a 15°C por varias semanas, deteniendo su desarrollo.

**Estado Pupal.** Por varios años se usó en el CIMMYT módulos de pupado de papel corrugado, similares a los descritos por Reed *et al.* (1972), en la producción del TCA. Debido a que no se conseguía papel corrugado con menos de tres pliegues por pulgada y las larvas del TSOM y del TNM son muy grandes como para caber en las cámaras del módulo, las mismas no se usaron con estas dos especies. Eventualmente, la falta de disponibilidad del papel corrugado, impulsó la prueba de la producción de pupas del TCA con y sin módulos para la conversión en pupa. Como los resultados no mostraron diferencia significativa, no se continuó con su uso para TCA; esto también trajo como resultado una menor contaminación microbiana de los envases de crianza.

Dentro de los tres o cuatro días después de la aparición de las primeras pupas, éstas son extraídas manualmente de las cajas y las porciones de dieta, Figura 13. Este procedimiento se repite una o dos veces hasta que se haya recolectado entre el 80 y 90% de las pupas potenciales. La extracción de las pupas sigue siendo una de las partes de trabajo más intenso dentro de nuestros esfuerzos de crianza, pero parece estar dictada por la biología de las especies tropicales de taladradores *Diatraea*. Durante seis años de crianza, los taladradores han mostrado siempre una conversión asincrónica en pupas, la que ocurre durante un período de 10 o más días. Los entomólogos que crían especies de taladradores de la zona templada, se economizan este esfuerzo extra ya que la conversión en pupa es más sincrónica.



Figura 13. Las pupas de *D. grandiosella* se extraen manualmente de las cajas de crianza y los tarugos de dieta.

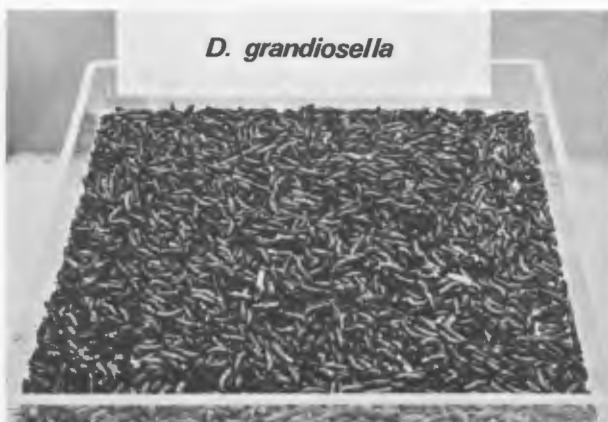


Figura 14. Las pupas son colocadas en platos o recipientes en el fondo de las jaulas para la emergencia de adultos.

## infestaciones eficientes de campo



Figura 15. Larvas de *D. saccharalis* están listas para ser mezcladas con gránulos.

Después de la extracción, las pupas se ponen en recipientes que luego son colocados en el fondo de las jaulas para la emergencia de adultos (Figura 14). El recipiente con las pupas se remueve todos los días, los adultos que hayan emergido se sacuden dentro de jaulas para la puesta de huevos y se vuelve a colocar el recipiente con las pupas. Las temperaturas para el desarrollo de las pupas oscilan entre 20 y 30°C, dependiendo de la rapidez con que se desea la emergencia de adultos. La humedad relativa se mantiene siempre a 95% o más, simulando las condiciones de humedad del sitio natural de conversión en pupa dentro del tallo de una planta de maíz en desarrollo.

Las infestaciones artificiales con taladradores del tallo del maíz, fueron hechas usando masas de huevos (Davis, 1976; Guthrie, 1982) por casi medio siglo, hasta que Mihm y sus colegas en el CIMMYT, desarrollaron las técnicas del bazooka y la infestación con larvas en 1976 (Informe del CIMMYT, 1977). El uso de esta técnica y sus ventajas para ser usada cuando menos con 11 especies de lepidópteros plaga ha sido descrita en detalle por Ortega *et al.*, 1980; Wiseman *et al.*, 1980; Mihm, 1982 y Davis, 1982.

Masas de huevos del taladrador, listas para emerger, se transportan al campo para la mezcla y la infestación. Para el TCA y el TNM las masas de huevos se ponen dentro de una caja pequeña de plástico, sujeta en su lugar mediante piezas pequeñas de unisel dentro del envase estándar de plástico para crianza. Como las larvas de estas especies son fuertemente y positivamente fototácticas, es importante que se las mantenga en la oscuridad durante la incubación final y la emergencia de las larvas. Si se les expone a una fuente de luz, tienden a agruparse, producir seda



y formar montones (ilustrados en la Figura 15) los cuales son difíciles de dispersar cuando se trata de lograr una mezcla uniforme de larvas y gránulos.

Con el TSOM, las masas de huevos se colocan en una caja de plástico a la que se le ha acomodado bien un cedazo de alambre en el fondo, Figura 16. Estas larvas no son tan fuertemente fototácticas positivas, pero sí hidrotácticas y esta característica se usa para separar las larvas de la capa de masas de huevos sin nacer. Se coloca una toalla de papel humedecida en el fondo de la caja externa y las larvas se arrastran a través del cedazo hacia la fuente de humedad. Si no se hace esto, las larvas tienden a quedarse en la capa de masas de huevos sin brotar.

Los huevos que no han brotado, pueden ser separados de las larvas removiendo rápidamente la caja interna y sacando con una brocha las pocas larvas que aún se arrastran sobre ella antes de hacerla a un lado o bien colocándolos en un recipiente cilíndrico de plástico vacío, para su incubación posterior. Si algunas larvas no se han dispersado de la capa de masas de huevos, se las separa de la misma echando las masas de huevos en una toalla de papel. Después de unos pocos minutos, las masas se echan dentro de otra toalla y las larvas que se arrastran por la toalla pueden ser transferidas a una botella mezcladora con una brocha o golpeando ligeramente.

Se agrega una pequeña cantidad de gránulos de olote de maíz al recipiente cilíndrico de plástico y las larvas son mezcladas rotando suavemente la caja. La mezcla de varias cajas de emergencia se acumula en una botella de plástico grande (2 a 20 L), dependiendo del número de larvas y de plantas a ser infestadas. Después de mezclar prolijamente, se constata la concentración contando varias entregas de muestra del bazooka. Si la cantidad de gránulos se registra, se puede hacer una serie de diluciones fácilmente, hasta que se logre el número de larvas deseado por

### *Diatraea grandiosella*-SWCB



Figura 16. Envase con masas de huevos en el estado de cabeza negra, listos para infestación de campo.





Figura 17. Plantas siendo infestadas con *D. grandiosella*.



Figura 18. Infestación durante la ántesis.

descarga. Un método alternativo para preparar la mezcla de larvas y gránulos si las masas de huevos no se remueven de los papeles para depósito de los huevos, ha sido descrito por Davis y Williams (1980).

En el CIMMYT nosotros infestamos rutinariamente todas las especies de taladradores con alrededor de 30 a 40 larvas por planta, aplicadas en 3 a 4 pasadas sucesivas con cerca de 10 larvas por entrega. Nuestros datos (Cuadro 1) indican que tres descargas por planta da una uniformidad aceptable. Es posible una uniformidad mayor, pero no justifica el tiempo y el esfuerzo para pasadas adicionales.

**Cuadro 1. Variación de planta a planta en el número de taladradores de la caña de azúcar, con aplicaciones sucesivas de larvas usando bazookas.**

	Número de aplicaciones						
	1	2	3	4	5	6	7
Media	8	17	28	36	43	50	57
D.E.	5	5	6	7	8	9	10
C.V.	55	31	22	19	18	19	17

Para reducir a un mínimo la variación que puede ser usada por la persona que hace la infestación, diferentes personas pasan por la sección del vivero durante las diferentes pasadas.

En el CIMMYT, para infestar maíz simulando el ataque de la primera cría (Figura 17), se realiza la infestación en plantas en el estado de seis a ocho hojas completamente expandidas durante la ántesis (Figura 18); se infestan las axilas de la hoja en el nudo de inserción de la mazorca y de una arriba y otra abajo de la mazorca; en el caso del sorgo, esto se realiza echando la mezcla en la panícula. Cuando se hacen las infestaciones de segunda camada, debe tenerse cuidado de no golpear las plantas durante unos pocos minutos, de tal manera que las larvas tengan tiempo de fijarse por sí solas a la planta.

La evidencia de la utilidad y adaptabilidad de esta técnica, viene de su rápida y amplia adopción para el manejo de varias especies de lepidópteros plaga en varias especies vegetales (Davis y Oswalt, 1979; Davis y Williams, 1980; Hall *et al.*, 1980; Wiseman *et al.*, 1980).



Figura 19. Plantas que muestran reacción susceptible (izquierda) a resistencia intermedia (derecha) a TSOM.

En el cuadro 2 se enumeran las escalas de calificación y cuantificación del daño, usadas para categorizar el comportamiento de las plantas (resistentes o susceptibles) después de la infestación en el campo o en el invernadero. En la Figura 19 se ilustran plantas que van desde susceptibles, hasta medianamente resistentes.

Para evaluar la resistencia a la comedura de la hoja (hecho por las primeras crisálidas de la mayoría de las especies de taladradores), la mayoría de los entomólogos usan escalas estándar de uno a nueve (Guthrie *et al.*, 1965; 1960; Davis, 1980; Dolinka *et al.*, 1973; Ortega *et al.*, 1980).

La resistencia a la comedura en la vaina y en el cuello de la hoja (usualmente hechas por crisálidas tempranas de la segunda camada de larvas de taladrador) también es evaluada usando una escala con clases uno a nueve (Guthrie, 1982).

## evaluación del daño

**Cuadro 2. Escalas de valoración del daño, comúnmente usadas para la evaluación y desarrollo de la resistencia a las especies de taladradores plaga del maíz.\***

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

Menos dañada ..... Más dañada  
 Excelente ..... Muy buena ..... Buena ..... Regular ..... Pobre ..... Inaceptable  
 Altamente resistente ..... Resistente ..... Medianamente Resistente ..... Susceptible

Grupo de Insectos	Parte dañada de la planta					Referencia **		
Comedores de follage taladradores de tallo ( <i>Ostrinia</i> , <i>Chilo</i> , <i>Diatraea</i> )	Hoja	(1)	Sin daño o pocos agujeritos	(4)	Varias hojas con agujeros y pocas lesiones alargadas	(7)	Lesiones largas comunes en la mitad de las hojas	12
		(2)	Pocos agujeros en pocas hojas	(5)	Varias hojas con lesiones largas	(8)	Lesiones largas comunes en 1/2 a 2/3 de las hojas	13
		(3)	Agujeros en varias hojas	(6)	Varias hojas con lesiones > 2.5 cm.	(9)	Mayoría de las hojas con lesiones largas	14 15
	Hoja	(1)	Agujeritos raros, esporádicos	(4)	Agujeros tamaño cabeza de fósforo y pocas lesiones largas	(7)	Agujeros más grandes que cabezas de fósforo, raros o esporádicos	16
		(2)	Agujeritos intermedios	(5)	Agujeros cabeza de fósforo intermedios	(8)	Intermedios	
		(3)	Muchos agujeritos	(6)	Muchos agujeros cabeza de fósforo	(9)	Muchos agujeros mayores que cabezas de fósforo	
Vaina.....Número acumulativo de lesiones donde una lesión = comedura de 1/2 distancia alrededor del tallo..... (10 lesiones por planta)								
Tallo ..... Número acumulativo de "cavidades" donde una cavidad = 2.5 cm de túnel en el tallo..... 17								

\* Adaptado del Cap. 16, *Breeding Plants Resistant to Insects*. Maxwell, F.G. and P.R. Jennings (Eds.). John Wiley and Sons, NY 683 pp.

\*\* 12, Guthrie *et al.*, 1960; 13, Starks y Doggett, 1970; 14 Davis *et al.*, 1973; 15, Mihm *et al.*, sin publicar; 16, Dolinka *et al.*, 1973; 17, Guthrie, 1974.

La resistencia a la taladradura del tallo se evalúa contando las cavidades, donde una pulgada de daño al tallo es igual a una cavidad (Guthrie, 1982), el número de entrenudos dañados o el número de huecos de salida por planta (Peairs, 1977; Hershey, 1978). El recuento de las panojas quebradas, las plantas acamadas como resultado del daño causado por el taladrador al tallo del maíz o ambas cosas, también se hace ocasionalmente (Chiang y Hudon, 1976).

La resistencia al daño de la mazorca se evalúa por el daño a los granos, la cantidad de olotes perforados y el daño al pedúnculo (Galt, 1977; Grier y Davis, 1980). Ocasionalmente se registra el porcentaje de mazorcas colgantes y es de importancia especialmente si el maíz se cosecha a máquina.

Las técnicas y la experiencia descritas en este boletín para la crianza masiva y la infestación eficientes, han mostrado ser adaptables a otras especies de cultivos y plagas y también a la selección y mejoramiento dentro de iniciativas en otras partes del mundo. El objetivo final en la aplicación de estas técnicas dentro de cualquier programa de crianza en masa e infestación eficientes, es identificar genotipos resistentes para su uso inmediato o para identificar los genotipos (plantas) más resistentes para su uso en el programa de mejoramiento genético. Variedades con una resistencia mejorada, pueden servir como uno de los principales componentes en los esfuerzos por manejar las especies de *Diatraea* u otras especies de plagas y sus poblaciones.

## conclusión

### Registro de Verificación de Dietas

(Dietas para Taladrador Sudoccidental del Maíz, *D. grandiosella*; Taladrador de la Caña de Azúcar y Taladrador Neotropical del Maíz, *D. saccharalis* y *D. Lineolata*)

Proveedor	ICN Farm.	Bio-Serv	Lote No.	Ingredientes	Cantidad para hacer 10 Kg de dieta	TSOM	TCA	TNM	Día	Mes	Año							
1				Agua	5.2 lts.	5.2 lts.												
2				Agar	100 g	100 g												
3				Dieta prep. Vanderzant	850 g	850 g												
4				Gránulos olote maíz (estéril)	250 g	250 g												
5				Levadura de cerveza o Torula	250 g	—												
6				Germen de trigo	200 g	200 g												
7				Agua fría	3.5 lts.	3.5 lts.												
8				Cloruro de Colina	20 g	20 g												
9				Acido ascórbico	20 g	20 g												
10				Metil p-Hidroxibenzoato	15 g	15 g												
11				Acido propiónico	50 ml	50 ml												
12				Mezcla de vitaminas	150 ml	150 ml												
13				Formaldehído	25 ml	—												
14				Aureomicina	30 g	40 g												
15				Estreptomina	0.5 unit	1 unit												
16				Acido sórbico	5 g	5 g												
17				Polvo de panoja estéril	200 g	200 g												
18				Otros ingredientes si se usan														
19																		

## bibliografía

- Brewer, F.D. y D.F. Martin. 1976. Substitutes for agar in a wheat germ diet used to rear the corn earworm and the sugarcane borer. *Ann. Ent. Soc. Amer.* 69(2):255-6.
- Centro Internacional de Mejoramiento de Maíz y Trigo, 1977. Informe del CIMMYT, 1977. El Batán, México. 99 pp.
- Chatterji, S.M., K.H. Siddiqui, V.P.S. Panwar, G.C. Sharma, W.P. Young. 1968. Rearing of the maize stem borer, *Chilo zonellus* Swinhoe on artificial diet. *Indian J. Gnt.* 30(1):8-12.
- Chiang, H.C. y M. Hudon. 1976. A study of maize inbred lines for their resistance to the European corn borer, *Ostrinia nubilalis* (Hübner) *Phytoprotection.* 57:36-40.
- Dolinka, B., H.C. Chiang, y D. Hazistevic. (Eds.) 1973. Report of the International Project on *Ostrinia nubilalis*, Phase I, Results 1969 and 1970. Info. Centre of Ministry of Agric. and Food. Budapest, Hungría. 168 pp.
- Davis, F.M. 1976. Production and handling of eggs of southwestern corn borer for host plant resistance studies. *USDA Tech. Bull.* 74, 11 pp.
- Davis, F.M. 1980. Fall armyworm plant resistance programs. *Fla. Entomol.* 73(4):420-21.
- Davis, F.M. 1982. Southwestern Corn Borer: Oviposition cage for mass production. *J. Econ. Entom.* 75(1):61-63.
- Davis, F.M. y T.G. Oswalt. 1979. Hand inoculator for dispensing lepidopterous larvae. *US Res. Serv. A.A. T.-S-9:5* pp.
- Davis, F.M. G.E. Scott, y C.A. Henderson. 1973. Southwestern corn borer: preliminary screening of corn genotypes for resistance. *J. Econ. Entomol.* 66:503-506.
- Davis, F.M. y W.P. Williams, 1980. Southwestern Corn Borer: Comparison of techniques for infesting corn for plant resistance studies. *J. Econ. Entomol.* 73(5):704-706.
- Galt, D.L. 1977. Economic weights for breeding selection indices: Empirical determination of the importance of various pests affecting tropical maize. Ph.D. Thesis. Cornell University, Ithaca, NY. 407 pp.
- Grier, S.L. y D.W. Davis. 1980. Infestation procedures and heritability of characters used to estimate ear damage caused by second brood European corn borer (*Ostrinia nubilalis* Hubner) on corn. *J. Am. Soc. for Hort. Sci.* 105(1):3-8.
- Guthrie, W.D. 1974. Techniques, accomplishments and future potential of breeding for resistance to European Corn Borer in corn. *In Proc. Summer Institute Biological Control Plants, Insects, and Diseases.* F.G. Maxwell and F.A. Harris (Eds.) pp. 359-380. Univ. of Miss. Press, Jackson, MS.

- 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. Proc. "International Short Course in Host Plant Resistance." Texas A & M Univ., College Station, Texas. 605 pp.
- Guthrie, W.D. 1982. Progress update in HPR (European Corn Borer). Fifth Biennial Plant Resistance Workshop, Feb. 24-26 1982. Brownsville, Texas.
- Guthrie, W.D., F.F. Dickie y C.R. Nieswander, 1960. Leaf and sheath feeding resistance to the European corn borer in eight inbred lines of dent corn. Ohio Agric. Exp. Sta. Res. Bull. 869:38 pp.
- Guthrie, W.D. y S.W. Carter. 1972. Backcrossing to increase survival of a laboratory culture of the European corn borer on field corn. Ann. Ent. Soc. Amer. 65:108-102.
- Guthrie, W.D., J.L. Huggans y S.M. Chatterji, 1969. Influence of corn pollen on the survival and development of second brood larvae of the European corn borer. Iowa St. Sci. 44:185-192.
- Guthrie, W.D. J.L. Jarvis, G.L. Reed y M.L. Lodholz. 1982. Plant damage and survival of European corn borer cultures reared for 16 generations on maize plants and for 120 generations on a meridic diet (one generation per year on resistant or susceptible maize plants, eight generations per year on the diet). J. Econ. Entomol. 75(1):134-136.
- Guthrie, W.D., E.S. Raun, F.F. Dicke, G.R. Pesho y W.W. Carter. 1965. Laboratory production of European corn borer egg masses. Iowa State J. of Sci. 40(1): 65-83.
- Hall, P.K. W.L. Parrott, J.N. Jennings y J.C. McCarty. 1980. Use of tobacco budworm eggs and larvae for establishing field infestations on cotton. J. Econ. Entomol. 73:393-395.
- Hershey, C.L. 1978. Resistance of tropical maize to fall armyworm (*Spodoptera frugiperda* J.E. Smith) and sugar cane borer (*Diatraea saccharalis* F.): Evaluation techniques and potential for genetic improvement. Ph.D. Thesis. Cornell Univ., Ithaca, NY. 233 pp.
- 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.
- Mihm, J.A. 1983. Techniques for efficient mass rearing and infestation of fall armyworm, *Spodoptera frugiperda* J.E. Smith, for host plant resistance studies. CIMMYT, El Batán, México.
- Ortega, A., S.K. Vasal, J.A. Mihm, and C. Hershey. 1980. Chapter 16. Breeding for Insect Resistance in Maize. pp. 371-419. *In* Maxwell, F.G. y P.R. Jennings (Eds.). Breeding plants resistant to insects. John Wiley and Sons, NY. 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 Mexico. Ph.D. Thesis. Cornell Univ., Ithaca, NY. 176 pp.

- Reed, G.L., W.B. Showers, J.L. Huggans, y W.W. Carter. 1972. Improved procedures for mass rearing the European corn borer. J. Econ. Entomol. 65(5):1473-1476.
- Singh, P. 1977. Artificial diets for insects, mites, and spiders. Plenum Publ. Co. New York 594 pp.
- Starks, K.J. y H. Doggett. 1970. Resistance to a spotted stem borer in sorghum and maize. J. Econ. Entomol. 63:1790-1795.
- Van Dinther, J.B.M. y P.A. Goosens. 1970. Rearing of *Diatraea saccharalis* on diets in Surinam. Ent. Exp. and App. 13:320-326.
- Wiseman, B.R., F.M. Davis, and J.E. Campbell. 1980. Mechanical infestation device used in fall armyworm resistance programs. Fla. Entomologist. 63(4):425-432.



*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 a los taladradores del tallo del maíz *Diatraea* sp. 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 (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, 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 Comisión Económica Europea, 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