

270106  
7  
2ej

**UNIVERSIDAD AUTONOMA DE GUADALAJARA**  
INCORPORADA A LA UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO  
**ESCUELA DE BIOLOGIA**



**"EFECTOS DEL MANEJO DE LAS PUPAS COMO FACTOR DETERMINANTE  
DE CALIDAD EN LA CRIA MASIVA DE MOSCA DEL MEDITERRANEO"**

**TESIS PROFESIONAL**  
QUE PARA OBTENER EL TITULO DE  
**BIOLOGO**  
P R E S E N T A

**DINA HERLINDA SUSANA OROZCO DAVILA**

**GUADALAJARA, JAL.**

**1989**

**TESIS CON  
FALLA LE ORIGEN**



## **UNAM – Dirección General de Bibliotecas Tesis Digitales Restricciones de uso**

### **DERECHOS RESERVADOS © PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL**

Todo el material contenido en esta tesis está protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

## INDICE

	Paginas
<b>CAPITULO I.</b>	
<b>INTRODUCCION .....</b>	<b>11</b>
<b>CAPITULO II.</b>	
<b>REVISION BIBLIOGRAFICA.....</b>	<b>15</b>
<b>CAPITULO III.</b>	
<b>MATERIAL Y METODO.....</b>	<b>36</b>
<b>CAPITULO IV</b>	
<b>RESULTADOS.....</b>	<b>49</b>
<b>CAPITULO V.</b>	
<b>DISCUSION.....</b>	<b>56</b>
<b>CAPITULO VI.</b>	
<b>CONCLUSIONES.....</b>	<b>58</b>
<b>CAPITULO VII.</b>	
<b>RESUMEN.....</b>	<b>59</b>
<b>CAPITULO VIII.</b>	
<b>CITAS BIBLIOGRAFICAS.....</b>	<b>60</b>

## INDICE DE FIGURAS

FIGURA	Pagina
1	ADULTO DE <u>C. capitata</u> .....23
2	HUEVECILLO DE <u>C. capitata</u> .....23
3	LARVAS DE <u>C. capitata</u> .....23
4	PUPAS DE <u>C. capitata</u> .....24
5	CICLO BIOLÓGICO DE <u>C. capitata</u> .....24
6	VISTA LATERAL DE LA SALA DE REPRODUCTORES. LABORATORIO DE CRIA Y ESTERILIZACION. METAPA, CHIS..... 31
7	COLECTA DE HUEVECILLOS. LABORATORIO DE METAPA, CHIS.....31
8	VISTA LATERAL DEL BANCO DE HUEVECILLOS LABORATORIO DE CRIA Y ESTERILIZACION. METAPA, CHIS.....31
9	INGREDIENTES QUE COMPONEN LA DIETA LARVARIA DE <u>C. capitata</u> . METAPA, CHIS. ....32
10	DISTRIBUCION DE LA DIETA LARVARIA LABORATORIO DE CRIA Y ESTERILIZACION. METAPA, CHIS.....32
11	SIEMBRA DE HUEVECILLOS DE MOSCA DEL MEDITERRANEO EN DIETA. METAPA, CHIS.....33
12	ANAQUELES CUBIERTOS CON PLASTICO. LABORATORIO DE METAPA, CHIS.....33
13	SEPARACION DE LARVAS POR EL METODO DE "TOMBOLAS". METAPA, CHIS.....34
14	SEPARACION DE LA PUPA DEL MEDIO INERTE METAPA, CHIS.....34
15	VISTA HORIZONTAL DEL ROTADOR. LABORATORIO DE CRIA Y ESTERILIZACION. METAPA, CHIS.....35
16	RECIPIENTE DE PLASTICO (PRUEBA DE EMERGENCIA) LABORATORIO DE CONTROL DE CALIDAD. METAPA, CHIS.....47

17	JAUJA DE PLEXIGLASS (PRUEBA DE INDICE DE V.) LABORATORIO DE CONTROL DE CALIDAD. METAPA, CHIS.....	48
18	PARAMETROS DE CALIDAD DE LOS TRATAMIENTOS A....	53
19	PARAMETROS DE CALIDAD DE LOS TRATAMIENTOS B....	54
20	PARAMETROS DE CALIDAD DE LOS TRATAMIENTOS C....	55

## INDICE DE CUADROS

CUADRO	Paginas
1 PROMEDIO DE PARAMETROS DE CALIDAD DE LOS TRATAMIENTOS A1,A2,A3.....	49
2 PROMEDIO DE PARAMETROS DE CALIDAD DE LOS TRATAMIENTOS B1-B8.....	50
3 PROMEDIO DE PARAMETROS DE CALIDAD DE LOS TRATAMIENTOS C2-C8.....	51
4 CUADRO COMPARATIVO DE LOS RESULTADOS OBTENIDOS POR TRATAMIENTO.EMERGENCIA MOSCAS VOLADORAS.....	52
5 CONDICIONES AMBIENTALES A LAS QUE ESTUVIERON SOMETIDOS LOS TRATAMIENTOS.....	52

## CAPITULO I

### INTRODUCCION

La Mosca del Mediterráneo, Ceratitis capitata (Weidemann), está considerada como una de las plagas más devastadoras del mundo, ya que ataca a cerca de 200 frutos y vegetales, por lo que si la mosca llegara a establecerse en México, las pérdidas en forma estimativa alcanzarían anualmente hasta 51,600 millones de pesos por daños directos a la producción y 86,000 millones de pesos por restricciones a la exportación de los productos afectados.

Su presencia en Centro América se debe a una introducción accidental en Costa Rica en 1955, invadió a Nicaragua en 1960, a Panamá en 1963, a el Salvador en 1975 y Guatemala en 1976. Desde que fué detectada en el Salvador, México intensificó las medidas de detección y cuarentena exterior de su programa preventivo existente desde 1927, (para moscas de la fruta como la mosca del melón, la oriental y la del Mediterráneo).

El 31 de Enero de 1977, en el área del Soconusco del Estado de Chiapas, se detectó por primera vez en México un especimen en estado adulto de esta plaga, motivando que se tomaran medidas de combate emergentes utilizando el combate

químico (aspersión de insecticida-cebo en forma aérea y terrestre), el combate cultural (recolección de frutos caídos, muestreo de frutos sospechosos y muestreo del suelo), combate legal (cuarentena interior y exterior) y se incremento la red de trapeo ya existente.

Dada la importancia que reviste para nuestro país, la introducción y establecimiento de Ceratitis capitata (Weidemann), La Secretaría de Agricultura y Recursos Hidráulicos (S.A.R.H.), creó el Programa de Control y Erradicación de la Mosca del Mediterraneo, con sede en Tapachula, Chiapas.

La organización e implementación de este Programa está basada en el uso de las técnicas más avanzadas de control y erradicación: teniendo como pilar la Técnica del Insecto Estéril (TIE). Para su desarrollo se construyó en Metapa de Domínguez, Chiapas, el Laboratorio de Cría y Esterilización de Mosca del Mediterráneo.

La Técnica del Insecto Estéril (TIE) ha sido objeto de amplias investigaciones, por ser uno de los componentes principales de los sistemas de manejo integral contra plagas. Esta técnica consiste en la cría masiva artificial del insecto plaga para esterilizarlo y liberarlo en áreas infestadas y así anular su reproducción.



La técnica es aceptable desde el punto de vista ambiental ya que es altamente específica y adaptable a las campañas de lucha contra poblaciones poco densas en zonas delimitadas y comparable en cuanto a eficacia en función del costo con las técnicas tradicionales.

En los programas donde se maneja la técnica del insecto estéril, el objetivo generalmente es la erradicación de la plaga en cuestión. Para lograr lo anterior, deben criarse y liberarse grandes cantidades de especímenes estériles, para así obtener en el campo relaciones favorables de insectos estériles a silvestres, y por lo tanto minimizar las probabilidades de apareamiento entre machos y hembras silvestres.

Para que este control se realice con óptimos resultados, el insecto estéril criado debe reunir los máximos atributos de calidad para cumplir con su objetivo de competir ventajosamente con la población de moscas silvestres.

Por lo tanto es necesario que el adulto presente parámetros de calidad como habilidad para volar, longevidad, agresividad sexual, habilidad para dispersarse, etc. Para esto, es necesario que el manejo que reciba durante la cría sea el apropiado.

Cualquier causa que baje la calidad del insecto durante el proceso de cría sería fatal para el Programa, por lo que el presente trabajo se hizo con el objetivo de determinar el daño ocasionado al adulto por el manejo de la pupa durante el proceso de cría.

## CAPITULO II

### REVISION BIBLIOGRAFICA

#### 2.1 DISTRIBUCION.

La Mosca del Mediterráneo Ceratitis capitata, originaria de Africa Oriental (15), se encuentra ampliamente distribuida por los cinco continentes, debido a su amplia capacidad de adaptación y reproducción (9).

Inicialmente se reportó como una plaga de importancia económica para la fruticultura en la cuenca del Mar Mediterráneo (7).

Actualmente se encuentra establecida en América del Sur: Argentina, Brasil, Colombia, Las Guayanas, Ecuador, Paraguay, Perú, Bolivia, Uruguay y Venezuela. América Central en toda su extensión.(4).

#### 2.2. HOSPEDERAS.

La Mosca del Mediterráneo infesta generalmente aquellos frutos en condiciones maduras que presentan pericarpio delgado, pulposo y sin secreciones tóxicas (9). Por muchos años se ha manejado una lista de mas de 200 hospederas de Mosca del Mediterráneo, encontrándose en nuestro país la mayoría de estas.

Dentro de los frutales que mas severamente se verían atacados en el caso de un establecimiento de la plaga en México están todas las especies de cítricos, especies de frutales de clima templado (manzana, durazno, chabacano, pera, ciruela, tejocote, membrillo, etc.), además de higo guayaba, mango y otros.

Dentro de las especies hortícolas se pueden citar principalmente jitomate y chile; sin contar una innumerable cantidad de frutas tropicales. Las hospederas, donde se detectó la Mosca del Mediterráneo en Chiapas, hasta enero de 1982,(29) fueron:

NOMBRE COMUN	NOMBRE CIENTIFICO
BARICOCO	<u>Micropholis mexicana</u> L.
CAIMITO	<u>Chrysophilum caimito</u> L.
CAFE	<u>Coffea arabica</u> L.
CHICOZAPOTE	<u>Achras sapota</u> L.
GUAYABA	<u>Psidium guajava</u> L.
MANDARINA	<u>Citrus reticulata</u> B.
NARANJA AGRIA	<u>Citrus aurantium</u> L.
NARANJA DULCE	<u>Citrus sinensis</u> Osb.
POMELO	<u>Citrus grandis</u> Osb.
POMAROSA	<u>Eugenia jambos</u> L.

23. TAXONOMIA

REINO: ANIMAL

PHYLLUM: ARTHROPODA

CLASE: HEXAPODA

SUBCLASE: PTERIGOTA

ORDEN: DIPTERA

SUB-ORDEN: CYCLORRAPHA

SUPERFAMILIA: TEPHRITOIDEA

FAMILIA: TEPHRITIDAE

SUB-FAMILIA: TEPHRITINAE

GENERO: Ceratitis

ESPECIE: capitata  
(Wiedemann)

NOMBRE COMUN: MOSCA DEL MEDITERRANEO

#### 2.4. BIOLOGIA Y HABITOS.

La Mosca del Mediterráneo al igual que todos los dípteros presenta metamorfosis completa (5).

ADULTO. (figura 1) La mosca emerge con la ayuda de un órgano frontal llamado ptilinum, mide de 3 a 5.5 mm., es de color amarillento con coloraciones cafés especialmente en el abdómen, patas y alas. Los machos tienen un par de cerdas tipo espatulada cerca del margen de los ojos. El tórax es color crema o amarillo con un patrón característico de bandas negras. El abdómen presenta forma oval color amarillento con dos bandas cruzadas color plata. Las alas usualmente se conservan en posición inclinada hacia abajo, son transparentes y presentan manchas amarillentas, negras y cafés formando bandas (1).

De acuerdo a las condiciones ecológicas, la mosca en estado adulto puede vivir varios meses. Normalmente su longevidad es de uno a dos meses pero puede ser hasta de diez meses en áreas templadas y frías; sus movimientos son orientados en respuesta al cortejo, a la fructificación o maduración de hospederas, así como a la búsqueda de sustancias alimenticias (7).

Las hembras alcanzan su madurez sexual entre los cuatro y cinco días después de la emergencia (1), por lo general requieren de una sola cópula para la fertilidad de sus huevecillos pero pueden aceptar más. La oviposición puede ocurrir al cuarto o quinto día después de la emergencia, cuando la temperatura es cálida, sin embargo a un rango entre 20-22 °C ésta se puede llegar a realizar hasta el décimo día; generalmente ponen de 4 a 10 huevecillos por ovipostura. Por lo general, cada hembra pone hasta 22 huevecillos al día. Durante toda su vida el promedio de huevecillos óvpositados es de 300, pero bajo condiciones óptimas puede poner hasta 800, aunque no todos son viables (9). Esta oviposición suele ser en las primeras horas del día y en el lado soleado del fruto. Cuando las condiciones climáticas son adversas no se efectúa la oviposición (4).

Los machos maduran sexualmente a los tres o cuatro días y como característica de este estado se destaca el movimiento de las alas y el arqueado del último segmento abdominal, secretando una gota cristalina ligeramente amarilla (9). La cópula se efectúa a los dos días siguientes prefiriendo para el acto, posarse en el envés de la hoja. En los días nublados o lluviosos las cópulas disminuyen (21).

**HUEVECILLOS.** (figura 2) Los huevecillos son alargados, elípticos, de color blanco brillante y miden 1 mm de longitud (31).

El período de incubación es de 2 a 7 días bajo condiciones de temperatura de verano, aunque puede prolongarse hasta 20 ó 30 días. La mortalidad embrionaria varía en relación a los frutos utilizados para ovipositar, siendo mayor en aquellos con pericarpio duro y grueso y en cítricos con exceso de aceite esencial como el limón, o con resinas como el platano verde o latex en la papaya verde (9).

**LARVA.** (figura 3) La larva es alargada con la cabeza terminada en punta. El tamaño del primer estadio es de 1 mm o menos y el cuerpo es transparente. En su segundo estadio se caracteriza por un rápido crecimiento alcanzando un tamaño de 6.8 a 8.2 mm, el cuerpo presenta un color blanco opaco o bien la coloración del alimento ingerido.(31)

Al efectuarse la eclosión del huevecillo, la larva inmediatamente empieza a alimentarse, excava hacia el interior de la fruta (9), haciendo galerías en todas direcciones; su desarrollo se completa de 6 a 11 días (14 °C a 26° C), aunque esto depende de la temperatura y de la clase y condición del fruto, en algunos cítricos como limas y limones, las larvas alcanzan su madurez en un rango de 16



a 24 días (10,31).

Al terminar el período de alimentación la larva abandona el fruto saltando, fenómeno muy característico, aunque no exclusivo de esta especie y busca un lugar adecuado para enterrarse a una profundidad de 1 a 2.5 cm. Si no queda protegida por tierra, hojarasca o algún otro material, pupan y mueren al quedar expuestas sin ninguna protección. La pupación puede ocurrir también en cajones fruteros y en ocasiones en el interior del fruto (9).

**PUPA.** (figura 4) La pupa es cilíndrica, mide de 4 a 4.3 mm de longitud; de color variable de rojo oscuro a café (31)

El período pupal dura de 6 a 13 días a un rango de temperatura de 26 a 29 °C, aunque éste puede incrementarse hasta 19 días cuando la temperatura baja a rangos entre 20 y 22 °C (1). La humedad, textura y condición general del suelo tienen poco efecto sobre la duración pupal pero lo tienen muy marcado sobre la supervivencia.

La Mosca del Mediterráneo puede tener 10 generaciones o más al año, las que se suceden sin interrupción en lugares donde abunda el alimento, ya se trate de plantas silvestres o cultivadas, especialmente en condiciones de clima tropical (9).

El ciclo completo tarda de 17 a 29 días en promedio.  
Este se representa gráficamente en la figura 5.



Figura 1  
Adulto de *C.*  
*capitata*



Figura 2  
Huevecillos  
*C. capitata*

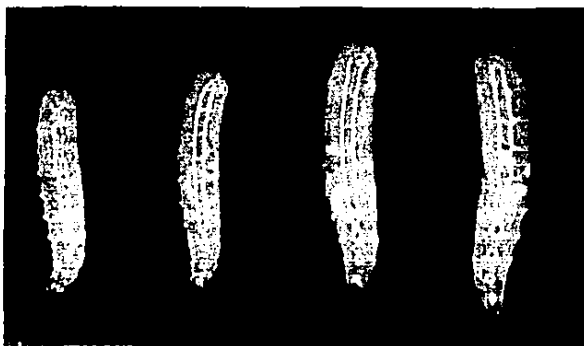


Figura 3  
Larvas de  
*C. capitata*



Figura 4. Pupas de *C. capitata*

CICLO BIOLÓGICO DE LA MOSCA DEL MEDITERRANEO

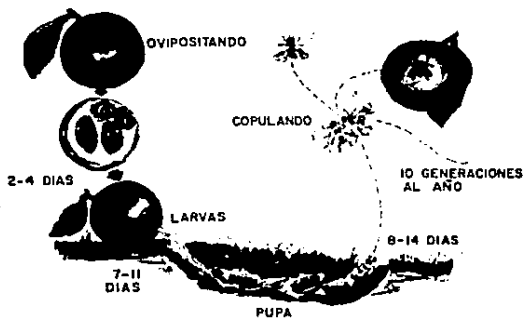


Figura 5. Ciclo Biológico Mosca del Mediterráneo.

2.5 METODO DE CRIA UTILIZADO EN EL LABORATORIO EN  
METAPA DE DOMINGUEZ, CHIAPAS.

(METODO METAPA)

El punto de partida para producción en masa de la Mosca del Mediterráneo es el area de reproductores, en la cual aproximadamente un 7% de la pupa producida por el laboratorio es empleada como pie de cría para la obtención de huevecillos.

PREPARACION DE JAULAS. Diariamente se preparan de 5 a 6 jaulas .Primeramente a los bebederos les es colocado en las ranuras papel filtro absorbente, enseguida a cada bebedero se le colocan tapones los cuales tienen una entrada y salida de agua. Ya colocados los bebederos en las jaulas se revisa que todos los tapones, mangueras y broches de seguridad, estén correctamente instalados para evitar escape de moscas y fugas de agua. Se procede a conectar la toma de agua con una manguera en la entrada del bebedero superior de la jaula procurando abrir la llave lentamente teniendo la precaución de que no se derrame agua en el interior de la jaula, llenándose así los bebederos.

En seguida son cargadas cuatro charolas por jaula, con 1.8 ó 2 litros de pupa de la mejor calidad y próxima a emerger. Cada charola tiene tres rejillas de alambre donde

es colocado el alimento (proteína hidrolizada más azúcar, 1:2, 6 kilos por jaula). Ya colocadas las charolas en sus respectivos lugares, se procede a cerrar las puertas y sellarlas con el propósito de evitar algunas fugas.

Preparadas todas las jaulas se colocan en el riel exterior, atrás de las próximas a entrar en oviposición, en este paso se dejan tres días fuera de los canales colectores con el fin de que el primer día emerjan los adultos, al segundo y tercer día maduren sexualmente comenzando la cópula. Al cuarto día son pasados al canal de colección que les corresponde durando aquí 9 días en oviposición. (figura 6)

**COLECTA DE HUEVECILLOS.** La colecta de huevecillos se realiza con intervalos de 12 horas, procediendo de la siguiente manera: (figura 7)

Se colecta del canal 1 al 9 uno por uno, cada canal que va a ser colectado; le es abierto el tapón de salida, procediendo inmediatamente a colocarle la bolsa de tela (la cual permite el flujo de agua y retiene los huevecillos) quedando fuertemente amarrada al tubo, es colocado un tapón de hule en la parte anterior del canal y otro cerca de la salida con el propósito de que el agua fluya lentamente evitando así derramamiento del líquido. Ya que ha salido toda el agua, se procede a coleccionar los huevecillos que han

quedado en el canal por medio de una pistola para agua conectada a una manguera, son arrastrados desde el fondo del canal lentamente hasta la zona colectora, ya que ha salido todo, se procede a retirar la bolsa de colección; inmediatamente son lavados en un vaso de precipitado de 2 litros y medidos en una probeta de 500 ml, esperando que su asentamiento sea normal para que a su vez sea medido exactamente. Los huevecillos se distribuyen en cantidades de 250 ml, por botellón. A cada botellón con huevecillo, se le agregara la cantidad de 4,750 ml de agua (aforando a 5 litros). Los botellones son trasladados al banco de huevecillos para su maduración, (figura 8).

PREPARACION DE DIETA LARVARIA. (figura 9) La dieta larvaria esta constituida por los siguientes ingredientes:

INGREDIENTES	CANTIDAD/TONS
Bagazo de betabel	110 kg
Azúcar	150 kg
Salvado de trigo	79 kg
Benzoato de sodio	5 kg
Acido clorhídrico concentrado	6 lt
Levadura de torula	100 kg
Agua	550 lt
<hr/>	
TOTAL	1,000

CARGADO DE CHAROLAS. Se depositan 10 kg de dieta por charola distribuyéndola uniformemente con una espátula y posteriormente se siembra. (figura 10)

SIEMBRA. Los huevecillos que presentan un porcentaje de eclosión óptimo (0 a 10 %) son transferidos al botellón utilizado para la siembra y se les añade 2 gr de agar-agar para asegurar una distribución homogénea en el agua. Dependiendo de la densidad de siembra deseada y el tamaño del huevecillo se mide en un vaso de precipitado el volumen de solución, vaciándose sobre las charolas y asegurando que caiga la solución a lo largo de toda la parte central de la charola (figura 11).

PREPARACION DE ANAQUELES . Después de sembrada la dieta, las charolas se pasan a los anaqueles.

Para mantener buena humedad en los anaqueles y así asegurar la eclosión de los huevecillos que aún no habían eclosionado al momento de la siembra, se cubren dichos anaqueles con plástico y sobre éste se le pone una malla de mosquitero para prevenir la infestación de Drosophila sp. Los anaqueles son depositados en el cuarto de larvas durando aquí 8 días. Al cuarto día se quita el plástico para evitar altas temperaturas. (figura 12)



SEPARACION DE LARVAS. Se utiliza el método conocido como el de "tómbolas". Las tómbolas de separación presentan seis caras planas y perforadas (10 mm) y su operación está determinada por marcadores de tiempo de rotación y paro. Para evitar la salida de la dieta es necesario adicionar una tela con un orificio menor (2 x 2 mm). El proceso de separación se inicia cuando las larvas en la charola con dieta han logrado la madurez adecuada, para lo que hay que tener en consideración los siguientes aspectos:

-Si ha transcurrido de 5 a 8 días después de la siembra.

-Si la dieta no presenta alta temperatura y si las larvas han empezado a salir a la superficie.

-Si la coloración y el tamaño de la larva es uniforme.

-Si se observan algunas pupas sobre la dieta.

La cantidad de charolas que puede vaciarse es de 48 y el tiempo de estancia en la tómbola es de 8 a 10 horas; a continuación se coloca una lámpara de luz fría, con la finalidad de que la larva sea atraída y salga de la tómbola. La colecta se efectúa cada dos horas; colectadas las larvas se colocan en charolas o cribas 2 litros de larva en cada criba utilizándose como sustrato de pupación

vermiculita en una proporción 1:1 en base a volúmen.  
(figura 13)

MADURACION DE PUPAS. Se busca la fecha de pupación en las cribas y aquellas que tienen 96 horas de pupación se separarán por medio de una tómbola pequeña con seis caras perforadas (figura 14). Después de esto se colocan 8 litros de pupa en cada botellón de maduración. Durante el transcurso de estos pasos se procede a aplicar el aire comprimido y la presión se calibra a medio kilogramo por centímetro cuadrado. Habiendo hecho lo anterior se colocan los botellones en el rotador (figura 15), durante su estancia la pupa termina su madurez.

TINCION. En el momento en que la pupa alcanza la madurez se tiñe mediante una pintura fosforescente, mezclando un litro de pupa con 2 gramos de pintura. Se llenan botellones de plástico con 30 litros de pupa, se le hace vacío parcial y son irradiadas (5,17,18,26).

El método anteriormente descrito recibe el nombre de método Metapa, debido a que sufrió varias modificaciones en base al método recomendado por expertos del Organismo Internacional de Energia Atomica. (18)

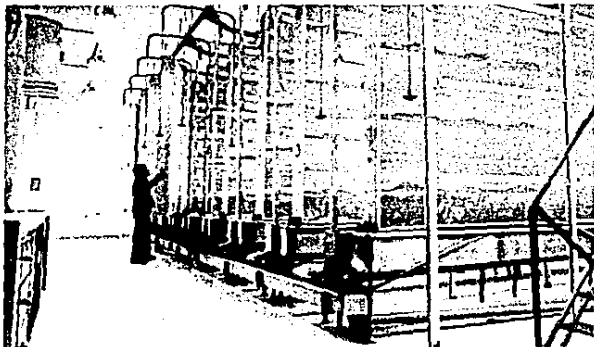


Figura 6.  
Vista lateral  
Sala de Repro.

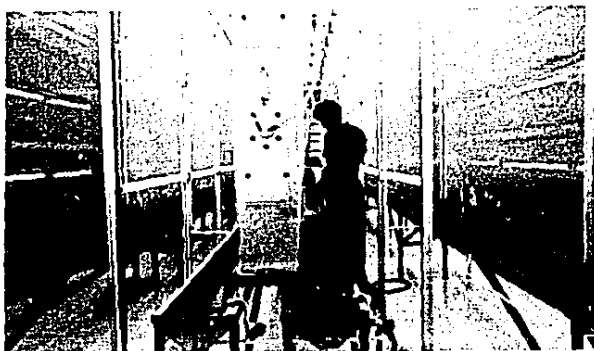


Figura 7.  
Colecta de  
Huevecillos.



Figura 8.  
Vista lateral  
Banco de Huevo.

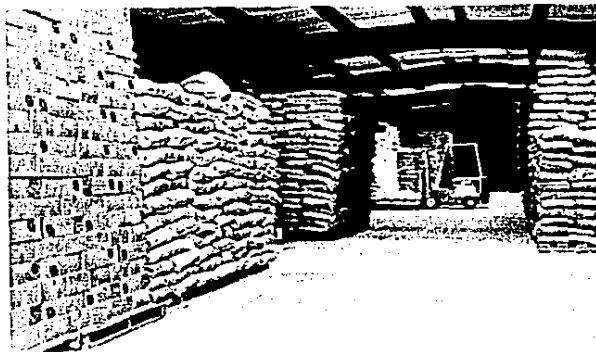


Figura 9. Ingredientes que componen la dieta larvaria.

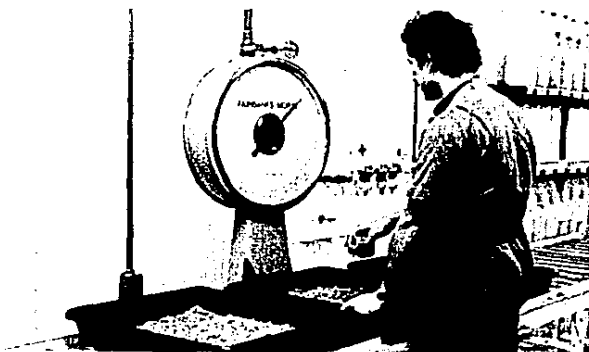


Figura 10. Distribución de la dieta larvaria.

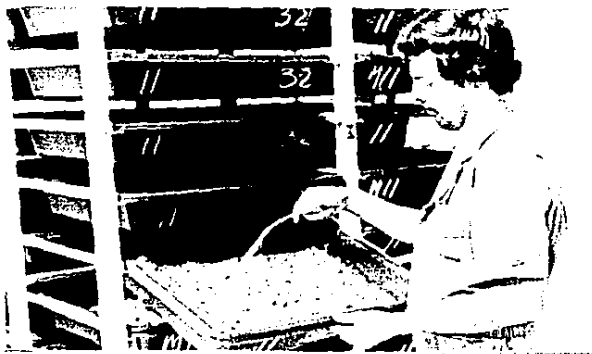


Figura 11. Siembra de Huevecillos de Mosca del Mediterraneo en dieta.

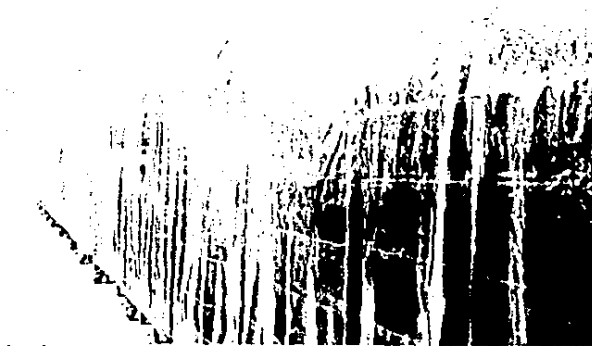


Figura 12. Anaqueles de larvas cubiertos con plastico.



Figura 13. Separación de larvas por el metodo de "Tombolas"



Figura 14. Separación de la pupa del medio inerte.

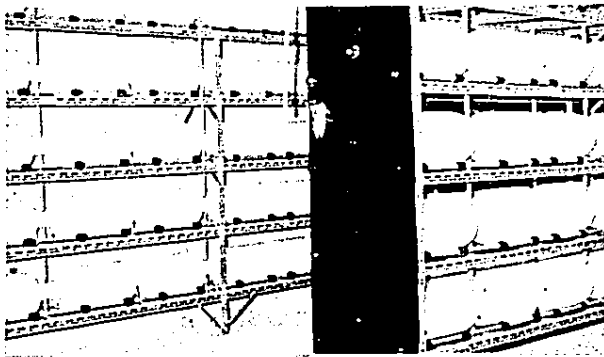


Figura 15. Vista horizontal del rotador

## CAPITULO III

### MATERIAL Y METODO

Este estudio se llevó a cabo en el Laboratorio de Cría y Esterilización de Mosca del Mediterráneo, el cual se encuentra localizado en el municipio de Metapa de Domínguez, Chiapas. Fué iniciado en Octubre de 1979 y finalizó en Enero de 1980.

Por lo general la técnica mas comunmente usada para la pupación es la adición de un sustrato (inerte) de pupación utilizandose vermiculita, salvado de trigo, talco u otros productos. Despues de siete generaciones de cria masiva del insecto se observo que tanto el % de moscas emergidas como moscas voladoras decrescia considerablementepor lo que el objetivo del estudio fue determinar el efecto de la separación del inerte de pupación, tiempo optimo de separación y daño ocasionado al adulto por los métodos utilizados en la cria durante la etapa de pupa (rotador).

Para esto el estudio se dividió en tres partes: A). En la primera se tomó muestra de larva antes de separar la larva del medio nutritivo, inmediatamente después de la separación del medio nutritivo y una hora después de haber



iniciado la separación; B).en la segunda parte se tomó muestras de pupa desde el inicio de la pupación hasta completar su desarrollo (8 días) haciéndose la separación del inerte de pupación en cada ocasion y C) la tercera parte por la aplicación integrada de la metodología donde intervino la colocación de la pupa después de la separación del inerte de pupación en rotadores.

Se diseño un experimento de distribución completamente al azar con 19 tratamientos con diferente número de repeticiones. Los tratamientos fuerón:

A1. Separación de larvas de la dieta antes de pasar a tómbolas.

A2. Separación de larvas inmediatamente después de que la dieta ha pasado a tómbolas.

A3. Separación de larvas una hora después de que la dieta ha pasado a tómbolas.

B1. Separación de pupas del inerte al primer día de pupación.

B2. Separación de pupas del inerte al segundo dia de pupación.

B3. Separación de pupas del inerte al tercer día de pupación.

B4. Separación de pupas del inerte al cuarto día de pupación.

B5. Separación de pupas del inerte al quinto día de pupación.

B6. separación de pupas del inerte al sexto día de pupación.

B7. Separación de pupas del inerte al séptimo día de pupación.

B8. Separación de pupas del inerte al octavo día de pupación.

C1. Colocación de pupas en el rotador después de la separación del primer día de pupación con una duración de 8 días en el rotador.

C2. Colocación de pupas en el rotador después de la separación del segundo día de pupación con una duración de 7 días en el rotador.

C3. Colocación de pupas en el rotador después de la separación del tercer día de pupación con una duración de 6 días en el rotador.

C4. Colocación de pupas en el rotador después de la separación del cuarto día de pupación con una duración de 5 días en el rotador.

C5. Colocación de pupas en el rotador después de la separación del quinto día de pupación con una duración de 4 días en el rotador.

C6. Colocación de pupas en el rotador después de la separación del sexto día de pupación con una duración de 3 días en el rotador.

C7. Colocación de pupas en el rotador después de la separación del séptimo día de pupación con una duración de 2 días en el rotador.

C8. Colocación de pupas en el rotador después de la separación del octavo día de pupación con una duración de 1 día en el rotador.

Los parametros evaluados fueron:

Determinación del porcentaje de moscas emergidas y habilidad de vuelo.

**PORCENTAJE DE EMERGENCIA.** Se utilizaron cajas petri de 9 cm de diametro que contienen 100 pupas. Estas cajas permanecieron cerradas hasta que emergió la primera mosca, contándose al cuarto día de la emergencia el número de moscas que fueron capaces de salir del pupario.

**HABILIDAD DE VUELO.** Para realizar esta prueba se utilizó un aparato que consiste de un recipiente de plástico con un diámetro de 12.8 cm (figura 16), que contiene 100 pupas y que esta cubierto por una malla mosquitera que impide la salida de la mosca al emerger. Se espera que la mosca emerja (pupa-adulto), se dieron dos días después de la primera mosca emergida. Esperando un porcentaje de emergencia óptimo.

El recipiente encaja con una jaula de plexiglas (figura 17), que tiene en su interior un recipiente igual al que contiene las pupas pero en forma invertida, este recipiente contiene una franja de aceite vegetal de 2 cm de grosor que impide a las moscas caminar hacia arriba y escapar. Así todas las moscas tienen que salir volando cuando son estimuladas durante cinco minutos mediante luz o calor. Después de este tiempo se determinó el número de moscas emergidas en los recipientes y el número de moscas que no pudieron volar para conocer el número de individuos voladores y calcular un índice de vuelo que nos indica la habilidad de vuelo que presenta la mosca sometida a la prueba.

$$\text{INDICE DE VUELO} = \text{MOSCAS VOLADORAS} / \text{M. EMERGIDAS} \times 100$$

Los huevecillos utilizados para la siembra son provenientes de la colonia de Ceratitis capitata en el Laboratorio y lleva en éste 7 generaciones a  $26 + 2$  °C, 65% H.R. con un fotoperiodo de 24 horas. Estos huevecillos fueron sembrados a una edad de 48 horas con un 10% de eclosión a una densidad de 20 huevos/gramo de dieta en charolas de plástico (45X56X9 cm), que contienen 10 kg de dieta cada charola. Estas fueron sometidas al tratamiento ordinario que sigue el método de cria masivo de Metapa, Chiapas, durante el período larval que fué de 7 días a

partir de este momento se empezaron a tomar las muestras de larvas.

A1. Se tomó una muestra representativa de larvas de cada una de las charolas al séptimo día de haber sido sembradas, se dejó que puparan y se colocaron 100 pupas en cada uno de los recipientes de plástico a utilizar. Se cubrieron con malla mosquitera y se esperó a que hubiera emergencia superior al 50%, aplicándose entonces la prueba de vuelo.

A2. Se tomó una muestra representativa de larvas inmediatamente después de que la dieta larvaria pasó a las tómbolas separadoras, se dejó que puparan y se colocaron 100 pupas en cada uno de los recipientes de plástico a utilizar. Se cubrieron con malla mosquitera y se esperó a que hubiera emergencia superior al 50%, aplicándose entonces la prueba de vuelo.

A3. Se tomó una muestra representativa de larvas una hora después de que la dieta larvaria pasó a tómbolas, se dejó que puparan y se colocaron 100 pupas en cada uno de los recipientes de plástico a utilizar. Se cubrieron con malla mosquitera y se esperó a que hubiera emergencia superior al 50%, aplicándose entonces la prueba de vuelo.

Después de que la larva pasó todos los procesos de separación fué colectada y colocada en cribas con un medio inerte de pupación en una relación de 2 litros de vermiculita en cada criba. Estas fueron pasadas al area de pupación y se separaron del medio inerte por medio de un separador de vermiculita que consiste en un tamizador cilíndrico con movimiento giratorio.

B1. Se tomó una muestra representativa de pupas que fueron separadas al primer día de pupación, se colocaron 100 pupas en cada uno de los recipientes de plástico a utilizar se cubrieron con una malla mosquitera, se esperó a que hubiera una emergencia superior al 50% y se le aplicó la prueba de vuelo.

B2. Se tomó una muestra representativa de pupas que fueron separadas al segundo día de pupación, se colocaron 100 pupas en cada uno de los recipientes de plástico a utilizar, se cubrieron con una malla mosquitera, se esperó a que hubiera una emergencia superior al 50% y se le aplicó la prueba de vuelo.

B3. Se tomó una muestra representativa de pupas que fueron separadas al tercer día de pupación, se colocaron 100 pupas en cada uno de los recipientes de plástico a utilizar, se cubrieron con una malla mosquitera, se esperó

a que hubiera una emergencia superior al 50% y se le aplicó la prueba de vuelo.

B4. Se tomó una muestra representativa de pupas que fueron separadas al cuarto día de pupación, se colocaron 100 pupas en cada uno de los recipientes de plástico a utilizar, se cubrieron con una malla mosquitera, se esperó a que hubiera una emergencia superior al 50% y se le aplicó la prueba de vuelo.

B5. Se tomó una muestra representativa de pupas que fueron separadas al quinto día de pupación, se colocaron 100 pupas en cada uno de los recipientes de plástico a utilizar, se cubrieron con una malla mosquitera, se esperó a que hubiera una emergencia superior al 50% y se le aplicó la prueba de vuelo.

B6. Se tomó una muestra representativa de pupas que fueron separadas al sexto día de pupación, se colocaron 100 pupas en cada uno de los recipientes de plástico a utilizar, se cubrieron con una malla mosquitera, se esperó a que hubiera una emergencia superior al 50% y se le aplicó la prueba de vuelo.

B7. Se tomó una muestra representativa de pupas que fueron separadas al séptimo día de pupación, se colocaron 100 pupas en cada uno de los recipientes de plástico a

utilizar, se cubrieron con una malla mosquitera, se esperó a que hubiera una emergencia superior al 50% y se le aplicó la prueba de vuelo.

B8. Se tomó una muestra representativa de pupas que fueron separadas al octavo día de pupación, se colocaron 100 pupas en cada uno de los recipientes de plástico a utilizar, se cubrieron con una malla mosquitera, se esperó a que hubiera una emergencia superior al 50% y se le aplicó la prueba de vuelo.

Después de que la pupa pasó por el proceso de separación fué colocada en botellones de plástico con una capacidad de 30 litros. Estos botellones se colocaron en un rotador, el cual inyecta aire comprimido al botellón. (8 litros de pupa en cada botellón).

C1. Se tomó una muestra representativa de pupas que fueron colocadas en rotadores después de la separación al primer día de pupación con una duración de ocho días en rotadores.

C2. Se tomó una muestra representativa de pupas que fueron colocadas en rotadores después de la separación del segundo día de pupación con una duración de siete días en rotadores.



C3. Se tomó una muestra representativa de pupas que fueron colocadas en rotadores después de la separación al tercer día de pupación con una durabilidad de seis días en rotadores.

C4. Se tomó una muestra representativa de pupas que fueron colocadas en rotadores después de la separación al cuarto día de pupación con una duración de cinco días en rotadores.

C5. Se tomó una muestra representativa de pupas que fueron colocadas en rotadores después de la separación al quinto día de pupación con una duración de cuatro días en rotadores.

C6. Se tomó una muestra representativa de pupas que fueron colocadas en rotadores después de la separación al sexto día de pupación con una duración de tres días en rotadores.

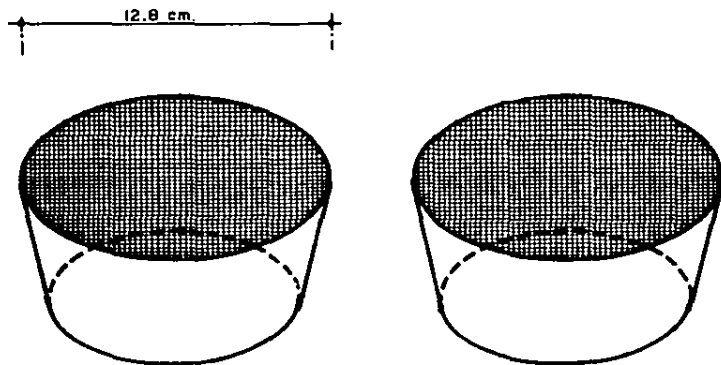
C7. Se tomó una muestra representativa de pupas que fueron colocadas en rotadores después de la separación al séptimo día de pupación con una duración de dos días en rotadores.

C8. Se tomó una muestra representativa de pupas que fueron colocadas en rotadores después de la separación al

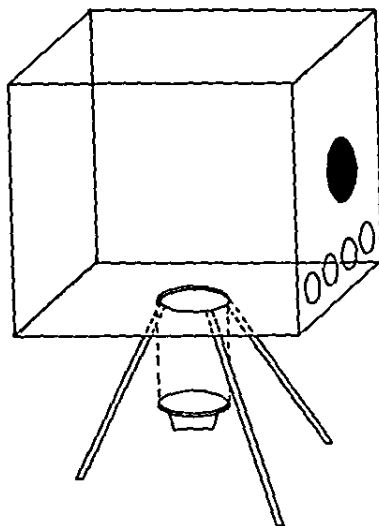
octavo día de pupación con una duración de un día en rotadores.

Al mismo tiempo que se tomó la muestra para la prueba de habilidad para el vuelo se tomó la muestra para la prueba de emergencia de los diferentes tratamientos siguiendo el método descrito con anterioridad.

**FIGURA No.16 RECIPIENTE DE PLASTICO (PRUE-  
BA DE INDICE DE VUELO) LABORATORIO DE CON-  
TROL DE CALIDAD METAPA, CHIS.**



**FIGURA N°17 JAULA DE PLEXIGLAS DONDE SE EFECTUA LA LIBERACION. LABORATORIO DE CONTROL DE CALIDAD. METAPA, CHIS.**



## CAPITULO IV

### RESULTADOS

A continuación se presentan los resultados obtenidos de los diferentes tratamientos así como el analisis estadístico (anava) para cada uno.

**CUADRO 1. PROMEDIO DE PARAMETROS DE CALIDAD DE LOS TRATAMIENTOS A1, A2, A3.**

PARAMETROS DE CALIDAD	A1	TRATAMIENTOS A2	A3
M. VOLADORAS	11.40	77.00	73.00
M. NO VOLADORAS	66.80	10.20	7.60
M. DEFORMES	0.80	1.50	1.00
M. EMERGIDAS	79.00	87.80	81.60
M. 1/2 EMERGIDAS	2.40	0.40	1.20
M. NO EMERGIDAS	18.60	11.80	17.20
INDICE DE VUELO	14.12	87.86	89.47
	Fc	Ft.05	Ft.01
MOSCAS VOLADORAS	205.33**	3.89	6.93
MOSCAS EMERGIDAS	7.94**	3.89	6.93

**CUADRO 2. PROMEDIO DE PARAMETROS DE CALIDAD DE LOS TRATAMIENTOS B1-B8**

PARAMETROS DE CALIDAD	TRATAMIENTOS							
	B1	B2	B3	B4	B5	B6	B7	B8
M. VOL.	64.4	60.0	30.2	31.6	62.6	64.5	63.0	84.5
M. NO VOL.	12.2	16.5	40.2	52.0	21.8	22.2	27.5	4.5
M. DEF.	1.0	1.0	1.2	1.0	0.4	1.5	0.7	1.2
M. EMERG.	77.6	77.2	71.6	84.6	84.8	88.2	91.2	90.2
M.1/2 EMERG.	1.8	1.7	3.8	2.2	0.8	2.0	1.0	2.0
M. NO EMERG.	20.6	21.0	24.6	13.2	14.4	9.4	7.7	7.7
I. DE V.	82.9	77.6	41.8	37.1	73.2	73.0	69.0	93.7
			Fc			Ft.05		Ft.01
MOSCAS VOLADORAS			22.25**			2.36		3.36
MOSCAS EMERGIDAS			7.71**			2.36		3.36

CUADRO 3. PROMEDIO DE PARAMETROS DE CALIDAD DE LOS TRATAMIENTOS C2-C8

PARAMETROS DE CALIDAD	TRATAMIENTOS						
	C2	C3	C4	C5	C6	C7	C8
M.VOL	55.5	50.0	7.3	12.7	50.7	10.7	70.7
M. NO VOL.	19.5	1.0	2.7	7.7	9.2	4.7	19.7
M. DEF.	1.7	0.7	0.7	3.0	3.7	2.7	0.5
M.EMERG.	76.7	51.7	10.7	27.7	63.7	18.2	91.0
M.1/2 EMERG.	4.5	2.2	3.0	18.0	10.0	6.0	0.2
M. NO EMERG.	18.7	46.0	86.3	58.2	26.2	75.7	8.7
I. DE V.	72.3	96.6	67.1	53.0	79.6	58.8	77.7
		Fc		Ft.05		Ft.01	
MOSCAS VOLADORAS		12.60**		2.60		3.87	
MOSCAS EMERGIDAS		102.80**		2.60		3.87	

CUADRO 4. CUADRO COMPARATIVO DE LOS RESULTADOS OBTENIDOS POR TRATAMIENTO. EMERGENCIA - MOSCAS VOLADORAS.

TRATAMIENTO	M. EMERG.	M. VOL.
A1	17.00	11.40
A2	87.80	77.00
A3	81.60	73.00
B1	77.60	64.60
B2	77.25	60.00
B3	71.60	30.20
B4	84.60	31.60
B5	84.80	62.60
B6	88.25	64.50
B7	91.25	63.00
B8	90.25	84.50
C1	*D	*D
C2	76.75	55.50
C3	51.75	50.00
C4	10.66	7.33
C5	23.75	12.75
C6	63.75	50.75
C7	18.25	10.75
C8	91.00	70.75

\* Tratamiento desechado.

CUADRO 5. CONDICIONES AMBIENTALES A LAS QUE ESTUVIERON SOMETIDOS LOS TRATAMIENTOS.

TRATAMIENTOS	TEMPERATURA	HUMEDAD RELATIVA
FUERA DEL ROTADOR	26 °C	70 %
DENTRO DEL ROTADOR	32 °C	95 %



Porcentaje

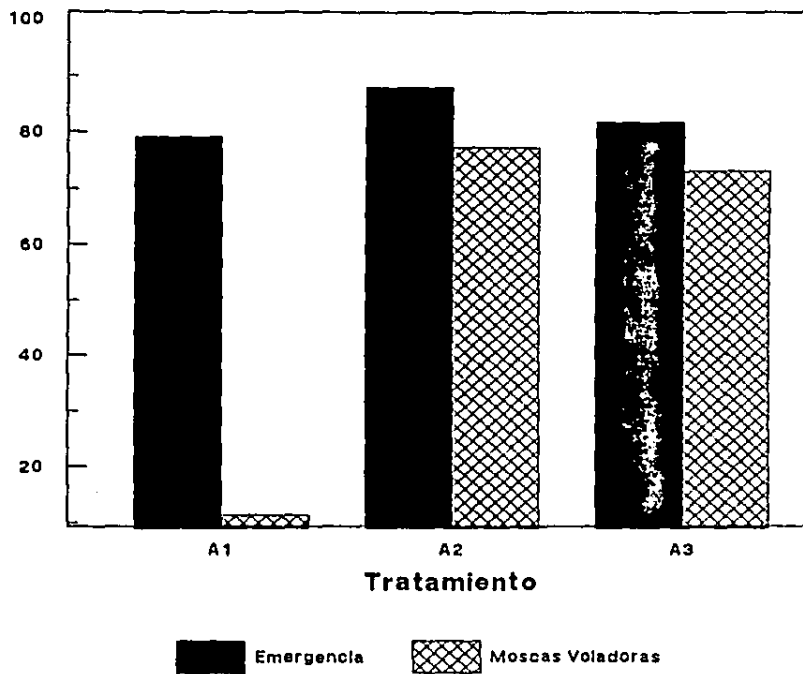
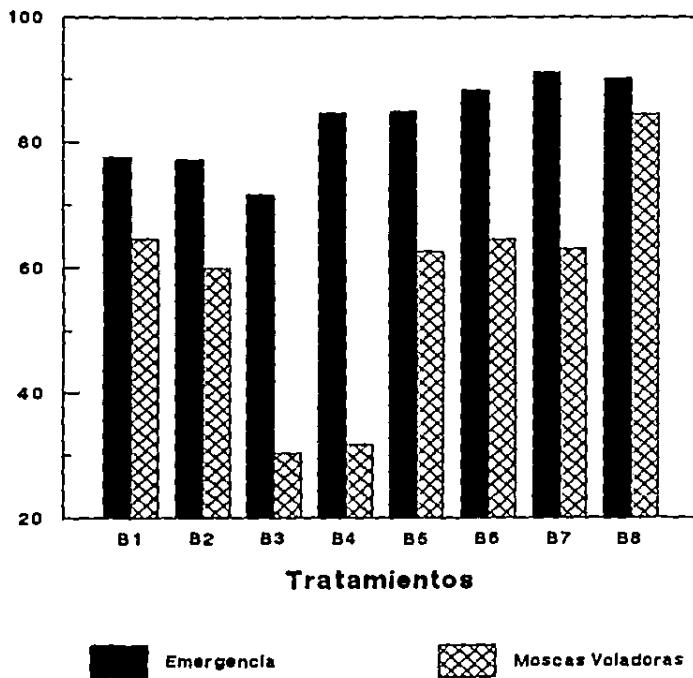


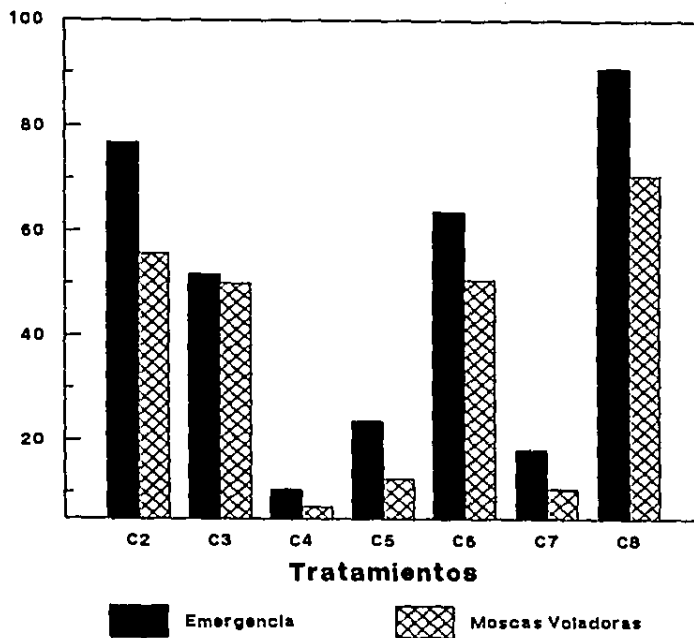
Figura 18. Parametros de Calidad de los Tratamientos A.

### Porcentaje



**Figura 19. Parametros de Calidad de los tratamientos B**

### Porcentaje



**Figura 20. Parametros de Calidad de los tratamientos C**

## CAPITULO V

### DISCUSION

Como se puede observar en las figuras 18, cuadro 1 el porcentaje de moscas voladoras no se ve afectado por la duración de la dieta en tómbolas sin embargo el hecho de separar la larva en forma manual, es decir al séptimo día de haber sido colocada en la dieta, representó un decremento de un 74% aproximadamente pudiéndose deber esto a una separación prematura de la larva del medio alimenticio.

En lo que se refiere a emergencia no hay una diferencia significativa entre el tratamiento A1 y A3 ocurriendo lo contrario con el tratamiento A2 (figura.18 y cuadro 1).

En cuanto a la separación de pupa del inerte, (tiempo optimo de separación) el mejor tratamiento para porcentaje de moscas voladoras resultó ser el B8. Esto es explicable ya que la pupa terminó su proceso de formación por lo cual no se afectan los músculos alares durante este estadio. La emergencia a partir del tratamiento B4 al B8 no se ve afectada (figura 19,<sup>n</sup>cuadro 2).

En general se puede decir que los insectos que

presentaron mejor habilidad para volar fueron aquellos tratamientos en los que no se separó la pupa del medio inerte y no pasó al rotador

Los mejores tratamientos para emergencia son aquellos que no fueron sometidos a un manejo continuo durante el desarrollo del insecto, siendo aquel en que se separó del inerte al octavo día de pupación y que duró en rotadores un día y en el que la pupa no sufrió el proceso de separación y rotación.

Sin embargo, lo anterior indica que la emergencia del insecto se ve afectada tanto por la separación del inerte como por la rotación continua durante su metamorfosis, ocasionando por lo consiguiente una baja en habilidad de vuelo; aunque estadísticamente se comprobó que si la pupa se somete a rotación durante cinco días y se separa al tercero del inerte no presentará dificultad de vuelo. Siendo éste comparable a aquellos que no fueron sometidos a separación y rotación. Sin embargo, la emergencia del insecto se ve considerablemente afectada.

En el cuadro 5 se nota claramente como la humedad y la temperatura se elevan notablemente en el interior del rotador, ocasionando por lo consiguiente un exceso de humedad. caso concreto tratamiento C1.

## CAPITULO VI

### CONCLUSIONES

En base a los resultados obtenidos se concluye que el movimiento durante el estado de pupa repercute en la calidad del adulto. Por lo cual se recomienda:

1. Eliminar el uso del inerte como medio para pupación evitando así movimiento de la pupa al momento de la separación.

2. Eliminar la utilización de rotadores, por las siguientes causas:

- a) Movimiento y manejo de pupa.
- b) Incremento de humedad en los contenedores repercutiendo en la emergencia.
- c) Incremento de temperatura reduciendo el numero de moscas voladoras.

## CAPITULO VII

### RESUMEN

Para el control de la Mosca del Mediterráneo en México se implementó un ambicioso programa de combate integrado. Como fase importante y final para lograr el objetivo "la erradicación", se producen y liberan grandes cantidades de moscas estériles.

En el proceso de cría utilizado en el Laboratorio de Producción y Esterilización de Mosca del Mediterráneo, ubicado en la población de Metapa de Domínguez, Chiapas, se observó a través de varias generaciones del insecto una deficiencia en su capacidad de vuelo.

El objetivo de este trabajo de investigación fué el determinar el efecto del manejo del estado de pupa en la habilidad de vuelo de los adultos.

Los resultados marcaron las deficiencias en calidad que ocasiona el movimiento y manejo del insecto en estado de pupa, por lo que se recomienda se realice la pupación sin ningún medio inerte y se elimine la utilización de rotadores.

## CAPITULO VIII

### BIBLIOGRAFIA CITADA

1. Back, E. A. y C. E. Pemberton. (1915). Life history of the Mediterranean fruit fly from the stand point of parasite introduction. *J. Agri. Res.* 3 (5): 363-374.
2. Borrer, D. J., D. M. Delong and C. A. Triplehorn. (1976). An introduction to the study of insects. Fourth Edition. Holt Rinehart and Wiston: 10 pp.
3. Boller, E. and D. L. Chambers. (1975). Quality Control an Idea Book for Fruit Fly Workers. International Organization for Biological Control of Noxious Animals and Plants. West/palaartic Regional Section. Bulletin No.5: 45-106.
4. Contreras C. J. (1977). Determinación de la Política Cuarentenaria para la Protección de los Departamentos del Norte del País del Ataque de la Mosca del Mediterraneo de las Frutas (*Ceratitis capitata* Wied.). Tesis profesional Universidad de San Carlos de Guatemala, C. A. :20 pp.
5. Chambers D. L. (1975). Quality in mass-produced insects. definition and evaluation (IAEA 582/3) Gainesville, Florida: 19-31.
6. Chapman R. F. (1971). The Insects Structure and Fuction. Chapters XII and XXI. Biological Science Fuction Texts second Edition: 84 pp.
7. Echeverria E. C., (1978). Modelo Metodolgoicopara el Combate de la Mosca del Mediterraneo *Ceratitis capitata* Wied. En Guatemala con Fines de Erradicación. Tesis Profesional. Universidad de San Carlos en Guatemala. Guatemala, C. A. : 3-45.
8. Foot, R. H. (1980). Fruit Flies South of the United States. U. S. Department of Agriculture, Tecnical Bulletin 1600: 79 pp.



9. Gutiérrez J. (1976). La Mosca del Mediterraneo, *Ceratitis capitata* (Wied) y los Factores Ecológicos que Favorecen su Establecimiento y Propagación en México. Secretaría de Agricultura y Ganadería. Dirección General de Sanidad Vegetal. México, D. F. : 3-49.
10. Hardy E. (1949). Studies in Hawaiian Fruit Flies (Diptera, Tephritidae) Proceeding of the Entomological Society of Washington 51: 181-205.
11. International Course on Quality Control. (1979). In *Ceratitis capitata*. Castellon Spain. September 18-27 : 10 pp.
12. Lama, L. O. (1976). Manual de Bioestadística. Notas Parciales Instituto Tecnológico y de Estudios Superiores de Monterrey División de Ciencias Agropecuarias y Marítimas. Monterrey, N. L. México: 29 pp.
13. Moscamed. (1980). Manual de Operación. Secretaría de Agricultura y Recursos Hidráulicos. Dirección General de Sanidad Vegetal. Tapachula, Chis. 42 pp.
14. Mangum, C. and M. Gulfport. (1979). The effect of pupal sifting on the flight capability of Med flies. Department of Agriculture. Memorandum U. S.: 14 pp.
15. Metcalf, C. L. y W. P. Flint (1976). Insectos Destructivos e Insectos Útiles sus Costumbres y su Control. Editorial C. E. C. S. A., México, D. F. : 211-355.
16. Mirada F. (1976). La Vegetación de Chiapas. Tuxtla Gutiérrez, Chiapas: 210 pp.
17. Moscamed. (1980). Laboratorio de Cría y Esterilización de Mosca del Mediterraneo. Manual de Procedimientos. Secretaría de Agricultura y Recursos Hidráulicos. Dirección General de Sanidad Vegetal. Metapa, Chiapas: 15 pp.
18. Nadel, D. J. (1970). Current mass-rearing techniques for the Mediterranean Fruit Fly. International Atomic Energy Agency. Viena: 10 pp.
19. Ozaki E. T. and R. M. Kobayashi. (1980). The effect of duration and intensity of pupal sifting on adult eclosion and flight capability of the mediterranean fruit fly. J. Econ. Entomol. 74:520-525.
20. Peral A. (1980). Comunicación Personal. Secretaría de Agricultura y Recursos Hidráulicos. Dirección General de Sanidad Vegetal. Tapachula, Chiapas.

21. Prokopy, R. J. and J. Hendrichs (1979). Mating behavior of Ceratitls capitata on a field-caged host tree. Ann. Entomol. Soc. Am. 72: 642-648.
22. Reyes C. P. (1980). Diseño de Experimentos Aplicados. Segunda Edición. Editorial Trillas, S. A. 104-130.
23. Roessler, Y. (1975). Reproductive differences between laboratoryreared and field-collected population of the Mediterranean Fruit-Fly Ceratitls capitata. Ann. Entomol. Soc. Am. 68(6): 987-991.
24. Sanchez S., O. (1976). La Flora del Valle de México. Editorial Herrero, S. A. México, D. F.: 25-466.
25. Schroeder, W. J., D. L. Chambers and R Y Miyabara. (1973). Mediterranean fruit fly: Propensity to flight of sterilized flies: J.Econ. Entomol. vol. 66 (6):1261-2
26. Steel R. and T. James. (1960). Principles and Procedures of Statistics. With Special Reference to the Biological Sciences Mc.Graw Hill Book Company, inc. : 29 pp.
27. Tanaka, N. Okamoto, and D. L. Chambers. (1970). Methods of mass rearing the mediterranean fruit fly currently used by the U. S. Departmen of Agriculture: Proc. Panel, Viena 19-23.
28. Teichi Y, Nakagawa and H. Kamasaki. (1962). Identification of three Species of Reared Hawaiiin Fruit Fly Pupae: Proc. Haw. Ent. Sos. 18 (2): 319-321.
29. Tejada L. (1980). Estudio sobre las Hospederas Potenciales de la Mosca del Mediterraneo Ceratitls capitata Weid. con Enfasis en las Presentes en el Area del Soconusco, Chiapas. México. Dirección General de Sanidad Vegetal: 82 pp. Talleres Graficos de la Nación.
30. Weems, H. V. (1962). Mediterranean Fruit Fly Ceratitls capitata (Wiedemann). Flam. Dept. of Agr. Div. of Plant. Industry Entomology Circular No. 4.
31. Weems, Jr., H. V. (1981). Mediterranean Fruit Fly Ceratitls capitata (Wiedemann) (Diptera: Tephritidae) Entomological Circular No. 230. Fla. Dept. Agric. and Consumer. Serv. Division of Plant Industry.