

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE AGRONOMIA

ESTUDIO DEL TIEMPO DE EXPOSICION HUESPED-PARASITOIDE EN CONDICIONES DE LABORATORIO (Anastrepha ludens Loew-Diachasmimorpha longicaudatus Ashmead)



EN EL GRADO ACADEMICO DE

LICENCIADO EN CIENCIAS AGRICOLAS

Guatemala, Septiembre de 1989

PROPIEDAD DE LA UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
Biblioteca Central

DL
01
T(1288)

18 de septiembre de 1989

Ingeniero Agrónomo
Hugo Tobías
Director del Instituto de Inves-
tigaciones Agronómicas
Facultad de Agronomía

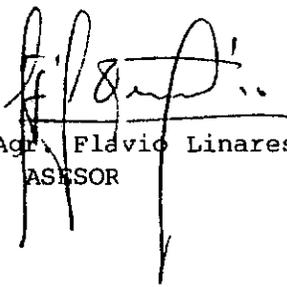
Señor Director:

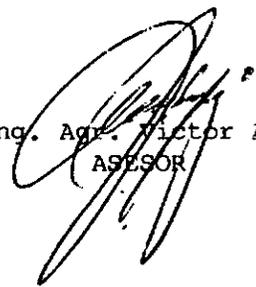
Nos es grato manifestarle que hemos asesorado y revisado el trabajo de tesis titulado "ESTUDIO DEL TIEMPO DE EXPOSICION HUESPED-PARASITOIDE EN CONDICIONES DE LABORATORIO (Anastrepha ludens Loew, ~~Diachasma~~ longicaudatus Ashmead), efectuados por la estudiante ANAMARIA DIEGUEZ, que se identifica con su carnet número 23908.

Consideramos que el presente trabajo de investigación, cumple con los requisitos establecidos por los reglamentos respectivos para su aprobación y al mismo tiempo constituye una contribución relevante al estudio y conocimiento del control biológico de plagas.

Atentamente,

"ID Y ENSEÑAD A TODOS"


Ing. Agr. Flávio Linares
ASESOR


Ing. Agr. Víctor Alvarez
ASESOR

Guatemala,
18 de Septiembre de 1988

HONORABLE JUNTA DIRECTIVA
HONORABLE TRIBUNAL EXAMINADOR

Señores:

En base a las normas establecidas por la Universidad de San Carlos de Guatemala, someto a vuestra consideración el trabajo de tesis titulado: "ESTUDIO DEL TIEMPO DE EXPOSICIÓN HUESPED-PARASITOIDE EN CONDICIONES DE LABORATORIO (ANASTREPHA LUDENS LOEW DIACHASMIMORPHA LONGICAUDATUS ASHMEAD).

Como requisito previo a optar el título profesional de Ingeniero Agrónomo, en el grado académico de Licenciado en Ciencias Agrícolas.

Esperando que el presente trabajo sea de utilidad para la agricultura de Guatemala.

Deferentemente,



Anamaría Diéguez Arévalo
Carnet de Estudiante 23908

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA

RECTOR
LIC. RODERICO SEGURA TRUJILLO

JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD DE AGRONOMIA

DECANO	Ing. Agr. Anibal B. Martínez Muñoz
VOCAL PRIMERO	Ing. Agr. Gustavo Adolfo Méndez Gómez
VOCAL SEGUNDO	Ing. Agr. Jorge E. Sandoval Illescas
VOCAL TERCERO	Ing. Agr. Wotzbelí Méndez Estrada
VOCAL CUARTO	P.A. Hernán Perla González
VOCAL QUINTO	P.A. Julio López Maldonado
SECRETARIO	Ing. Agr. Rolando Lara Alecio

TRIBUNAL QUE PRACTICO EL EXAMEN GENERAL PRIVADO

DECANO	Dr. Antonio Sandoval
EXAMINADOR	Ing. Agr. Marco Antonio Nájera
EXAMINADOR	Ing. Agr. Orlando Arjona
EXAMINADOR	Ing. Agr. Nector Fajardo
SECRETARIO	Ing. Agr. Carlos Salcedo

POR SU AFECTO Y RESPALDO,
A MIS PADRES Y A TODOS AQUELLOS
QUE ME ACOMPAÑARON EN ESTE
ESFUERZO QUE HOY CULMINA.

I N D I C E

	Página
I. RESUMEN.....	1
II. INTRODUCCION.....	3
III. HIPOTESIS.....	6
IV. OBJETIVO.....	7
V. REVISION DE LITERATURA.....	8
V1. IMPORTANCIA ECONOMICA DE LAS MOSCAS DE LA FRUTA	8
V2. BIOLOGIA Y OTRAS CARACTERISTICAS DE LA MOSCA DE LA FRUTA, <u>Anastrepha ludens</u> Loew.....	16
V3. BIOLOGIA Y COMPORTAMIENTO DE <u>Diachasmimorpha lon-</u> <u>gicaudatus</u>	24
V4. UTILIZACION DEL PARASITOIDE <u>D. longicaudatus</u> EN PROGRAMAS DE CONTROL BIOLOGICO DE LA MOSCA DE LA FRUTA, <u>A. ludens</u>	34
VI. MATERIALES Y METODOS.....	37
VII. RESULTADOS Y DISCUSION.....	52
VIII. CONCLUSIONES.....	60
IX. BIBLIOGRAFIA.....	62

LISTADO DE CUADROS

	Página
Cuadro 1: Frutales: área y rendimientos estimados. 1987	11
Cuadro 2: Frutales: área por departamento. 1987	12
Cuadro 3: Comparación de exportaciones de Guatemala. 1987	13
Cuadro 4: Producción de naranja y mango, y pérdidas por <u>A. ludens</u>	14
Cuadro 5: Estudios de <u>D. longicaudatus</u> en control biológico de moscas de la fruta	36
Cuadro 6: Resumen de los resultados obtenidos de la relación <u>D. longicaudatus</u> - <u>A. ludens</u>	53
Cuadro 7: Número de parasitoides y porcentaje de parasitismo de <u>D. longicaudatus</u> sobre <u>A. ludens</u> en tres tiempos de exposición del huésped	54
Cuadro 8: Número de parasitoides y porcentaje de parasitismo parcial del <u>D. longicaudatus</u> sobre <u>A. ludens</u> en tres tiempos de exposición del huésped	54
Cuadro 9: Análisis de varianza del porcentaje de parasitismo total de <u>D. longicaudatus</u> sobre <u>A. ludens</u>	55
Cuadro 10: Comparación múltiple de diferencias de medias utilizando la prueba de Tukey en el porcentaje de parasitismo total de <u>D. longicaudatus</u> sobre <u>A. ludens</u>	56
Cuadro 11: Análisis de varianza del porcentaje de parasitismo parcial de <u>D. longicaudatus</u> sobre <u>A. ludens</u>	57
Cuadro 12: Comparación múltiple de diferencias de medias utilizando la prueba de Tukey en el porcentaje de parasitismo parcial de <u>D. longicaudatus</u> sobre <u>D. longicaudatus</u> sobre <u>A. ludens</u>	58

LISTADO DE FIGURAS

	Página
FIGURA 1: Jaula para alojar a los parasitoides que formarán la unidad experimental	43
DIAGRAMA 1: Pasos para la obtención de las poblaciones del huésped y del parasitoide previo a la realización del experimento	45

ESTUDIO DEL TIEMPO DE EXPOSICION HUESPED-PARASITOIDE EN CONDICIONES DE LABORATORIO (Anastrepha ludens Loew-Diachasmimorpha longicaudatus Ashmead)

STUDY OF THE EXPOSITION TIME OF HOST-PARASITOID IN LABORATORY CONDITIONS (Anastrepha ludens Loew-Diachasmimorpha longicaudatus Ashmead)

I. RESUMEN

La economía del país, sustentada fundamentalmente en el sector agrícola, requiere de diversificación de cultivos, como paso previo a la exportación de los mismos. En el caso del cultivo de las frutas, su desarrollo depende, entre otros factores, del manejo integrado de la plaga de las moscas de la fruta. Para ello es necesario el establecimiento de un laboratorio de producción masiva del parasitoide Diachasmimorpha longicaudatus, que ataca las larvas de Anastrepha ludens y de todas las demás especies de moscas de la fruta.

En función de lo anterior, es necesario conocer cuáles son los tiempos de exposición huésped-parasitoide más adecuadas para una eficiente producción de éste último en el laboratorio. Determinar la eficiencia en el parasitismo (total y parcial) a tres períodos de exposición, constituyó el objetivo del trabajo. Se entiende por parasitismo total, el número de parasitoides emergidos y no emergidos; y parcial, el número de parasitoides emergidos.

La investigación se realizó en el insectario del Centro de Entomología y Acaralogía del Colegio de Postgraduados de Chapingo, Estado de México, México, por contar allí con las poblaciones iniciales para el desarrollo del trabajo.

Para la determinación del tiempo de exposición más eficiente, se trabajó con 2, 3 y 6 horas. Cada uno de ellos se constituyó en un tratamiento, realizándose 4 repeticiones para cada caso. Por las características del trabajo, se utilizó el diseño completamente aleatorio. Las larvas de tercer instar de A. ludens se prepararon para ser parasitadas por hembras adultas de D. longicaudatus, procedimiento que se repitió en los tres tiempos mencionados

Luego del análisis estadístico, se pudo determinar que los tratamientos de 2 y 3 horas de exposición, no sólo no presentaban diferencias significativas entre sí, sino que eran más adecuados que el de 6 horas. Los datos finales tienen un nivel de confianza de 99.35% para parasitismo total y 98.3% para parasitismo parcial.

Por lo anterior se concluye que en la cría masiva de D. longicaudatus sobre A. ludens en condiciones de laboratorio, es conveniente utilizar 2 ó 3 horas como tiempo de exposición huésped-parasitoide.

II. INTRODUCCION

Guatemala, por sus diversas características climáticas y topográficas, ofrece condiciones apropiadas para el desarrollo de una fruticultura extensa y productiva.

Dentro de las plagas que en diversos frutales limitan la producción nacional, desde el punto de vista de las pérdidas económicas que ocasionan en especies cultivadas o como hospedantes alternos o daños en frutas silvestres, están las moscas de la fruta, cuyo variado número de especies forman un complejo que debe ser motivo de atención en futuras investigaciones. Entre los géneros de moscas tefritidas perjudiciales en el país se citan a Ceratitis, Anastrepha, Toxotripana y, como de importancia cuarentenaria, a las del género Dacus.

Las moscas de la fruta afectan prácticamente a todos los cultivos de frutales en el mundo y representan un grave problema para ellos (Clausen, 1978 y Aluja, 1982, citados por Linares, 1987). Constituyen un grupo formado por unas 4,000 especies - (Christenson y Foote, 1960, citados por Linares 1987), de las cuales siete han sido detectadas en Guatemala. Las más perjudiciales en orden de importancia forman parte de los géneros Ceratitis, Dacus, Anastrepha, Rhagoletis y Toxotrypana (Ramos de Mejía, 1975).

El control de las moscas de la fruta comprende, en la actualidad, la utilización de algunas prácticas de manejo integrado de plagas, encaminadas a la supresión de altas poblaciones de especies

del género Anastrepha y Toxotrypana, y a la erradicación de la mosca del Mediterráneo, Ceratitis capitata Wied.

En Guatemala no se practica el control biológico inducido, como parte de estos procedimientos integrados de control, a pesar de las introducciones de himenópteros parasitoides realizadas por el programa MOSCAMED procedentes de Costa Rica y México, debido a la carencia de recursos para el abastecimiento de un laboratorio que los produzca en forma masiva y los libere en las zonas frutícolas.

En Guatemala dentro de las instituciones dedicadas a la protección frutícola, el programa MOSCAMED ha proyectado implementar, a corto plazo (1989), un programa de manejo integrado de plagas en moscas de la fruta. Dentro de esa estrategia, el control biológico inducido se llevará a cabo a través de la cría masiva de D. longicaudatus a nivel de laboratorio. En este sentido, los resultados obtenidos en el presente estudio servirán de base para iniciar la colonia del parasitoide procedente de biotipos adaptados a las condiciones climáticas del país.

A la fecha, el control biológico del complejo de las moscas de la fruta se ha llevado a cabo en forma natural. México, en este campo, ha alcanzado experiencias tecnológicas y posee diferentes centros de cría masiva del parasitoide de moscas de la fruta para su abastecimiento a diferentes zonas frutícolas del país y su liberación in situ. Por tal razón se desarrolló este estudio, aprovechando la experiencia y el material biológico antes menciona-

do, en el insectario del Centro de Entomología y Acarología del Colegio de Postgraduados de Chapingo, Estado de México, México, bajo las condiciones que se describen en la metodología.

Se espera despertar el interés por investigar el control biológico de A. ludens, especialmente en lo que se refiere a la producción masiva del parasitoide D. longicaudatus.

III. HIPOTESIS:

A una relación huésped-parasitoide (3:1) la eficiencia del parasitismo (total y parcial) será igual a 2, 3 y 6 horas de exposición del huésped con fines de cría masiva del parasitoide.

IV. OBJETIVO:

Determinar la eficiencia en el parasitismo (total y parcial) en la relación D. longicaudatus sobre A. ludens a tres períodos de tiempo de exposición del huésped.

V. REVISION DE LITERATURA

1. IMPORTANCIA ECONOMICA DE LAS MOSCAS DE LA FRUTA

Las moscas de la fruta son importantes por su capacidad para adaptarse a condiciones climáticas muy diversas y contar con un amplio rango de hospedantes (Christenson y Foote, 1960; Ramos de Mejía, 1975).

Leyva (1982) describe que esta plaga causa pérdidas significativas en diversos frutales, atacando preferentemente cítricos (excepto limón) y mango, y que es capaz de dañar también a otras especies como guayaba, anona, zapote blanco, chapote amarillo y chicozapote. Este autor indica que el daño lo ocasiona la larva que se alimenta en el interior de los frutos, en los cuales hace galerías y destruye la pulpa.

Hasta el momento se han detectado en Guatemala siete especies de mosca de la fruta del género Anastrepha: barnesi, distincta, leptozona, ludens, obliqua, robusta y serpentina (Castro, 1976).

Sánchez (1981) indica que en Guatemala, Anastrepha ludens está presente en los siguientes departamentos, atacando los cultivos que se especifican:

Retalhuleu	naranja, naranja agria, mandarina, toronja y guayaba
Quezaltenango	naranja, toronja y cushin
San Marcos	naranja, naranja agria, mandarina y toronja

Suchitepéquez	naranja, naranja agria, mandarina, toronja, mango, caspirol y chojín
Huehuetenango	matasanos
El Progreso	mango y naranja
El Quiché	mango y naranja agria
Baja Verapaz	manzana, mango y lima-limón

En el área de la Zona Reina e Izabal se encuentra ya atacando la guayaba, lo que representa una amenaza para los futuros planes de desarrollo frutícola en dicha zona.

Ni en Guatemala, ni en el resto de Centroamérica, se les ha prestado atención a las moscas de la fruta y es sólo en vista del interés internacional, que se han desarrollado programas de control de la mosca del Mediterráneo (Castro, 1976).

En nuestro país sólo se han realizado trabajos de investigación en mango, porque es uno de los cultivos más afectados por moscas del género Anastrepha, siendo corriente observar una alfombra de frutos dañados al pie de los árboles. El daño varía dependiendo de la variedad de mango; sin embargo, no se han realizado suficientes estudios a fin de determinar el efecto del ataque de las moscas de la fruta en cada variedad y los factores de susceptibilidad que predisponen a las diversas variedades a dicho ataque (Guillo, 1983).

Guillo (1983) observó que el mango es atacado principalmente por A. obliqua, A. ludens y A. fraterculus. En los mangos criollos cultivados en patios caseros, o en los silvestres a las orillas

de las quebradas y de los ríos, se encuentra una fuerte infestación. Esto dificulta su control y ha facilitado la multiplicación de la plaga (Comisión, 1988).

1.1 El Cultivo de Frutas en Guatemala y Efecto del Ataque de Moscas de la Fruta

En Guatemala el cultivo de frutas no ha tenido mucho desarrollo por la falta de interés en la diversificación de las exportaciones y porque la producción existente para consumo local es atacada por las moscas de la fruta, lo que desestimula a los productores para hacerlo en mayor escala.

En la actualidad se considera que dentro del concepto general de diversificación y exportación de productos no tradicionales y atendiendo a elementos especiales como el Programa de Iniciativa para la Cuenca del Caribe, el mercado norteamericano empieza a presentar para los exportadores de mango la principal alternativa para hacer esta actividad rentable e interesante. Sin embargo, no se puede desarrollar ampliamente debido a las medidas cuarentenarias existentes, aplicadas por la presencia de la mosca del Mediterráneo y de varias especies de moscas de la fruta del género Anastrepha (Gremial, 1987).

Por esta razón es muy poca la información existentes sobre producción y exportaciones de frutas y, más específicamente, de cítricos y mango.

CUADRO 1

Año 1987

Frutales: área y rendimientos estimados

	Miles de hectáreas	%	Rendimiento (TM/Ha)
Cítricos	25.41	45.9	5.0
Mango	6.3	11.4	15.0
Pera	3.64	6.6	3.6
Manzana	14.98	27.1	3.6
Otros	4.97	9.0	3.6
	55.30	100.0	

Fuente: Comunicación personal: Lic. Armando Escobar Jefe del Departamento Agropecuario del Banco de Guatemala. 1988.

CUADRO 2

Año 1987

FRUTALES: área por departamentos

Cifras en miles de manzanas

(1 Mz = 0.7 Ha)

Departamento	Manzana	Cítricos	Pera	Mango
Guatemala	0.8	1.9	0.0	0.0
El Progreso	0.1	0.7	0.1	0.0
Sacatepéquez	1.4	0.6	0.5	0.0
Chimaltenango	1.9	0.4	0.5	0.0
Escuintla	0.0	9.1	0.0	3.0
Santa Rosa	0.0	4.8	0.0	0.5
Sololá	0.3	0.3	0.0	0.0
Totonicapán	0.2	0.0	0.0	0.0
Quezaltenango	7.2	1.0	2.7	0.4
Suchitepéquez	0.0	3.0	0.0	1.0
Retalhuleu	0.0	1.4	0.0	2.0
San Marcos	2.1	0.6	0.7	0.5
Huehuetenango	3.5	0.4	0.0	0.0
El Quiché	2.4	0.5	0.0	0.0
Baja Verapaz	0.8	0.3	0.0	0.0
Alta Verapaz	0.2	1.6	0.0	0.5
El Petén	0.0	2.9	0.0	0.9
Izabal	0.0	5.4	0.0	0.0
Zacapa	0.0	0.6	0.0	0.0
Chiquimula	0.0	0.3	0.0	0.0
Jalapa	0.5	0.2	0.7	0.0
Jutiapa	0.0	0.3	0.0	0.2
T O T A L	21.4	36.3	5.2	9.0

Fuente: Comunicación personal: Lic. Armando Escobar, Jefe del Departamento Agropecuario del Banco de Guatemala. 1988

El 57.3% de la producción de frutales en Guatemala corresponde a cítricos y a mango. Los primeros se cultivan en todos los departamentos, exceptuando Totonicapán y, principalmente, en Escuintla, Izabal, Santa Rosa, Suchitepéquez, El Petén, Guatemala, Alta Verapaz y Retalhuleu. El mango se cultiva primordialmente

en Escuintla y Retalhuleu y, en menor escala, en Suchitepéquez, El Petén, Santa Rosa, San Marcos, Alta Verapaz, Quezaltenango y Jutiapa.

En cuanto a las exportaciones de cítrico y mango se comparan en el cuadro siguiente con las totales del país y las de café en oro, para mostrar el pequeño porcentaje que representan del total, y la gran posibilidad que existe de incrementar la producción y lograr diversificar las exportaciones, ya que se cuenta con las condiciones naturales para su cultivo y existe la demanda, especialmente del mango de países europeos que requieren cada vez más de frutas tropicales, además, de la posibilidad del mercado norteamericano ya citado.

CUADRO 3

Comparación de Exportaciones de Guatemala
Año 1987.

	Miles de Kg	Miles de dólares
Cítricos	435.1	499.9
Naranajas y mandarinas	2911.8	274.4
café	150851.4	370889.6
T O T A L E S	1.727534.4	987333.1

Fuente: Comunicación personal: Lic. Ileana Polanco, Dirección General de Comercio, Ministerio de Economía. 1988.

NOTA: No existe desglose para el mango, esta considerado como "frutas frescas".

Según datos de la Gerencia de Asuntos Agrícolas de la Asociación Nacional del Café -ANACAFE-, para 1987 vendieron 20,000 árboles de mango, sembrados en 143 Has., lo que representa un importante incremento en relación a las plantas vendidas en 1979 (6,222) y al total vendido en el período 1975-1979 (16,014). (Comisión 1988).

Al aumentarse la producción de mango, será necesario contar con estudios que proporcionen información específica como la de la presente investigación, a fin de estar en la capacidad de montar un laboratorio de producción de Diachasmimorpha longicaudatus para el programa de control biológico de la mosca mejicana de la fruta y poder, así como prevenir el desarrollo de la plaga.

Según información del Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura -IICA-, los datos de la producción de mango y naranja, con la pérdida estimada por ataque de Anastrepha sp. correspondientes a 1987, son los siguientes: 1/

CUADRO 4

	Producción en miles Kg	Pérdidas por <u>Anastrepha</u> sp.	Valor Económico de pérdida en US\$
mango	30775.5	8431.16-27.4%	3.271.534
naranja	83254.9	10329.93-12.4%	1.582.409

De acuerdo a las proyecciones de la gremial de exportadores de Productos No Tradicionales, la producción exportable de mango crecerá de 6,000 TM en 1988 a 11,000 TM en 1991.

1/ Comunicación personal: Ing. Eduardo Villagrán. 1988.

Si la producción aumenta en esa proporción, las pérdidas serán mayores. Sólo al considerar los datos del cuadro anterior, se desprende que, a pesar de necesitar una fuerte inversión inicial, es rentable el establecimiento de un laboratorio para producción de materiales a usar en el control biológico de la plaga, pues en la actualidad se pierden casi 13.5 millones de quetzales, es decir 5 millones de dólares (1 USD = Q 2.7). Esto sin contar que, a fin de aumentar las exportaciones de mango, se necesita poder controlar el ataque de A. ludens para garantizar, en la medida de lo posible, el desarrollo de las nuevas plantaciones.

Además, conforme se logre la erradicación de la mosca del Mediterráneo, se estarán desocupando nichos ecológicos que podrán ser ocupados por otras moscas del género Anastrepha, poniendo en peligro la producción de cítricos y mango de los próximos años. Es necesario, por ello, estar preparados para controlar el complejo de moscas de la fruta, realizando estudios intensivos acerca de su comportamiento, distribución y control, y creando un laboratorio para la producción de parasitoides que las controlen. Actualmente, conscientes de la necesidad de controlar la plaga para incrementar las exportaciones, la Subcomisión de Productores y Exportadores de Mango de la Gremial de Exportadores de Productos No Tradicionales, la Asociación Nacional del Café -ANACAFE- y el Ministerio de Agricultura, Ganadería y Alimentación están ya llevando a cabo acciones para el desarrollo de la investigación técnica en lo relativo al tratamiento hidrotérmico, que requiere la inmersión de la fruta por un espacio de 75 minutos a 115.5°F (46°C) (Gremial, 1987).

2. BIOLOGÍA Y OTRAS CARACTERÍSTICAS DE LA MOSCA DE LA FRUTA,
Anastrepha ludens Loew

2.1 Origen y Distribución

A. ludens es originaria del noroeste de México, especialmente de los estados de Tamaulipas, Nuevo León y San Luis Potosí, de donde se ha dispersado hacia regiones tropicales de Centro América, encontrándose, esporádicamente, en el valle de Río Grande, Texas, E.U.A. (Stone, 1942; Baker et al, 1944; Berg 1959; Christenson y Foote, 1960, citados por Linares, 1987.

En México se localiza en Morelos, Tamaulipas, Colima, Jalisco, Oaxaca, Chiapas y Veracruz, los tres últimos muy cercanos geográficamente a nuestro país.

Cáceres (1985) indica que el género Anastrepha está confinado en el hemisferio occidental, entre las latitudes 27° N y 35° S, con su máximo desarrollo dentro de los trópicos.

En Guatemala se encuentra en la zona tropical del Pacífico y en la Zona Reina e Izabal. 2/

2.2 Morfología

Son moscas de tamaño medio y de color café amarillo. Tienen en el tórax una franja delgada, clara, que se va ensanchando hacia la parte posterior y dos franjas más a los lados que llegan hasta la sutura transversa; frecuentemente con una mancha difusa en la parte media de la sutura escuto-

2/ Comunicación personal: Sr. Edgar Barillas. 1988.

escutelar; pleura y metanotox café amarillo y los lados con una franja café oscuro o negro. Las alas tienen bandas de color pálido café amarillo; bandas costal y S tocándose en la vena R 4 = 5 o ligeramente separadas; banda en V separada de la banda en S o levemente conectadas (Aluja, 1982).

2.3 Ciclo Biológico

Bajo condiciones experimentales se ha comprobado que el apareamiento del insecto se inicia entre los 11 y los 25 días después de llegado a su estado adulto, comenzando la oviposición unos días más tarde (Berg, 1959). Los huevecillos eclosionan entre los 5.5 y 9.5 días, dependiendo este proceso de los cambios de temperatura. También se ha comprobado en laboratorio que la larva llega a su estado adulto desde los 18.5 hasta los 35 días. La fase prepupal y pupal en su totalidad se desarrolla en la tierra a los 32 días a una temperatura de 18° C y 21 días a 23° C. En condiciones naturales, al abandonar el fruto, las larvas maduras empupan en ocasiones bajo el fruto que le sirvió de hospedante; pero, generalmente, recorren cierta distancia y se entierran en el suelo a profundidades de 2 a 8 cm (Cáceres, 1985).

La vida del adulto según las condiciones experimentales, en algunos casos se prolonga hasta 6 meses. El ciclo de vida generalmente se cubre en tres meses, produciéndose de 3 a 4 generaciones por año (Berg, 1959).

Según Bateman (1972), citado por Linares (1987), los principales componentes que influyen en la tabla de vida de los tefritidos son: la humedad, la temperatura, la luz, el alimento, los enemigos naturales y los simbioses.

Por la influencia de los tres primeros, especialmente de la temperatura, como se indica en el párrafo anterior, los datos reportados varían ligeramente para las diferentes etapas del ciclo biológico.

En el campo por lo general incuban en un lapso de 2 a 20 días (Metcalf y Flint, 1970), sin embargo, en el laboratorio pueden incubarse en 2.2 días a una temperatura de 17.5° C (Baker et al., 1944) o en 5.5 días a 9.5° C (Berg, 1959). Para Linares (1987), quien cita a los autores relacionados, la temperatura es el factor climático que influye primordialmente en la velocidad de desarrollo en una proporción directa.

Messengers y Flitters, citados por Christenson y Foote (1960) y por Leyva (1982), consideran que en condiciones de temperatura de 23.5° C a 27° C, los huevecillos incuban entre 3.5 y 4.5 días, las larvas se desarrollan en 10 a 12 días y la pupa en 16 a 19 días. El período de preoviposición oscila entre 12 y 16 días y los adultos viven de 45 a 60 días. Por otro lado, McPhail y Bliss (1933), Darby y Kapp (1934) y Rhode (1957), mencionados por Linares (1987), señalan que los huevecillos incuban entre los 6 y los 12 días y las larvas pasan por tres instares en un lapso de 15 a 32 días, según la especie hospedante; 20 a 25 días después

de iniciada la pupación, emergen los adultos, que pueden llegar a vivir de 2.5 a 11 meses, siendo más longevos los machos. Las hembras copulan entre los 3 y los 8 días de emergidas y ovipositan de 8 a 34 días más tarde. Las hembras depositan en promedio 400 huevecillos en grupos de 5 a 35 durante su lapso de vida, y a 24° C pueden ovipositar hasta 1,400 huevecillos, alimentadas con proteína hidrolizada.

La temperatura está estrechamente relacionada con el ciclo biológico de las moscas de la fruta por ser insectos poiquiloterms (de temperatura variable). En los lugares cálidos sus funciones se aceleran y su ciclo es corto, sucediendo lo contrario en climas fríos. El ciclo completo puede variar de 25 a 150 días, y no pueden subsistir en los lugares donde la temperatura promedio anual es menor de 10° C. Dependiendo de este factor y de la disponibilidad de frutos para ovipositar, el número de generaciones durante el año varía de 2 a 12 (Cáceres, 1985, al citar a Plumer y Stone, 1979).

En cuanto a la humedad, los estados biológicos más susceptibles a la desecación son la larva madura (lapso que transcurre entre su emergencia de la fruta y la pupación) y el adulto recién emergido (Bateman, 1972). Asimismo, la lluvia influye en el comportamiento de ambos estados, estimulando a las larvas a salir de la fruta (Baker et al., citado por Bateman, 1972) o la inundación prolongada reduce la tasa de supervivencia de las pupas (McPhail y Bliss, 1933; Baker et al., 1944). Según este último autor existe una relación

directa entre la pérdida de humedad, el peso del cuerpo y el porcentaje de emergencia de la especie.

Linares (1987), al citar a Bateman (1972), considera que la luz juega un papel importante en la biología de las moscas de la fruta, al afectar la fecundidad en dos formas esenciales: en la actividad general de las hembras adultas, especialmente en lo que se refiere a la alimentación y oviposición, y en la sincronización en el comportamiento durante la cópula. Señala que a partir del ocaso, en la penumbra, las hembras de A. ludens se estimulan e inician la actividad sexual. Los adultos de las moscas de la fruta son más activos durante las primeras horas del día (Guillo, 1983). Reposan durante la noche y en los días lluviosos en el envés de las hojas (Cáceres, 1985).

Para su alimentación, las moscas adultas no se dirigen únicamente a la zona donde hay hospedantes, sino investigan todo tipo de vegetación en diferentes estratos: exploran superficies de frutos, hojas u otros objetos con su aparato bucal y llegan a obtener alimento hasta donde aparentemente no parece estar presente (Christenson y Foote, 1960).

Linares (1987) indica que los adultos de la mosca de la fruta se alimentan de secreciones glandulares de plantas, néctar y savia, excretadas como exudados (en troncos, tallos y hojas) o por daños en la fruta causados por insectos, enfermedades o causas mecánicas. Como ejemplo, señala que el rocío meloso de algunos homópteros estimula la producción

de huevecillos en A. ludens.

Las moscas de la fruta en su estado adulto son potentes voladores, en su generalidad, cubriendo considerables distancias en pocos días. Se ha demostrado que pueden volar largas distancias contra el viento para buscar alimento.

Sivinski y Calkins (1986) indican que los tefritidos se alimentan de nectarios extraflorales, exudados de savia y excreciones de pájaros y, ocasionalmente, de flores. Sin embargo, según Hagen (1958), se pensaba que la mayoría subsistía del rocío meloso de los homópteros, citado anteriormente. Trabajos hechos en Australia en Dacus spp. contradicen este supuesto, al reenfatizar el papel que juegan en la dieta las bacterias de la superficie de las hojas, especialmente en la dieta de las especies de los trópicos húmedos, donde las condiciones climáticas no permiten la acumulación de las secreciones de los insectos (Sivinski y Calkins (1986), al citar a Drew et al., 1983; Courtice y Drew, 1984).

Este aspecto es importante al enfocarlo en el manejo integrado de plagas, ya que se están buscando nuevos atrayentes basados en bacterias y sus productos secundarios para su uso en trampas de alimentación. Muchos de los cebos son proteínas hidrolizadas que se usan corrientemente y deben su poder de atracción a la presencia de dichas bacterias.

En los cebos también se usan feromonas, atrayentes sexuales que influyen en el apareamiento y en la oviposi-

ción. Junto con las señales visuales y acústicas, las feromonas están dirigidas a las hembras en celo y atraen tanto a machos como a hembras vírgenes. Estos compuestos se producen en una gama de glándulas morfológicamente diversas. En Anastrepha sp., las células glandulares son grandes y están situadas en la región pleural del abdomen (Sivinski y Calkins, 1986).

2.4 Hospedantes y Daños

Aluja (1982) reitera, asimismo, que las moscas de la fruta poseen, generalmente, un amplio rango de hospedantes. Sin embargo, algunas especies se caracterizan por preferir ciertos frutales o familias de éstos, de donde toman sus nombres comunes: mosca de la naranja (cítricos y mango), A. ludens; mosca de los zapotes (zapotáceas), A. serpentina; mosca de la ciruela (Spondias sp.), A. obliqua; mosca de la guayaba, A. striata.

Esta plaga causa daños en el fruto debido a la alimentación de las larvas, cuya presencia impide que sea aceptado en el mercado. Además, las perforaciones por ovipositoras causan la caída prematura de los frutos y la introducción de microorganismos patógenos. Guillo (1983), agrega que las hembras ovipositan a través de la cáscara de la fruta, poniendo sus huevecillos en forma solitaria o en grupos. Al eclosionar, las larvas empiezan a alimentarse formando galerías en la pulpa, siendo fácilmente localizadas en los

frutos por madurar. Una forma práctica de detectar la infestación en los frutos sospechosos es acercarlo al oído para percibir el ruido característico que producen las larvas en movimiento. Al terminar su desarrollo, abandonan el fruto haciendo orificios regulares que a veces están rodeados por un área de consistencia blanda. La salida de la larva coincide generalmente con la caída normal del fruto, pero pueden abandonar éste cuando aún pende del árbol.

Sin un control adecuado, los daños de la mosca mexicana de la fruta ocasionan pérdidas que, incluso, pueden provocar la desaparición de una zona frutícola (Ramos de Mejía, 1975; González y Tejada, 1979; Aluja, 1982).

El insecto cuenta con hospedantes numerosos y variados, entre los que se pueden citar:

<u>Achras zapota</u>	chicozapote
<u>Annona cherimola</u>	chirimoya
<u>Annona muricata</u>	guanábana
<u>Calocarpum zapota</u>	zapote colorado
<u>Carica papaya</u>	papaya
<u>Casimiron edulis</u>	zapote blanco
<u>Casimiroa tetrameria</u>	matasanos
<u>Citrus aurantifolia</u>	limero
<u>Citrus aurantium</u>	naranja agria
<u>Citrus grandis</u>	toronja
<u>Citrus medica</u>	pomelo
<u>Citrus nobilis</u>	mandarina

<u>Citrus reticulata</u>	mandarina
<u>Citrus sinensis</u>	naranja dulce
<u>Cydonia oblonga</u>	membrillo
<u>Eugenia jambos</u>	pomarrosa
<u>Inga jinicuil</u>	jinicuil
<u>Malus silvestris</u>	manzano
<u>Mammea americana</u>	mamey
<u>Mangifera indica</u>	mango
<u>Mespilus germania</u>	níspero
<u>Persea americana</u>	aguacate
<u>Prunus domestica</u>	ciruela
<u>Prunus persica</u>	durazno
<u>Psidium guajava</u>	guayaba
<u>Psidium guineense</u>	guayaba
<u>Psidium sartoriana</u>	arrayán
<u>Punica granatum</u>	granada
<u>Pyrus communis</u>	pera
<u>Sargentia gregii</u>	chapote amarillo

(Berg, 1959; Ramos de Mejía, 1975; Castro, 1976).

De los hospedantes anteriores, se mencionan en orden de preferencia los siguientes: Citrus grandis (pomelo), C. aurantium (naranja agria), C. sinensis (naranja dulce), Sargentia gregii (chapote amarillo) y Mangifera indica (mango) (op. cit.).

3. BIOLOGIA Y COMPORTAMIENTO DE Diachasmimorpha (Biosteres) longicaudatus

3.1 Origen

D. longicaudatus es originario de la región indoaustraliana (Wharton y Gilstrap, 1983, citados por Linares, 1987), donde sus huéspedes nativos son del género Dacus (Leyva, 1982). Es endoparásito solitario de moscas de la familia Tephritidae, es decir que un individuo ataca una larva de mosca o, en otras palabras, que se desarrolla un solo individuo por cada pupa de mosca. Se caracteriza por parasitar larvas de segundo y tercer instar que se encuentran en el interior de las frutas, ya sea en el árbol o tiradas en el suelo. Nunca parasita larvas expuestas o descubiertas, haciéndolo siempre a través de la cáscara de la fruta y cuando se encuentran en su interior. Las larvas parasitadas generalmente logran llegar al estado de pupa, pero del pupario emerge un adulto de D. longicaudatus (Flores, 1975; Leyva, 1982; Aluja, 1982).

3.2 Clasificación y Morfología

En 1915, Gahan sostuvo que Diachasmimorpha era sinónimo de Opius. En 1951, Fullaway fue el primero en reconocer más adelante este grupo distintivo de parasitoides tefritidos, a los cuales llamó el grupo de Opius longicaudatus.

Wharton (1987) indica en su trabajo que, como se mencionó anteriormente, Fullaway en 1951 caracterizó al grupo de Opius longicaudatus por la presencia de un postnervelo en el ala posterior y un notauli profundo y no esculpido. En 1983, Wharton y Gilstrap se refirieron a esto como el grupo de la especie tryoni, transfirieron a este grupo algunas especies y se refirieron a varias de las incluidas por

Fullaway (1951) como sinónimos de longicaudatus Ashmead. Wharton y Gilstrap, ya citados, caracterizaron más adelante a este grupo en base al ovipositor apical curvado.

Las especies que se incluyen en este género se basan en la forma del ovipositor, la venación de las alas, el contorno del cuerpo y la forma del clipeo, a pesar de la ausencia casi completa de la carina occipital.

Según Wharton (1987), Biosteres debe sustituirse por Diachasmimorpha simplemente por la diferencia en la morfología clipea y la venación del ala posterior.

Este es un parasitoide de la familia Braconidae, que presenta en la venación alar una vena recurrente entrando en la 2a. celda cubital, siendo ésta última corta, con la primera vena intercubital más larga que el 2o. segmento radical. El 2º segmento abdominal es estriado. El ovipositor es curvado cerca de la punta. El clipeo es con margen central ventral convexo. Tiene presente la carina occipital (Wharton y Gilstrap, 1983), el margen inferior del clipeo es más o menos sinuado, el margen ventro lateral completamente separado de la parte ventral del rostro de la fosa tentorial (Wharton, 1987).

3.3 Ciclo Biológico

El ciclo biológico del parasitoide dura de 22 a 28 días, dependiendo de las condiciones ambientales y de la edad de la larva al momento de ser parasitada. En el laboratorio, el ciclo de vida varía de 14 a 18 días (Flores, 1975).

En condiciones de 24 a 27° C y con una humedad relativa del 65 al 70%, los parasitoides que se crían en larvas de A-nastrepha suspensa de 4 a 5 días, llegan al estado adulto los machos en 18 días y las hembras en 19; si se crían en larvas de 6 ó 7 días, los machos se desarrollan en 19-22 días y las hembras en 20-23 días. El período de incubación del huevecillo varía también en función de la edad de la larva: 2 días en larvas de 4-5 días y 4.6 días en larvas de 7 días. Asimismo, el estado de pupa dura 6.5 días cuando se inicia el ciclo en larvas de 4 a 6 días, y 7.5 días en larvas de 7 días. El porcentaje de supervivencia de los parasitoides fue más elevado cuando se desarrollaron en larvas de 5 a 6 días de edad. Por otro lado, se da un incremento en el tamaño de los adultos del parasitoide al criarlos en larvas de 7 días (Lawrence et al., 1976).

En experimentos realizados por Ashley et al. (1976), para determinar la influencia de las condiciones ambientales en la duración del ciclo biológico de D. longicaudatus en A. suspensa, demostraron que a mayor temperatura se necesitan menos días para completar el desarrollo de las hembras del parasitoide, y que los machos emergen dos días antes, generalmente. Asimismo, encontraron que el porcentaje de humedad en el medio de pupación no es determinante en la duración del ciclo de vida de la especie bajo estudio.

D. longicaudatus es una especie sinovigénica, es decir que produce huevos a todo lo largo de su vida. Los ovarios

de las hembras maduran de 4 a 6 días después de emerger del pupario. La producción de huevecillos se incrementa, hasta cierto límite, conforme aumenta el número de huéspedes disponibles. Cada hembra puede depositar un promedio de 23.5 huevecillos diarios. Estos maduran más rápidamente si aquellas tuvieron 72 horas de experiencia en la oviposición, en lugar de haber estado sólo 24 horas en presencia del huésped (Marucci y Clancy, 1950; Greany et al., 1976; Lawrence et al., 1978, citados por Linares, 1987).

Asimismo, ésta es una especie arrenotoca, es decir que de los huevecillos fertilizados se obtienen hembras y de los no fertilizados, machos (Lawrence et al., 1978).

Debido a su hábito de parasitoide solitario, puede discriminar entre larvas parasitadas y sin parasitar al momento de la oviposición. Si ocurre superparasitismo, la progenie que sobrevive se reduce debido al canibalismo (Lawrence et al., 1978, citados por Leyva, 1982).

3.4 Comportamiento Huésped-Parasitoide

La influencia que tiene el huésped en su parasitoide es un área importante que debe investigarse cuando se habla de control de plagas a través del uso de insectos benéficos. Por ello, Salt (1941), citado por Lawrence et al., (1976), indica que el huésped está lejos de ser una simple víctima pasiva; el huésped es capaz de dejar su marca o huella sobre el insecto que lo destruye.

El huésped puede afectar fisiológicamente a su parasitoide. La edad del huésped, el entrar en diapausa, su tamaño y, por ende, la cantidad y calidad de alimento disponible, entre otros, son factores que influyen en el desarrollo del parasitoide.

3.4.1 Proporciones y Tiempos de Exposición

Es importante considerar la relación huésped-parasitoide en programas de cría de laboratorio de éste último, con el propósito de su utilización en programas de control biológico. Los dos aspectos fundamentales de esta relación son los niveles de equilibrio que se alcanzan y la estabilidad de la interacción (Avila y Albajes, 1984).

Según los autores citados, los niveles de equilibrio dependen fundamentalmente de la tasa efectiva de incremento del huésped (sobre la que actúan factores como la mortalidad debida a las condiciones ambientales) y de la proporción media de huéspedes parasitados (que depende de factores como la proporción de sexos del parasitoide). Así, la estabilidad de la interacción depende principalmente del comportamiento del parasitoide y sus respuestas a la densidad y distribución del huésped y a su propia densidad (Avilla y Albajes, 1984, al citar a Hassell, 1978).

La respuesta a la densidad del huésped más ampliamente indicada, es un aumento del número de huéspedes parasitados, que da lugar a la respuesta funcional y sus diferentes tipos

(op. cit., al citar a Holling, 1959). En especies arrenotocas puede presentarse también una variación en la proporción de sexos (op. cit., al citar a Wiackowski, 1962; Sinha y Singh, 1979).

Según los resultados obtenidos en un experimento realizado por Avilla y Albajes (1984) con Opius concolor Szepi. y Ceratitis capitata Wied, se observó que el parasitoide necesita la presencia de un número mínimo de huéspedes en la unidad de búsqueda para estimular su comportamiento de localización. Esto se ha señalado también para otras especies, lo que muestra la existencia de un umbral mínimo que desencadena la búsqueda del huésped (op. cit., al citar a Sales, 1979). Este fenómeno debe tenerse en cuenta al elaborar programas de control biológico, sabiendo que son necesarios estudios posteriores para determinar cuál es la unidad de búsqueda en estas condiciones; a saber, un árbol, una rama o un conjunto de frutos de la misma.

En el estudio relacionado se obtuvo que el número de huéspedes atacados por hembra y día muestra una relación lineal con el número de huéspedes ofrecido. Indican, al citar a Hassel (1978), que la explicación más probable ----- para esto es que el parasitoide busca más activamente conforme aumenta la densidad del huésped. En esta misma línea, acotan, se encuentran la posible existencia ya señalada de un umbral mínimo, el número de huéspedes necesario para desencadenar la búsqueda.

En un segundo ensayo realizado por Avilla y Albajes (1984), se logran importantes resultados al analizar los tiempos de exposición. Se simuló una situación de una alta densidad del huésped, ya que para los tiempos de parasitación cortos la hembra del parasitoide tiene a su disposición un número de huéspedes superior al que es capaz de parasitar en cada intervalo de tiempo. En los tiempos menores, la hembra continuaba parasitando al retirarla, mientras que en los de 120 y 240 minutos ya había abandonado la unidad de oviposición.

Así, observamos que la hembra aumenta rápidamente el número de huéspedes atacados al disponer de ellos durante 30 minutos, en lugar de 15 y, al ir aumentando el tiempo de exposición, el incremento es más lento hasta que prácticamente se alcanza un máximo a partir de las dos horas de parasitación.

Indican que la exposición de los huéspedes durante un período de tiempo excesivamente largo, no sólo puede provocar problemas de superparasitismo, sino que no es rentable al no aumentar con ello en cantidades significativas el número de adultos obtenido. (Jiménez, 1977, citado por Avilla y Albajes, 1984).

3.4.2 Proporción de Sexos

En cuanto a la proporción de sexos, Avilla y Albajes (1984) señalan que la obtención de una mayor proporción de hembras representa un aumento del potencial reproductor de la población descendiente, lo que redundaría en un mejor

aprovechamiento de los recursos. Así, se interpreta que el aumento de la densidad de huéspedes disponibles provoque una mayor aparición de hembras del parasitoide.

Por el contrario, no se encontraron diferencias significativas en la proporción de sexos, en relación con los distintos tiempos de parasitación, lo que hace suponer que la glándula espermática es capaz de fertilizar la misma proporción de huevos, independientemente de la velocidad a la que son depositados.

En resumen, al existir un empobrecimiento de la población hospedante, sea en cantidad o calidad (huéspedes de menor tamaño), el parasitoide responde con proporciones sexuales favorables a los machos, lo que tiende a reducir su propia descendencia.

3.4.3 Mortalidad en Estados Postembrionarios

En las relaciones huésped-parasitoide, es necesario también estudiar la mortalidad de los estados postembrionarios del parasitoide (Avilla y Albajes, 1984) para comprender la existencia de pupas vacías o la no emergencia de parasitoides. Estos autores indican que se observa un mayor porcentaje de mortalidad en los estados de huevo y primeros estados larvarios, ya que éstos son más sensibles a la baja humedad relativa ambiental, por desarrollarse sobre tejidos del huésped en los que no tiene lugar la regulación de la pérdida de agua (Delanoue y Pravalorio, 1977, citados por

Avilla y Albajes, 1984). Por otra parte, la eliminación del exceso de individuos, en el caso de coexistir más de uno en el mismo huésped, se realiza por ataque físico entre las larvas de primer estadio. En algunos casos puede producirse la muerte del huésped en el interior del pupario (Biolliotti y Delanoue, 1959, citados por Avilla y Albajes, 1984) y la consiguiente aparición de lo que se denomina pupario vacío.

En otros estudios se ha observado mortalidad elevada en D. longicaudatus debida a bacterias, Serratia marcescens Bizio (Monastero y Delanoue, 1967; Greany et al., 1977) y Pseudomonas aeruginosa (Schroeter) (Greany et al., 1977). En ambos casos, las bacterias se desarrollaron por el aumento en la temperatura durante el experimento a más de 30°C. En los casos de ataque de bacterias, las pupas presentan una materia oscura gelatinosa y purulenta.

Del trabajo citado, se puede concluir que no existe una mortalidad diferencial de ambos sexos durante el desarrollo post-embrionario, por lo que la proporción de sexos puede atribuirse a los otros factores mencionados (densidad huésped-parasitoide, tamaño del huésped, etc.).

3.4.4 Influencia de la Edad del Huésped

Lawrence et al., (1976) realizaron una investigación para determinar el efecto de la edad de la larva de A. ludens en el tiempo de desarrollo, tamaño y sobrevivencia

del parasitoide D. longicaudatus Ashmead. Sus resultados indican la edad óptima del huésped, que el parasitoide requiere a fin de facilitar la cría productiva de individuos viables en forma masiva, lo cual es un elemento importante para el desarrollo del presente estudio.

Se midieron el tiempo para el desarrollo del parasitoide, el largo de los adultos, la cantidad de emergencia de hembras y el porcentaje de sobrevivencia, llegando a la conclusión de que las larvas de 5 días de edad de A. suspen-sa son las más adecuadas para uso en programa de cría masiva.

4. UTILIZACION DEL PARASITOIDE D. longicaudatus EN PROGRAMAS DE CONTROL BIOLÓGICO DE LA MOSCA MEXICANA DE LA FRUTA

Metcalf y Flint, citados por Flores (1975), definen el control biológico como la destrucción o supresión de los insectos indeseables, otros animales o plantas por la introducción, estímulo o incremento artificial de sus enemigos naturales. Dentro de él se puede distinguir:

4.1 Control Biológico Natural

Consiste en la acción de parásitos, predadores o patógenos, para mantener la densidad de la población de una especie a un nivel más bajo del que ocurriría en su ausencia.

Puede considerarse también como el mantenimiento de una densidad de población fluctuante, dentro de ciertos

límites, superior o inferior en un período de tiempo, por las acciones de factores ambientales bióticos (alimentación, espacio, competidores, enemigos naturales) y abióticos (temperatura, humedad relativa, viento, lluvia, etc.).

4.2 Control Biológico Aplicado o Inducido 3/

Es el empleo de organismos benéficos para el control de las densidades de población de plagas insectiles y de malas hierbas.

En la actualidad, el control biológico es uno de los métodos que forma parte del manejo integrado de plagas, con el propósito de reducir la densidad de población por debajo del nivel de daño económico.

El control biológico presenta como ventajas la seguridad en su uso, su bajo costo a largo plazo y la permanencia en el agroecosistema.

Para un efectivo control biológico de este tipo, conviene desarrollar estudios sobre dinámica de poblaciones de la especie perjudicial y sus enemigos naturales, tendientes a determinar la influencia de éstos en la reducción de la plaga. Los estudios deben realizarse por lo menos durante 3 años con el fin de considerar las variaciones que afectan la abundancia, épocas de aparición y desaparición de las especies estudiadas. Esta información es necesaria para establecer si los enemigos naturales del lugar

3/ Carrillo, J.L. 1985. Notas del curso de Control Biológico. Centro de Entomología y Acarología, Colegio de Postgraduados de Chapingo, México.

son capaces de controlar biológicamente la plaga o si se debe buscarlos en otra región.

En el cuadro siguiente se indican los estudios que se han hecho de D. longicaudatus en el control biológico de las moscas de la fruta (Greany et al., 1976):

C U A D R O 5

Espece hospedante	Localización	Investigadores
<u>Ceratitidis capitata</u> (Wiedemann)	Hawaii, E.U.A. Israel Australia Isla de la Reunión Costa Rica/Nicaragua Antibes	Clausen <u>et al.</u> , 1965 Kamburov (a) Snowball, 1966 Etienne, 1973 Chambers (a) Arambourg & Onillon, 1970
<u>Ceratitidis (Pterandrus)</u> <u>rosa</u> Karsh	Isla de la Unión	Etienne, 1973
<u>Dacus dorsalis</u> Hendel	Hawaii, E.U.A. Pakistán	Clausen <u>et al.</u> , 1965 Syed <u>et al.</u> , 1970 (a)
<u>Dacus tryoni</u> (Frogatt)	Malasia	Cochereau, 1970
<u>Dacus zonatus</u> (Saunders)	Australia Pakistán	Snowball, 1966 Syed <u>et al.</u> , 1970
<u>Anastrepha ludens</u> (Loew)	México	Jiménez-Jiménez, 1963
<u>Anastrepha suspensa</u> (Loew)	Florida, E.U.A.	Baranowski, 1974
<u>Anastrepha ludens</u> (Loew)	México	Linares, 1987

(a) Comunicación personal

VI. MATERIALES Y METODOS

La investigación se realizó en el insectario del Centro de Entomología y Acarología del Colegio de Postgraduados de Chapingo, Estado de México, México, por contar con las poblaciones de Anastrepha ludens y Diachasmimorpha longicaudatus necesarias para su desarrollo.

Las condiciones ambientales del laboratorio fueron de 25 - 28° C, 55 - 68% HR y 12 HL. Las mismas se lograron mediante el uso de dos calentadores General Electric de 1000 watts cada uno, regulados por un termostato Fenwal que mantuvieron la temperatura constante, controlando la humedad relativa con dos bandejas de agua colocadas frente a sendos ventiladores, a su vez conectados al termostato. Cuatro tubos de gas neón proporcionaron la iluminación, la longitud del fotoperíodo se reguló por medio de un reloj Reliance, que encendía las luces a las 07:00 horas y las apagaba a las 19:00 horas. La temperatura y la humedad relativa se midieron con un higrómetro de gráfica semanal marca Rosbach, cuyos datos se utilizaron para calibrar los calefactores y el humidificador. Además se utilizaron termómetros de bulbo seco y húmedo que sirvieron de punto de referencia para ajustar el higrómetro.

1. METODOLOGIA

1.1 Diseño del Experimento

Se utilizó el diseño completamente aleatorio en el cual se midió como variables respuesta el parasitismo total

y parasitismo parcial de D. longicaudatus sobre A. ludens.

El diseño experimental comprendió tres tratamientos y cuatro repeticiones. Se utilizó una tabla de números aleatorios para asignar a las unidades experimentales los tratamientos; así, los cuatro primeros números aleatorios obtenidos se asignaron al tratamiento A, los siguientes cuatro números aleatorios al tratamiento B y los últimos al tratamiento C.

En estudios realizados acerca de la producción masiva en laboratorio de D. longicaudatus, Lawrence et al., (1978) utilizaron 800 larvas y 25 parasitoides con un tiempo de exposición de 24 horas para obtener un 80% de parasitismo. Con el fin de poder comparar los resultados que se obtendrían en el presente estudio con datos confiables de experimentos anteriores, las poblaciones usadas se determinaron en base a esta proporción, reduciendo el tiempo de exposición a 2 horas, en la forma siguiente:

	800:25-----	24 horas
	32:1-----	24 horas
y de allí,	24 horas-----	32 larvas
	2 horas-----	2.66 3

Por lo anterior, se determinó utilizar la relación 3:1 (larva:parasitoide), decidiendo trabajar con 60 larvas y 20 parasitoides, por tratarse de poblaciones fácilmente manejables en el laboratorio. En esta forma, en base al estudio citado, se garantizó que el parasitoide contaría

con la presencia de un número mínimo de huéspedes en la unidad de búsqueda que estimulara su comportamiento de localización de larvas (Avilla y Albajes, 1984).

Se utilizaron larvas de 5 días para la cría masiva del parasitoide, conociendo que a los 5 días las larvas están en el primer día del tercer instar y a los 7 días en el período más tardío del mismo.

Se tomó como tiempo mínimo de exposición 2 horas y se seleccionó para los otros tratamientos 3 y 6 horas, teniendo en consideración que el horario de trabajo en el laboratorio es de 8 horas, lo que permitiría efectuar 3, 2 y 1 veces la repetición del procedimiento durante una jornada de trabajo, respectivamente. Es decir, los tratamientos correspondieron a 2 horas (A), 3 horas (B) y 6 horas (C).

Greany et al., (1976) indican que los parasitoides se deben dejar madurar por lo menos tres días, luego de emerger, antes de usarlos en experimentos de reproducción. Por ello, a los 5 días se sometió a los parasitoides a una experiencia de 72 horas de pre-oviposición, colocando en las jaulas un plato con larvas y bagazo de caña de azúcar humedecido, cubierto con tela de manta verde, el cual se retiró para iniciar el experimento.

Estos mismos autores notan que en la cría masiva del parasitoide puede haber mortalidad por causa de stress, debido a sobrepoblación, la que a su vez produce sobrecalentamiento y afecta la mortalidad por la acción de bacterias patógenas.

Estos datos se tomaron en cuenta para determinar la densidad de las pupas y para controlar el nivel de la temperatura.

1.2 Ejecución del Experimento

1.2.1 Reproducción de Poblaciones

1.2.1.1 Cría de Anastrepha ludens

En jaulas de 30 x 30 cm de lado se alojaron 1800 a 2000 adultos, hembras y machos del huésped. Se colocó en cada jaula un vaso de plástico de 100 cc con puparios del insecto, obtenidos del material existente en el laboratorio, cuyos adultos estaban próximos a emerger. En el interior de cada jaula se colocó otro vaso con 275 cc de agua esterilizada, invertido sobre el fondo de una caja de Petri de vidrio de 10 cm de diámetro, se colocó algodón absorbente alrededor del vaso para que se embebiera de agua y sirviera de bebedero a los adultos. Asimismo, en la tapadera de la caja de Petri se colocó el alimento para adulto y, en otra similar, la media naranja artificial para que ovipositaran las hembras de A. ludens. La media naranja es un dispositivo de oviposición creado en México, debido a que esta mosca no oviposita masivamente en la malla de la jaula, como sucede con Ceratitis capitata. Este dispositivo se elaboró con dos capas de tela de mosquitero cubierta con una mezcla de crayones de cera azul y amarillo hasta lograr la coloración verde. La forma redondeada se obtuvo colocando las dos capas de tela cruzadas perpendicularmente sobre una perilla de hule; luego se puso alrededor la mezcla de

cera previamente derretida en un recipiente y se introdujo al refrigerador para endurecerla. Se cortaron los bordes con unas tijeras para darle la forma de la media circunferencia, que se apoya en la superficie horizontal.

Los adultos iniciaron la oviposición entre los 8 y los 10 días de haber emergido y se eliminaron de la jaula a los 20 días. Después del inicio de la oviposición se retiraron cada 24 horas las medias naranjas, a fin de recolectar los huevecillos allí depositados con un pincel húmedo de pelo de camello número 5, agregando constantemente agua esterilizada con una pizeta. Los huevecillos se transfirieron a un vaso de plástico transparente de 100 cc, con una solución de cloro al 5%, lavándose inmediatamente por 3 veces con agua esterilizada. Enseguida, con la ayuda de un gotero, se colocaron los huevecillos en cajas de Petri de 10 cc de diámetro previamente esterilizadas, en cuyo interior se puso un cuadro de papel filtro blanco de 6 cm por lado con una cantidad adecuada de agua esterilizada.

Después de rotular la tapadera de cada caja de Petri con la fecha de oviposición, se colocaron sobre un estante de madera dentro del laboratorio, donde transcurrió el período de incubación. Diariamente se realizaron revisiones con un microscopio estereocópico American Optical, a fin de determinar su estado de humedad y la eclosión de las larvas.

Finalizado el período de incubación (4 ó 5 días), tanto

las larvas emergidas como los huevecillos no eclosionados, se distribuyeron uniformemente en una bandeja de plástico de 22 x 15 x 3.5 cm. que contenía 0.5 Kg de medio para larvas y que se cubrió con una funda de manta blanca.

En los 9 y 11 días, las larvas estaban ya desarrolladas. Entonces, juntamente con el medio de cultivo, se pasaron por agua y, con ayuda de un colador de 15 cm de diámetro se separaron las larvas del residuo de la dieta artificial. A continuación, se transfirieron a las bandejas con bagazo de caña de azúcar seco (bagacillo), utilizando como medio de pupación.

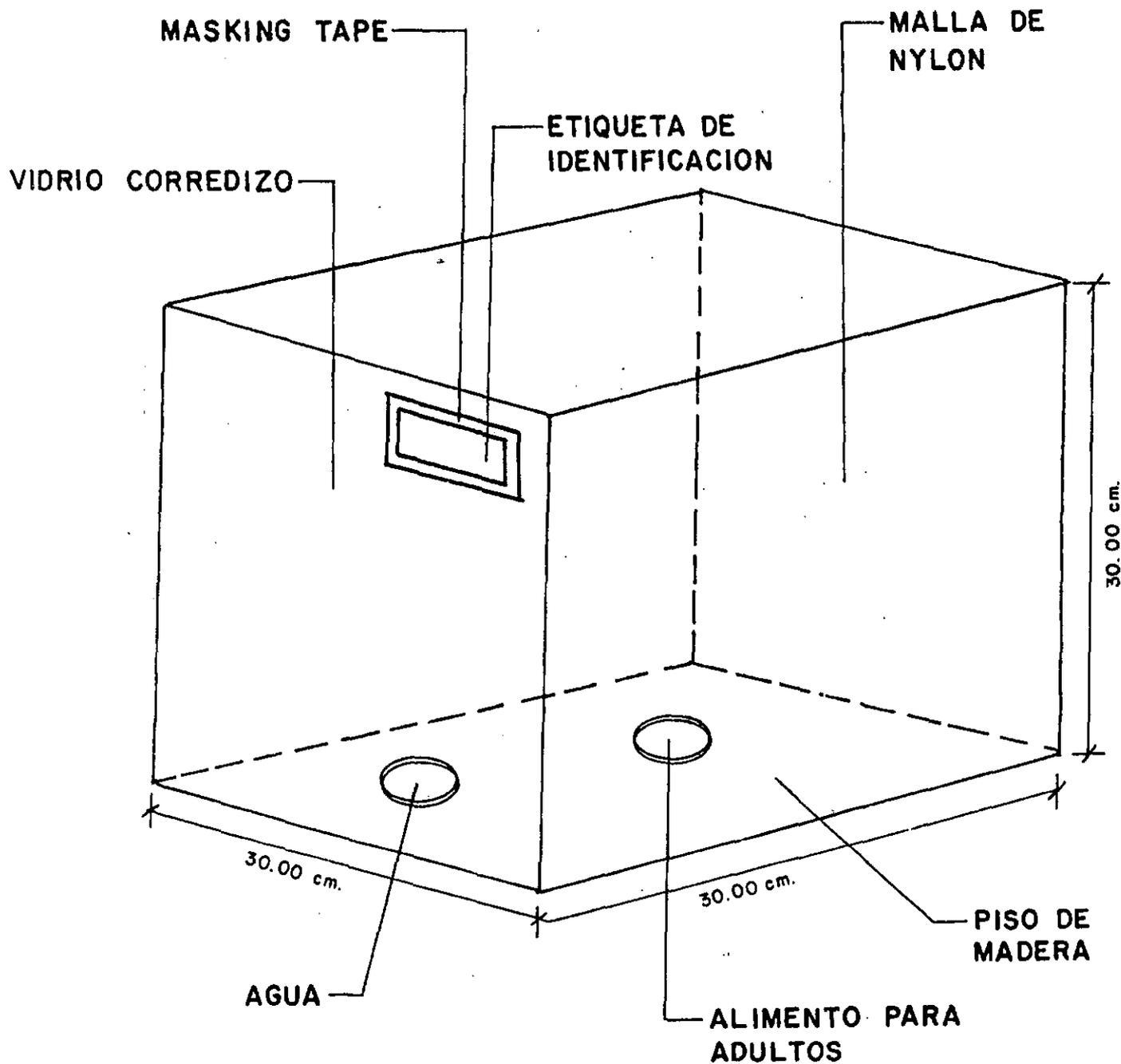
Pasando de 10 a 12 días de la pupación, el bagacillo se tamizó para separar los puparios, los cuales se colocaron ya limpios en los vasos de plástico, que se introdujeron en las jaulas para iniciar otro ciclo.

1.2.1.2 Cría de Diachasmimorpha longicaudatus

Para la cría del parasitoide, se utilizaron jaulas de iguales dimensiones a las descritas anteriormente, con la única diferencia de que las paredes estaban cubiertas de tela de organza blanca en lugar de malla de plástico verde (ver Figura 1).

Los vasos con puparios parasitoides a punto de emerger se colocaron dentro de la jaula. A los 14 días empezaron a emerger los parasitoides, primero los machos y luego las hembras. Desde ese momento se colocó en la jaula la dieta artificial en un algodón absorbente puesto en la base de

FIGURA 1: Jaula para alojar a los parasitoides que formarán la unidad experimental



una caja de Petri de 10 cm de diámetro y la tapadera de dicha caja llena de algodón saturado de agua esterilizada. La dieta y el agua se cambiaron diariamente. Se trabajó con 200 a 500 insectos de ambos sexos en cada jaula.

Para reproducir el parasitoide, se colocaron aproximadamente 900 larvas del huésped de 9 a 11 días de edad en un plato de plástico de 13.5 cm de diámetro sobre bagazo de caña de azúcar humedecido. Los platos se cubrieron con una funda de manta teñida de verde, que posee 400 poros por cm^2 , según Linares (1987). Cada plato con larvas se colocó encima de un vaso plástico de 5 cm de altura, puesto boca abajo sobre el piso de madera de una jaula de 20 cm por lado.

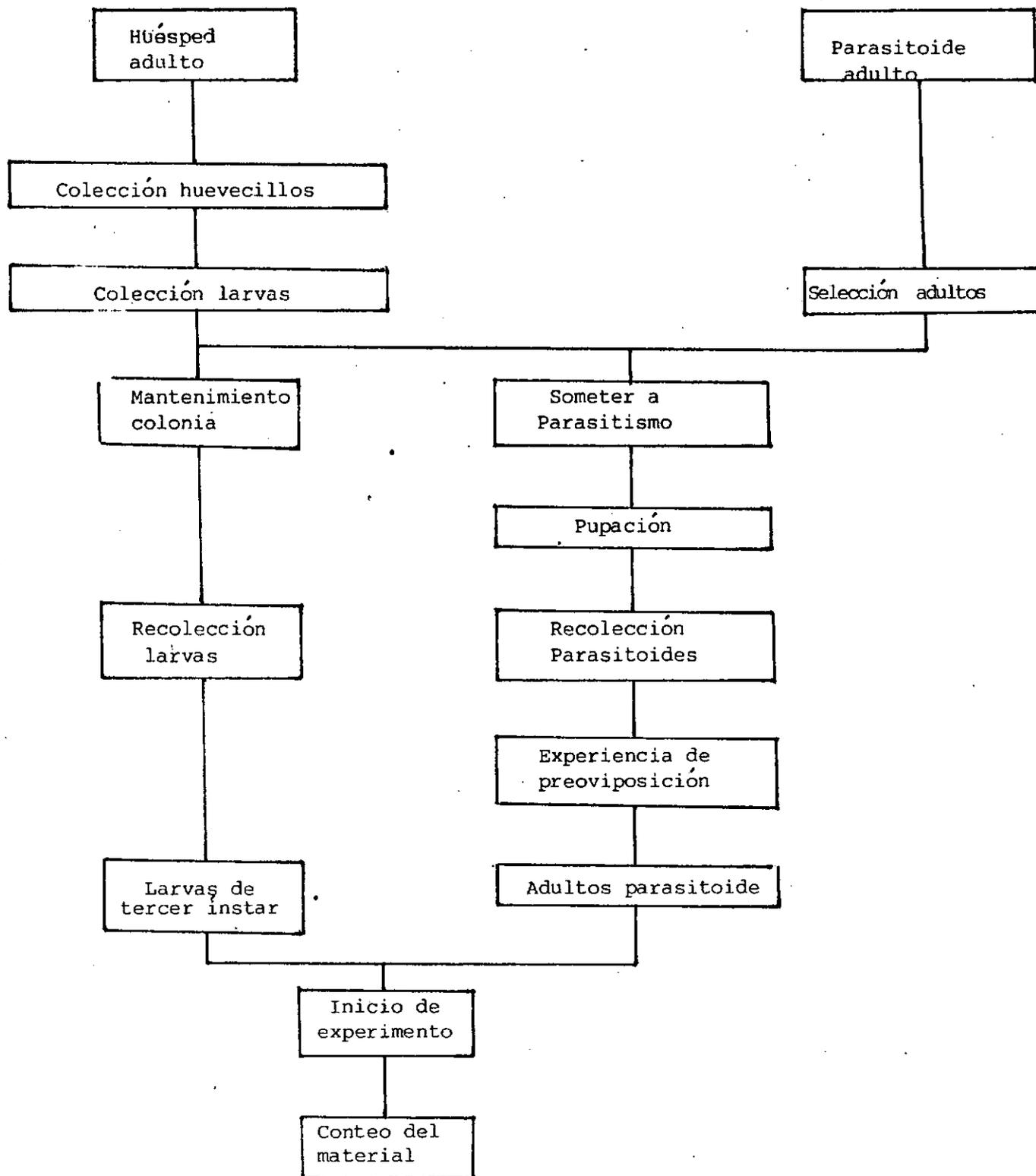
En cada jaula se introdujeron 40 parasitoides hembras de 5 a 8 días de edad. Concluido el período de 24 horas de exposición de las larvas a los parasitoides, se retiraron los platos y las larvas se pasaron al medio de pupación, consistente en bagazo de caña de azúcar seco.

A los 8 días después de la fecha de parasitación, se separaron los puparios del medio de pupación y se colocaron en vasos de plástico tapados con tela de organza y hules No. 18 en los anaqueles, al interior del insectario. En esta forma, se inició nuevamente el ciclo de reproducción (ver resumen en Diagrama 1).

1.2.2 Poblaciones Utilizadas

Para D. longicaudatus se tomaron los vasos con puparios

DIAGRAMA 1: Pasos para la obtención de las poblaciones del huésped y del parasitoide previo a la realización del experimento.



descritos anteriormente, colocándolos en jaulas de 20 x 20 cm para obtener parasitoides de segunda generación.

A los 14 días comenzaron a emerger, primero los machos, luego las hembras, hasta terminar de emerger todos en los 2 días siguientes. Al tercer día (17 días del inicio), se separaron con la ayuda de un aspirador, colocando 180 hembras y 90 machos (relación 2:1) en dos jaulas de 30 x 30 cms. Es decir que se contó con una población de 360 hembras y 180 machos del parasitoide, 640 en total.

De la población inicial de adultos de éste, se tomaron al azar 15 hembras para medir su tamaño desde el vértex hasta la punta del ovipositor y éste último, desde la punta hasta la base del cuerpo del insecto. Para ello, se utilizó un microscopio estereoscópico American Optical y un portaobjetos con graduación milimétrica marca Teilun auf Unterseite

Luego de medirlos, se determinó que el tamaño del parasitoide variaba de 5 a 6.3 mm de la cabeza a la base del abdomen y que el ovipositor media entre 5.2 y 6.8 mm.

En dichas jaulas se dejaron durante 4 días, con agua y alimento, tal como se describió con anterioridad, para llegar al quinto día a la experiencia de preoviposición.

Para Anastrepha ludens, los puparios se colocaron ya limpios en un vaso, dentro de jaulas de 30 x 30 cm. con agua y alimento, según lo ya descrito.

A los 8 días después de que emergieron los primeros adultos, estaban ya en el período de preoviposición. Se introdujeron las medias naranjas para el inicio de un nuevo

ciclo de producción de larvas.

Los huevecillos recolectados en un día de 3 medias naranjas son suficientes para una caja de Petri, cuyo material alcanza para una bandeja de 22 x 15 x 3.5 cm. Se prepararon 3 bandejas para contar con el material necesario.

Las bandejas se revisaron diariamente a fin de asegurar que tuvieran la humedad necesaria para el adecuado desarrollo de las larvas, poniendo cuidado, cuando empezaron a pupar, de reducir la humedad y evitar así que las larvas se salieran de la bandeja.

Aproximadamente a los 13 días de colocados los huevecillos en las bandejas, se contaba con una población superior a las mil larvas del mismo tamaño y desarrollo, es decir, de tercer ínstar.

Luego de contar ya con el material biológico necesario, se llenaron 24 cajas de Petri de 10 cm de diámetro con algodón absorbente, embebiendo 12 de ellas con agua esterilizada y las 12 restantes con alimento para D. longicaudatus.

De las bandejas con larvas se contaron 60, las cuales se colocaron, cada vez, en cada uno de los 12 vasos plásticos de 100 cc, utilizando una pieza de metal para sujetarlas y un contador manual para facilitar el conteo de las mismas.

En 12 platos plásticos de 13.5 cm de diámetro se colocó alimento para larvas y se distribuyeron encima 60 larvas en cada uno. Luego se taparon con la cubierta de tela

de manta teñida de verde y humedecida con agua.

Se tomaron 12 jaulas de 20 x 20 cm con tela de organza blanca y se rotularon con cinta adherible, indicando los tratamientos (2, 3 y 6 horas) y sus repeticiones (I, II, III y IV).

Con un aspirador se procedió a sacar las hembras de D. longicaudatus de las jaulas en las que se desarrollaron. Para evitar que se salieran, el vidrio de la caja se levantó frente a un ventilador, retirando con un pincel las que estaban en la orilla.

En cada jaula se colocaron 20 hembras del parasitoide, una caja de Petri con agua, una con alimento y el plato con larvas ya cubierto sobre un vaso plástico puesto boca abajo.

Al final, se colocaron 6 jaulas de cada lado de la mesa de trabajo del laboratorio, de modo que tuvieran igual acceso a la luz y que ésta no fuera un factor que influyera en el experimento.

Se dio inicio al experimento, introduciendo el plato con larvas en cada jaula con parasitoides, tomando el tiempo y dejándolos en exposición 2, 3 y 6 horas.

Al finalizar los distintos tiempos, mediante un pincel se quitaron los parasitoides de la superficie del plato, para retirarlo de cada una de las jaulas.

Mientras tanto, se prepararon 12 vasos plásticos con bagazo de caña de azúcar seco como medio de pupación. Cada vaso se pesó para colocar en él la misma cantidad de medio

de pupación, agregándosele 5 cc de agua esterilizada medidos con una jeringa desechable a fin de garantizar el mismo contenido de humedad.

Cada día se revisaron los vasos y se agregó agua cuando fue necesario, de manera que se asegura una humedad constante y similar.

Las larvas ya parasitadas se colocaron en los doce vasos, se cubrieron con un cuadrado de organza blanca, el cual se sujetó al borde con hule No. 18. Luego de rotular los vasos con cinta adherible, se ordenaron en los estantes del laboratorio para esperar que puparan y emergieran los adultos.

2. MATERIALES

2.1 Materiales de Laboratorio

Además de los materiales indicados al inicio de esta tercera parte, para el experimento se utilizaron jaulas con piso de madera de 30 x 30 cm, vidrio corredizo en un lado, malla mosquitera de plástico verde en los otros tres, y jaulas con piso de madera de 20 x 20 cm, vidrio corredizo en un lado y organza blanca en los otros. Asimismo, se contó con bandejas de peltre y plástico destinadas a la producción de larvas, platos plásticos y cubiertas de manta en colores blanco y verde para cubrir las bandejas y platos, respectivamente.

2.2 Materiales para Dieta

2.2.1 Dieta Artificial para A. ludens

2.2.1.1 larvas

El alimento de las larvas constó de 20 g de bagazo de caña de azúcar, 33 g de levadura de cerveza, 33 g de germen de trigo, 33 g de harina de soya, 47 g de azúcar, 4 g de benzoato de sodio o 1.8 g de nipagin, 2.4 cc de ácido clorhídrico y 350 cc de agua esterilizada.

En una bolsa plástica se mezclaron los ingredientes uniformemente y luego se pasaron a una bandeja honda de peltre donde se colocó previamente el agua para facilitar su incorporación.

2.2.1.2 adultos

El alimento de los adultos consistió de 2.5 Kg de azúcar, 150 cc de miel de abeja, 150 cc de jugo de mango, 150 g de levadura de cerveza, 4 g de polivitaminas Stress-tabs y 5 g de proteína hidrolizada de maíz.

Las polivitaminas se maceraron y se mezclaron con los demás ingredientes. Terminada la mezcla se llevó a refrigeración para tomar aproximadamente 40 g por semana para cada jaula.

2.2.2 Dieta Artificial para D. longicaudatus

2.2.2.1 larvas

Por ser D. longicaudatus un parasitoide de larvas de segundo y tercer instar de A. ludens, no se incluye una preparación especial.

2.2.2.2 Adultos

El alimento de los adultos consistió en 125 cc de

abejas, 125 g de azúcar, 15 g de benzoato de sodio, 4 g de polivitaminas Stresstabs y 750 cc de agua esterilizada. Como en el caso anterior, se maceraron las polivitaminas en un mortero, mezclándolas con el resto de ingredientes y luego se colocaron en refrigeración.

VII. RESULTADOS Y DISCUSION

1. EVALUACION DEL EXPERIMENTO

1.1 Procedimiento de Conteo del Material

A los 30 días se procedió a contar el número de parasitoides (hembras y machos, el número de moscas (hembras y machos) y se procedió a abrir con unas pinzas afiladas las pupas que no se abrieron. De esta forma se determinó si en el interior había un parasitoide (larva o adulto) o una mosca no emergidos o si se consideraba pupa vacía; en este caso, en el interior encontramos una pequeña partícula blanca o material gelatinoso y purulento. Se pudo también obtener el dato de larvas de parasitoide que no se desarrollaron, reconociéndolas por su forma y por contar, con unos puntitos blancos.

Con los datos obtenidos se determinaron los porcentajes de parasitismo total (parasitoides emergidos y no emergidos) y parcial (parasitoides emergidos), de la siguiente manera:

$$\% \text{ parasitismo total} = \frac{\text{No. adultos emergidos parasitoide}}{\text{Total pupas}}$$

$$\% \text{ parasitismo parcial} = \frac{\text{No. adultos emergidos y no emergidos}}{\text{Total pupas}}$$

C U A D R O 6

-53-

RESUMEN DE LOS RESULTADOS OBTENIDOS DE LA RELACION D. longicaudatus - A. ludens

Tratamiento	Repetición	<u>Anastrepha ludens</u>		<u>Diachasmimorpha longicaudatus</u>			Pupas Vacías	Total Pupas
		emergida	no emergida	larvas	adultos emergidos ♂ ♀	adultos no emergidos ♂ ♀		
A	I	2	1	-	4 36	3 2	10	58
B	I	2	1	-	1 41	- -	9	54
C	I	1	-	5	1 37	- 1	15	60
A	II	1	-	1	3 46	- -	4	55
B	II	-	-	1	1 38	- 2	12	54
C	II	-	-	2	- 39	- -	17	58
A	III	-	-	-	- 39	- -	18	57
B	III	1	-	-	3 39	- 2	14	59
C	III	-	-	1	- 27	- 1	24	53
A	IV	-	-	1	1 41	- 1	11	55
B	IV	-	-	1	5 43	- 1	9	59
C	IV	-	-	3	1 31	- 5	20	63

NOTA: Tratamientos A (2 horas), B (3 horas) y C (6 horas)

Repeticiones I, II, III y IV

CUADRO 7

NUMERO DE PARASITOIDES Y PORCENTAJE DE PARASITISMO TOTAL DE D. longicaudatus
 SOBRE A. ludens EN TRES
 TIEMPOS DE EXPOSICION DEL HUESPED

R E P E T I C I O N E S

TRATAMIENTOS	I		II		III		IV	
	No.	%	No.	%	No.	%	No.	%
2 horas	45	.78	49	.89	39	.68	43	.78
3 horas	42	.78	41	.76	44	.75	49	.83
6 horas	39	.65	39	.67	28	.53	37	.59

CUADRO 8

NUMERO DE PARASITOIDE Y PORCENTAJE DE PARASITISMO PARCIAL
 DE D. longicaudatus SOBRE A. ludens EN TRES TIEMPOS
 DE EXPOSICION DEL HUESPED

R E P E T I C I O N E S

TRATAMIENTOS	I		II		III		IV	
	No.	%	No.	%	No.	%	No.	%
2 horas	40	.69	49	.89	39	.68	42	.76
3 horas	42	.78	39	.72	42	.71	48	.81
6 horas	38	.63	39	.67	27	.51	32	.51

1.2 Análisis Estadístico

CUADRO 9ANALISIS DE VARIANZA DEL PORCENTAJE DE PARASITISMO
TOTAL DE D. longicaudatus SOBRE A. ludens

Fuente de Variación	G. L.	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	Valor De F	Pr > F
Tratamientos	2	0.07821667	0.03910833	9.29	0.0065
Error	9	0.03787500	0.00420833		
Total	11	0.11609167			

El coeficiente de variación obtenido fue de 8.95%, lo cual significa que el experimento fue bien manejado.

De conformidad con el cuadro 9, la F calculada (9.29) es mayor que la F tabulada (4.26) con 95% de confianza. Considerando que $\alpha = 0.0065$, se puede interpretar que, con base en la tendencia que muestran los resultados del experimento, la hipótesis de igualdad de tratamientos se rechaza y, por consiguiente, se acepta la hipótesis alternativa o de investigación, según la cual los resultados de los tres tratamientos presentan diferencias estadísticamente significativas.

Se determinó, luego, entre qué resultados de los tratamientos existió esa variación. Para ello se aplicó la prueba de Tukey, cuyos resultados se presentan a continuación.

C U A D R O 10

COMPARACION MULTIPLE DE DIFERENCIAS DE MEDIAS UTILIZANDO
LA PRUEBA DE TUKEY EN EL PORCENTAJE DE PARASITISMO TOTAL
DE D. longicaudatus SOBRE A. ludens

Tratamientos	Medias	*	Diferencias entre medias		
			2 horas	3 horas	6 horas
2 horas	0.7825	a	-----	0.0025	0.1725 +
3 horas	0.7800	a	-----	-----	0.1700 +
6 horas	0.6100	b	-----	-----	-----
Valor tabulado de Tukey			0.12807		

* Los tratamientos con la misma letra son estadísticamente iguales.

Las diferencias entre medias mayores que el valor tabulado de Tukey son significativas entre sí (+). Por ello, se observa que los tratamientos con 2 y 3 horas de exposición son similares entre sí y mostraron los mejores resultados en cuanto a parasitismo total, siendo sus medias significativamente diferentes al tratamiento de 6 horas. Esto se relaciona con los resultados del estudio de Avilla y Albajes (1984), en el cual a los 120 y 240 minutos la hembra abandona la unidad de oviposición.

C U A D R O 11ANALISIS DE VARIANZA DEL PORCENTAJE DE PARASITISMO
PARCIAL DE D. longicaudatus SOBRE A. ludens

Fuente de Variación	G. L.	Suma de Cuadrados	Cuadrado Medio	Valor de F	Pr > F
Tratamientos	2	0.08166667	0.04083333	6.63	0.0170
Error	9	0.05540000	0.00615556		
Total	11	0.13706667			

El coeficiente de variación fue de 11.26%, lo cual significa que el experimento fue bien manejado.

En este caso, también la F calculada (6.63) es mayor que la F tabulada (4.26), con un 95% de confianza. Considerando un $\hat{\alpha} = 0.0170$, se puede rechazar, asimismo, la hipótesis de igualdad de tratamiento (horas de exposición) respecto al parasitismo parcial.

Al rechazar la hipótesis, se procedió a efectuar la comparación de medias, empleando la prueba de Tukey con los siguientes resultados:

C U A D R O 12

COMPARACION MULTIPLE DE DIFERENCIAS DE MEDIAS UTILIZANDO LA PRUEBA DE TUKEY EN EL PORCENTAJE DE PARASITISMO PARCIAL DE D. longicaudatus SOBRE A. ludens

Tratamiento	Medias	*	Diferencias entre medias		
			2 horas	3 horas	6 horas
2 horas	0.7550	a	----	0	0.1750 +
3 horas	0.7550	a	-----	-----	0.1750 +
6 horas	0.5800	b	----	-----	-----
Valor tabulado de Tukey			0.15489		

* Los tratamientos con la misma letra son estadísticamente iguales.

Las diferencias entre medias mayores que el valor tabulado de Tukey son significativas entre sí (+). De la comparación de medias de parasitismo parcial es claro que los tratamientos que mostraron mejores resultados son 2 y 3 horas de exposición huésped-parasitoide, similar a lo obtenido al medir el porcentaje de parasitismo total.

Tanto en el parasitismo total como en el parcial, aunque con mayor énfasis en éste último, el análisis estadístico mostró que el tratamiento de 6 horas de exposición presentó los resultados menos favorables.

Además, al analizar los resultados del cuadro 6, se observa que el tratamiento C (6 horas) presentó tendencia a un mayor número de pupas vacías. Esto se relaciona con lo expuesto por Jiménez (1977) citado por Avilla y Albajes (1984) quien indica que la exposición de los huéspedes durante un período de tiempo excesiva—

mente largo, no sólo puede provocar problemas de superparasitismo, sino que no es rentable al no aumentar significativamente el número de adultos obtenido.

Los porcentajes promedio obtenidos para parasitismo total (72%) y parcial (69.7%), están dentro del rango del estudio de Greany et al. (1976), quien en método de cría masiva de D. longicaudatus en condiciones de laboratorio sobre A. suspensa, obtuvo 70% de parasitismo.

VIII. CONCLUSIONES

En la producción de Diachasmimorpha longicaudatus en condiciones de laboratorio y de conformidad con este trabajo, es conveniente utilizar 2 ó 3 horas de exposición a Anastrepha ludens. Esto implica rechazar la hipótesis nula, dada la diferencia estadísticamente significativa que existió entre estos tiempos y el de 6 horas.

De acuerdo a los estudios realizados acerca de la producción masiva en laboratorio de D. longicaudatus y por la experiencia en este trabajo la mejor relación larva-parasitoide es de 3:1

En la cría masiva del parasitoide se manifiesta mortalidad debido a la sobre población, la que a su vez produce sobrecalentamiento propiciando dicha mortalidad por la acción de bacterias patógenas.

Los adultos de Anastrepha ludens inician la oviposición entre los 8 y los 10 días de haber emergido del estado de pupa.

Los adultos de Diachasmimorpha longicaudatus emergen del estado de pupa a los 14 días, primero los machos y luego las hembras.

En la producción de D. longicaudatus en condiciones de laboratorio, es conveniente utilizar 2 ó 3 horas de exposición de Anastrepha ludens, en lugar de un tiempo de 6 horas ya que el análisis estadístico lo demuestra con un 99.35% para parasitismo total y 98.37 para parasitismo parcial.

IX. BIBLIOGRAFIA

1. ALUJA, M. 1982. Manejo integrado de las moscas de la fruta. México, Secretaría de Agricultura de Recursos Hidráulicos, Programa Mosca del Mediterráneo. 241 p.
2. ASHLEY, T. R.; GREANY, P. D. ; CHAMBERS, D. L. 1976. Adult emergence in Biosteres (Opius) longicaudatus and Anastrepha suspensa, in relation to the temperature and moisture concentration of pupation medium. Fla. Entomol. 59(4): 391-395.
3. AVILLA, J.; ALBAJES, R. 1984. Estudio de la relación huésped-parasitoide Ceratitis capitata Wied - Opius concolor Szepf. en condiciones de laboratorio: 2. Estudios preliminares de la respuesta del parasitoide a la densidad del huésped. Anales INIA (Serie Agrícola) (España) no.27:79-88.
4. BAKER, A. C. et al. 1944. A review of studies on the mexican species. United States of America, United States Department of Agriculture. 531 p.
5. BATEMAN, M. A. 1972. The ecology of fruit flies. Ann. Rev. Entomol. 17: 493-518.
6. BERG, G.H. 1959. Mosca de las frutas; manual entomológico para inspectores de cuarentena vegetal. Managua, Nicaragua, Organización Internacional Regional de Sanidad Agropecuaria. 66 p.
7. CACERES, C.E. 1985. Sistemas de conductos de resina en el fruto del mango (Mangifera indica) como factor de resistencia contra las moscas de la fruta (Anastrepha sp.). Tesis Ing. Agr. Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Agronomía. 82 p.
8. CASTRO, J. de J. 1976. El complejo Thephritidae en el área centroamericana y su importancia económica. Guatemala, Comisión MOSCAMED. 11 p.
9. CHRISTENSON, L.D.; FOOTE, R.H. 1960. Biology of fruit flies. Ann. Rev. Entomol. 5:171-192.
10. COMISION MEXICO-GUATEMALA PARA LA PREVENCION Y CONTROL DE LA ROYA DEL CAFETO. 1988. Industrialización del mango, zona suroriental; estudio de factibilidad. Guatemala. 151 p.

11. FLORES, A.S. 1975. Control biológico de moscas de la fruta en México. In Simposio Nacional de Parasitología Agrícola (3., 1975, México). Memoria. México, Secretaría de Agricultura y Recursos Hidráulicos. p. 33-340.
12. GONZALEZ, A.; TEJADA, L.O. 1979. Fluctuación de la población de Anastrepha ludens Loew y sus enemigos naturales en Sargentia gregii S. Watts. Folia Entomol. Mexicana 41:49-60.
13. GREANY, P.D. et al. 1976. Rearing and life history studies on Biosteres (Opius) longicaudatus (Hym.: Braconidae). Entomophaga 2:207-215.
14. ----- . 1977. Sense organs in the ovipositor of Biosteres (Opius) longicaudatus, a parasitoid of the caribbean fruit fly, Anastrepha suspensa. Fla. Entomol. 59(1):33-39.
15. GREMIAL DE EXPORTADORES DE PRODUCTOS NO TRADICIONALES (Gua.). 1987. Proyecto de tratamiento hidrotérmico en mango para exportación. Guatemala. 2 p.
16. GUILLO, M. 1983. Identificación de especies del género Anastrepha, sus enemigos naturales y su preferencia a diferentes variedades de mango en el departamento de Retalhuleu. Tesis Ing. Agr. Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Agronomía. 57 p.
17. LAWRENCE, P.O.; BARANOWSKI, R.M.; GREANY, P.D. 1976. Effects of host age on development of Biosteres (Opius) longicaudatus, a parasitoid of the Caribbean fruit fly, Anastrepha suspensa. Fla. Entomol. 59(1):33-39.
18. -----.; et al. 1978. Oviposition behavior of Biosteres longicaudatus, a parasitoid of the Caribbean fruit fly, Anastrepha suspensa. Ann. Entomol. Soc. Am. 71(2):253-256.
19. LEYVA, J.L. 1982. Efecto del parasitismo simple y múltiple sobre la mortalidad de Anastrepha ludens Loew. Tesis Mag. Sc. México, Colegio de Postgraduados de Chapingo. 89 p.
20. LINARES, F. 1987. Incremento de la producción del parasitoide Diachasmimorpha (Biosteres) longicaudatus Ashmead (Hymenoptera : Braconidae) sobre Anastrepha ludens Loew (Diptera: Tephritidae). Tesis Mag. Sc. México, Colegio de Postgraduados de Chapingo. 98 p.

21. LITTLE, T.M.; JACKSON HILLS, F. 1985. Métodos estadísticos para la investigación en la agricultura. México, Trillas. p. 53-57.
22. McPHAIL, M.; BLISS, C.I. 1933. Observations on the mexican fruit fly and some related species in Cuernavaca, México in 1928 and 1929. United States of America, United States Department of Agriculture. 255 p.
23. METCALF, L.C.; FLINT, W.P. 1970. Insectos destructivos e insectos útiles, sus costumbres y su control. 2 ed. México, CECSA. p. 922-923.
24. PLUMMER, C.; STONE, W.E. 1979. The disposal by burial of fruit fly. United States of America, United States Department of Agricultural. p. 15-21.
25. RAMOS de M., A. 1965. Guía ilustrada para la identificación de adultos de moscas (Diptera: Trypetidae) que afectan a la fruta en México y especies exóticas de importancia cuarentenaria. México, Secretaría de Agricultura y Recursos Hidráulicos, Dirección General de Sanidad Vegetal. 40 p.
26. SANCHEZ L., S. 1981. Impacto económico de las moscas de las frutas en Guatemala. Guatemala, Programa MOSCAMED. 5 p.
27. SIVINSKI, J.M.; CALKINS, C. 1986. Pheromones and parapheromones in the control of Tephritids. Fla. Entomol. 69(1):157-168.
28. STONE, A. 1942. The fruit flies of the genus Anastrepha. United States of America United States Department of Agriculture. Misc. Circ. no. 439. 112 p.
29. WHARTON, R.A.; GILSTRAP, F.E. 1983. Key to and status of opiine Braconidae (Hymenoptera) parasitoids used in biological control of Ceratitis and Dacus s. l. (Diptera: Tephritidae). Ann. Entomol. Soc. Am. 76:721-742.
30. ----- 1987. Changes in nomenclature and classification of some opiine Braconidae (Hymenoptera). Proc. Entomol. Soc. Wash. 89(1):61-73.
31. ZUÑIGA O., S.J. 1987. Efecto del fosfuro de hidrógeno en el control de larvas de mosca del mediterráneo (Ceratitis capitata). Tesis Ing. Agr. Guatemala, Universidad de San Carlos de Guatemala, Facultad de Agronomía. 26 p.

10. 80.
Patruelle





FACULTAD DE AGRONOMIA
GUATEMALA, C. A.

2 / 11 / 1989

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
FACULTAD DE AGRONOMIA
GUATEMALA, C. A.

"IMPRIMASE"



Anibal B. Martinez M.
ING. AGR. ANIBAL B. MARTINEZ M.
DECANO

UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA
Biblioteca Central