

**UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR
FACULTAD DE CIENCIAS AGRONOMICAS.
DEPARTAMENTO DE PROTECCION VEGETAL.**



PARASITOIDES DE MOSCA MINADORA *Liriomyza sativae* Blanchard EN CULTIVOS DE PEPINO (*Cucumis sativus*) DEL VALLE DE ZAPOTTAN Y MULTIPLICACION DE *Opius dissitus* Muesebeck EN FRIJOL COMÚN (*Phaseolus vulgaris*).

POR:

**SALVADOR MARTIN BARRERA MENDEZ.
OSCAR MANUEL RAMOS GAMEZ.
DOUGLAS ELENILSON ZOMETA.**

**REQUISITO PARA OPTAR AL TITULO DE :
INGENIERO AGRONOMO.**

SAN SALVADOR, SEPTIEMBRE DE 1995.

T-UES
1304
B272P
1995



001266
Ej 1.

UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR.

RECTOR : DR. BENJAMIN LOPEZ GUILLEN.

SECRETARIO GENERAL : LIC. ENNIO ARTURO LUNA.

FACULTAD DE CIENCIAS AGRONOMICAS.

DECANO : ING. AGR. HORACIO GIL ZAMBRANA RIVERA.

SECRETARIO : ING. AGR. LUIS HOMERO LOPEZ GUARDADO.

d) por la Secretaría de la Fac. de C. A. Oct. 95.

JEFE DEL DEPARTAMENTO DE PROTECCION VEGETAL




ING. AGR. ~~EDGARDO WIGBERTO LARA RODRIGUEZ~~

A S E S O R :



ING. AGR. LEOPOLDO SERRANO CERVANTES

JURADO EXAMINADOR :



ING. AGR. GUSTAVO HENRIQUEZ MARTINEZ



ING. AGR. JOSE ANTONIO ARGUETA ROMERO.



ING. AGR. RAUL IRAHETA VILLATORO

RESUMEN

Esta investigación se desarrolló en tres fases durante los meses de septiembre de 1994 a marzo de 1995. La primera fase consistió en muestreos con frecuencia de 8 días, enfocándose a cultivos de pepino (Cucumis sativus) del Valle de Zapotitán, departamento de La Libertad, situado a una altura de 460 m.s.n.m. El objeto principal de esta fase, fue determinar la diversidad taxonómica de parasitoides de mosca minadora, así como también la variación porcentual del parasitoidismo nativo de la misma, obteniéndose así niveles de parasitoidismo en un rango tan amplio de 0 a 100 % y con un promedio de 63.74 % .

La segunda fase se realizó en el Laboratorio de Protección Vegetal de la Facultad de Ciencias Agronómicas de la Universidad de El Salvador, en donde con la ayuda de un microscopio estereoscópico se lograron separar cinco formas diferentes de parasitoides asociados a larvas de moscas minadoras, los cuales fueron identificados por medio del Dr. Ronald Cave de la Escuela Agrícola Panamericana El Zamorano, Honduras, siendo éstos: 1. Opius dissitus Muesebeck (Hym: Braconidae);

2. Ganaspidium utilis Beardsley (Hym: Eucoilidae);
3. Chrysocharis vonones Walker, 4. Neochrysocharis diastatae Howard, 5. Closterocerus pulcher Howard (Hym: Eulophidae), de los cuales los primeros tres fueron más frecuentes; además el mismo especialista confirmó que la especie de Liriomyza encontrada y utilizada en el estudio fue L. sativae Blanchard (Dipt: Agromyzidae). Durante la misma fase, se realizó una prueba para determinar la relación de sexos de Liriomyza sativae, utilizando una cantidad de 300 adultos, determinándose una relación hembra / macho de : 0.95 / 1.0 .

La fase de invernadero se desarrolló en el campus de la Facultad de Ciencias Agronómicas de la Universidad de El Salvador, ubicado a 710 m.s.n.m. y consistió en implementar una metodología de multiplicación del parasitoide Opius dissitus, previamente seleccionado para tal fin. Para ello se realizaron cinco exposiciones (cada una de 24 horas) de diferentes cantidades de larvas de L. sativae de 7 días de edad a partir de la oviposición, a un número de 147 parasitoides, registrándose porcentajes de parasitoidismo entre 71.45 - 100 %, con un promedio general de 92.16 %, obteniéndose al final de las cinco exposiciones una progenie de 1,531 parasitoides, lo que

demuestra que Opius dissitus posee un buen potencial de control biológico que puede ser utilizado para regular las poblaciones de L.sativae en los cultivos.

También durante esta fase se corroboró que el ciclo de vida de L. sativae es de aproximadamente de 20 días, así mismo de un grupo de 40 adultos de la misma se obtuvo una progenie de 1408 pupas, observándose además su longevidad se extiende hasta 16 días.

En cuanto al parasitoide Opius dissitus, se pudo determinar que éste puede parasitoidizar larvas de L. sativae entre 5 y 8 días de edad.

AGRADECIMIENTOS

- A la Universidad De El Salvador, En especial a la Facultad de Ciencias Agronómicas por toda su colaboración durante el desarrollo de nuestra carrera y permitir forjarnos como nuevos profesionales.
- Al Ing. Agr. Leopoldo Serrano Cervantes, por su excelente asesoría, apoyo desinteresado y tiempo dedicado en esta investigación.
- Al Jurado Exáminador, por sus observaciones acertadas que contribuyeron a mejorar el trabajo.
- Al Dr. Ronald Cave, del Departamento de Protección Vegetal de la Escuela Agrícola Panamericana, El Zamorano, Honduras; por la identificación de los parasitoides y la especie de Liriomyza , así como también por la literatura donada.

- Al Instituto Interamericano de Cooperación para la Agricultura (IICA) en la persona del Dr. Juan León, especialista de Sanidad Agropecuaria, por su colaboración a través del Proyecto Regional en Sanidad Agropecuaria en la búsqueda de literatura, y por la ayuda financiera en el tiraje de láminas a colores contenidos en este documento.

- Al Dr. José Rutilio Quezada, asesor de MIP/PROCAFE. El Salvador, por su colaboración en el proceso de identificación de los parasitoides.

- Al Ing. Agr. José Miguel Sermeño Chicas, por su valiosa y desinteresada ayuda brindada en la investigación.

- Al Ing. Agr. Gustavo Henríquez Martínez, por su colaboración en la toma de fotografías impresas en el documento.

- A los señores: Antonio Alfaro Escamilla e Israel Jovel, por facilitarnos el medio de transporte durante la fase de campo.

- Al compañero: Francisco Martínez, por la digitación el documento final.

- A todas las personas que contribuyeron de una u otra forma durante la ejecución de la investigación.

DEDICATORIA

A DIOS TODO PODEROSO:

Por haberme dado la vida y todo lo necesario para culminar mi carrera, mil gracias.

A MIS PADRES :

Víctor Manuel Barrera y María Méndez de Barrera, por todo su ejemplo, apoyo y amor brindado durante toda la carrera y mi vida.

A MI ESPOSA :

Carmen Elena Murillo de Barrera, por todo su amor, comprensión, apoyo y ayuda en la culminación de mi carrera.

A MI HIJA :

Zabdi Josabet Barrera Murillo, como muestra de mi amor y cariño.

A MIS HERMANOS :

Federico, Walter Milton, Roberto, Ricardo y Nelson; por todo su apoyo en mi carrera.

A MIS SUEGROS :

Roberto Esteban Murillo y Esperanza Cordova de Murillo, por todo su apoyo.

A MIS AMIGOS :

Oscar Manuel y Douglas Elenilson, por su apoyo, amistad y compañerismo.

**A TODOS MIS DEMAS FAMILIARES Y AMIGOS, POR SU APOYO
BRINDADO PARA LA CULMINACION CON EXITO DE MI
CARRERA.**

SALVADOR MARTIN BARRERA MENDEZ.

DEDICATORIA

Al finalizar con éxito una etapa más de mi vida quiero dar las gracias :

A DIOS TODO PODEROSO :

Por haberme iluminado en los momentos más difíciles y darme toda la fuerza espiritual hasta lograr el objetivo propuesto.

ESPECIALMENTE A MIS PADRES:

Manuel Gerardo Ramos, con amor y respeto, sin cuya ayuda no hubiera sido posible culminar con éxito mi carrera. A mi madre Elvira Gámez de Ramos Con mucho amor y profundo agradecimiento, simbolo de abnegación y apoyo incondicional.

A MIS HERMANOS:

Doris Elizabeth, Silvia, Carlos Alfonso y Claudia Lissette, por todo su apoyo.

A MI SOBRINA:

Doris Janeth, por darnos una nueva alegría.

A MI NOVIA :

Beatríz Armida, por su apoyo y todo su amor, y ser en mi vida un incentivo especial para seguir adelante

A MIS AMIGOS :

Especialmente a Douglas, Salvador, Boris, Ludwing, Yanira y Sofía por brindarme siempre su amistad.

A MIS DEMAS COMPAÑEROS DE ESTUDIO, FAMILIARES Y AMISTADES GRACIAS.

OSCAR MANUEL RAMOS GAMEZ.

DEDICATORIA

A DIOS TODO PODEROSO :

Por conducirme siempre por el camino correcto y haberme permitido dar feliz término a mi carrera.

A MI MADRE :

Isabel Zometa de Palacios por su amor, esfuerzo, dedicación y orientación brindada en todo momento; lo mismo que Nathanael Palacios, por motivarme a seguir adelante.

A MI ABUELA :

Mamá Juana, por todo su amor y apoyo incondicional que siempre me ha dado.

A MIS HERMANOS :

Luis Ernesto, Ana Isabel y Ada Beatríz por su apoyo, al igual que a Verónica Palacios como muestra de cariño.

A MI NOVIA :

Marta Lilian, por su amor y comprensión.

A MIS AMIGOS :

Especialmente a Beatríz, Oscar, Salvador, Boris y Ludwing por todo su apoyo y muestra de compañerismo que siempre les ha caracterizado.

A MIS DEMAS COMPAÑEROS DE ESTUDIO, FAMILIARES Y AMISTADES QUE ME BRINDARON SU APOYO DURANTE MI CARRERA.

DOUGLAS ELENILSON ZOMETA.

INDICE

	Página.
RESUMEN	iv
AGRADECIMIENTOS	vii
DEDICATORIA	x
INDICE DE CUADROS	xxii
INDICE DE FIGURAS	xxv
1. INTRODUCCION	1
2. REVISION DE LITERATURA	4
2.1. Manejo integrado de plagas	4
2.1.1. Filosofía del manejo integrado de plagas	5
2.2. Control biológico	7
2.2.1. Atributos de un enemigo natural..	8
2.2.2. Ventajas del control biológico...	8
2.2.3. Limitaciones del control biológico	12
2.2.4. Agentes del control biológico ...	13
2.3. importancia de <u>Liriomyza</u> spp	14
2.3.1. Nombres vulgares de <u>Liriomyza</u> spp	15
2.3.2. Sinónimos de <u>Liriomyza sativae</u> ..	16
2.3.3. Taxonomía	16

2.3.4.	Distribución geográfica de	
	<u>Liriomyza</u> spp	16
2.3.5.	Daños	17
2.3.6.	Hospederos de <u>Liriomyza</u> spp	18
2.4.	Biología y hábitos de <u>Liriomyza</u> spp	22
2.4.1.	Ciclo de vida	22
	2.4.1.1. Huevo	22
	2.4.1.2. Larva	23
	2.4.1.3. Pupa	24
	2.4.1.4. Adulto	25
2.4.2.	Morfología	26
2.4.3.	Preferencia alimentaria	29
2.5.	Parasitoides de <u>Liriomyza</u> spp	30
2.5.1.	<u>Diglyphus</u> sp.	41
	2.5.1.1. Ciclo de vida	41
2.5.2.	<u>Opius</u> sp	43
	2.5.2.1. Ciclo de vida	43
	2.5.2.2. Adaptación ecológica ..	45
2.5.3.	Multiplicación de parasitoides ..	45
2.5.4.	Identificación de parasitoides	
	de <u>Liriomyza</u> spp.	46
2.6.	Formas de control de <u>Liriomyza</u> spp.	46
2.6.1.	Control biológico	47

2.6.2.	Control cultural	47
2.6.3.	Control mecánico	48
2.6.4.	Control químico	50
3.	MATERIALES Y METODOS	52
3.1.	Fase de campo	52
3.1.1.	Localización y duración	52
3.1.2.	Colecta de material biológico....	53
3.2.	Fase de laboratorio	57
3.2.1.	Localización y duración	57
3.2.2.	Procedimiento y equipo	57
3.2.3.	Determinación de la relación de sexos de <u>Liriomyza sativae</u> ...	59
3.3.	Fase de invernadero	60
3.3.1.	Localización y duración	60
3.3.2.	Instalaciones	60
3.3.3.	Planta hospedera	63
3.3.4.	Alimentación de adultos de moscas y parasitoides.....	66
3.3.5.	Producción de plantas limpias....	66
3.3.6.	Mantenimiento de colonias de mosca minadora	67
3.3.7.	Mantenimiento de colonias de parasitoides	68

3.3.8.	Ensayos preliminares a nivel de invernadero	68
3.3.8.1.	Observación del ciclo biológico de <u>Liriomyza</u> <u>sativae</u>	69
3.3.8.2.	Capacidad reproductiva de <u>Liriomyza sativae</u> ...	70
3.3.8.3.	Determinación de la edad óptima de parasitoidización de larvas de <u>Liriomyza</u> <u>sativae</u> por <u>Opius dissitus</u>	71
3.3.8.4.	Aproximación al estudio de la capacidad reproductiva de <u>Opius dissitus</u>	73
3.3.9.	Multiplicación de parasitoides...	73
4.	RESULTADOS Y DISCUSION	77
4.1.	Fase de campo	77
4.2.	Fase de laboratorio	82

4.2.1.	Diversidad taxonómica de parasitoides.....	82
4.2.2.	Características morfológicas de los parasitoides	87
4.2.2.1.	<u>Opius dissitus</u> Muesebeck	87
4.2.2.2.	<u>Ganaspidium utilis</u> Beardsley	89
4.2.2.3.	<u>Chrysocharis vonones</u> Walker	91
4.2.2.4.	<u>Neochrysocharis</u> <u>diastatae</u> Howard	91
4.2.2.5.	<u>Closterocerus pulcher</u> Howard	92
4.2.3.	Determinación de la relación de sexos de <u>Liriomyza sativae</u> ...	95
4.3.	Fase de invernadero	96
4.3.1.	Registros de temperatura	96
4.3.2.	Producción de plantas limpias....	97
4.3.3.	Mantenimiento de colonias de mosca minadora	98
4.3.4.	Mantenimiento de colonias de parasitoides	99

4.3.5.	Ensayos preliminares a nivel de invernadero	100
4.3.5.1.	Observación de la duración del ciclo biológico de <u>Liriomyza</u> <u>sativae</u>	100
4.3.5.2.	Capacidad reproductiva de <u>Liriomyza sativae</u> ..	103
4.3.5.3.	Determinación de la edad óptima de parasitoidización de larvas de <u>L. sativae</u> por <u>Opius dissitus</u>	107
4.3.5.4.	Aproximación al estudio de la capacidad reproductiva de <u>Opius dissitus</u>	109
4.3.6.	Multiplicación de parasitoides...	113
5.	CONCLUSIONES	117
6.	RECOMENDACIONES	119
7.	BIBLIOGRAFIA	121
8.	ANEXOS	128

INDICE DE CUADROS

CUADRO	PAGINA.
1. Tabla comparativa entre los factores ligados al control químico y al control biológico....	11
2. Infestación de varias plantas expuestas a una carga de población de <u>Liriomyza sativae</u>	19
3. Lista de especies de Hymenópteros identificados que parasitoidizan la mayoría de especies de <u>Liriomyza</u> en Norteamérica y Hawaii	32
4. Lista de la mayoría de especies de <u>Liriomyza</u> en Norteamérica y Hawaii asociadas con parasitoides Hymenópteros encontrados en varios cultivos hospederos	34
5. Insecticidas eficaces en papa, apio, lechuga, cebolla y remolacha en Cartago; Costa Rica, Junio a noviembre de 1992	51
6. Parasitoidismo nativo de mosca minadora <u>Liriomyza sativae</u> (Blanchard), en cultivos de pepino del Valle de Zapotitán (Septiembre -Diciembre de 1994)	78

7.	Determinación de la relación de sexos de <u>Liriomyza sativae</u>	95
8.	Cantidad de pupas de <u>Liriomyza sativae</u> formadas por cada día de infestación	104
9.	Diferentes edades y cantidades de larvas de <u>Liriomyza sativae</u> sometidas a parasitoidización por <u>Opius dissitus</u>	107
10.	Progenie obtenida de 30 parasitoides del género <u>Opius dissitus</u> durante trece exposiciones de larvas de <u>L. sativae</u> , en invernadero	113
11.	Nivel de parasitoidismo de <u>Opius dissitus</u> sobre larvas de <u>Liriomyza sativae</u> en invernadero	114
A-1.	Clave para los parasitoides de <u>Liriomyza</u> en América Central. (Según Acosta y Cave, 1994)	129
A-2.	Calibración de micrómetro para microscopio esteroscópico	133

A-3.	Calibración de micrómetro para microscopio compuesto	136
A-4.	Promedio equivalente a micras por trazo, determinado en el microscopio estereoscópico y microscopio compuesto	137
A-5.	Condiciones de temperatura y humedad relativa prevaletientes en el Valle de Zapotitán. (Septiembre - Diciembre de 1994)	137
A-6.	Temperaturas diarias promedios por semana registradas a nivel de invernadero en la multiplicación de parasitoides de mosca minadora (<u>Liriomyza sativae</u>), en el Campus de la Facultad de Ciencias Agronómicas, en San Salvador, (Octubre de 1994 a Marzo de 1995)	138

INDICE DE FIGURAS

FIGURA	PAGINA.
1. Tácticas fundamentales del MIP	6
2. Esquema general de la genitalia de una Agromyzidae	27
3. Ala derecha de <u>Liriomyza sativae</u>	29
4. Parasitoides himenópteros de <u>Liriomyza</u> <u>sativae</u>	39
5. Duración del ciclo biológico de <u>Liriomyza</u> spp. y sus parasitoides de la familia Eulophidae y Braconidae	44
6. Colores atractivos a la mosquita minadora <u>Liriomyza</u> spp	49
7. Cajas con trampas de luz para la recuperación de adultos	54
8. Aspirador entomológico manual	56
9. Frasco plástico con ventilación	56

10.	Invernadero artesanal utilizado para la multiplicación de parasitoides de <u>Liriomyza sativae</u>	61
11.	Distribución de las jaulas en el invernadero	62
12.	A - jaula utilizada para la multiplicación de parasitoides de <u>Liriomyza sativae</u> . B - detalle de aislamiento de patas de las jaulas	64
13.	Jaula utilizada para la exposición a parasitoides <u>Opius dissitus</u>	65
14.	Metodología de multiplicación de <u>Opius dissitus</u> Muesebeck. Parasitoide de <u>Liriomyza sativae</u> Blanchard	76
15.	Variación porcentual de parasitoidismo nativo de <u>L. sativae</u> (Blanchard) en cultivos de pepino del Valle de Zapotitán, El Salvador (Septiembre a Diciembre de 1994)	81

16.	<u>Liriomyza sativae</u> (Blanchard) y sus parasitoides encontrados en cultivos de pepino del Valle de Zapotitán	85
17.	Hembra y macho de <u>Liriomyza sativae</u> (Blanchard)	85
18.	Parasitoide <u>Opius dissitus</u> (Muesebeck). A. dimenciones de las alas. B. dimenciones de las antenas	88
19.	Parasitoide <u>Ganaspidium utilis</u> (Beardsley) A. dimenciones de las alas B. dimenciones de las antenas	90
20.	Parasitoide <u>Chrysocharis vonones</u> (Walker) A. dimenciones de las alas B. dimenciones de las antenas	93
21.	Antena del parasitoide <u>Neochrysocharis</u> <u>diastatae</u> (Howard)	94
22.	Ala anterior del parasitoide <u>Closterocerus</u> <u>pulcher</u> (Howard)	94

23.	Puntos de alimentación y oviposición de <u>Liriomyza sativae</u> en frijol	102
24.	Ciclo biológico de <u>Liriomyza sativae</u> en frijol bajo condiciones de invernadero	102
25.	Relación entre la edad de mosca minadora <u>Liriomyza sativae</u> y la cantidad de progenie producida	105
26.	Secuencia de algunos eventos que ocurren durante la parasitoidización de <u>Opius dissitus</u> sobre larvas de <u>Liriomyza sativae</u>	110
27.	Secuencia de eventos que ocurren durante la parasitoidización de <u>Opius dissitus</u> sobre larvas de <u>Liriomyza sativae</u> en cultivo de frijol común	111
A-1.	Clave preliminar propuesta por el Dr. Paul Hanson para la identificación de los parasitoides de <u>Liriomyza</u> en Costa Rica .	139

A-2. Diversidad de parasitoides nativos de larvas de Liriomyza sativae en la vertiente Sur-occidental de la cuenca del Lago de Ilopango 140

A-3. Temperaturas diarias promedio por semana registradas a nivel de invernadero en la multiplicación de parasitoides de mosca minadora (Liriomyza sativae) en el Campus de la Facultad de Ciencias Agronómicas en San Salvador. (Octubre de 1994 a Marzo de 1995) 141

1. INTRODUCCION

En los últimos años el control biológico de insectos que ocasionan daños en los cultivos agrícolas se ha tecnificado con la adquisición y aplicación de nuevos conocimientos biológicos y ecológicos, abriendo nuevos horizontes en la lucha contra estas plagas, ya que el control biológico de manera natural algunas veces resulta insuficiente para abatir las poblaciones de plagas a los niveles requeridos.

La mosca minadora de la hoja Liriomyza sp. Blanchard típicamente considerada como plaga secundaria, es una especie que se convirtió en plaga primaria en plantaciones para el cultivo de tomate bajo condiciones de invernadero en Florida allá por los años 1930 a 1970. En este cultivo se acostumbraba un control bastante drástico de insectos lepidópteros, lo cual a su vez también eliminaba los parasitoides, creando las condiciones necesarias para el desarrollo de una plaga con suficiente capacidad para crear resistencia (Comité Técnico de Liriomyza 1990 a). Similar situación ha ocurrido en El Salvador, ya que mediante observaciones realizadas en el Valle de Zapotitán, en donde se efectúan

aplicaciones calendarizadas de productos químicos, se ha notado que las poblaciones de esta plaga se están incrementando cada vez más, causando severos daños en cultivos de hortalizas, principalmente pepino, lo cual está asociado a la reducción de las poblaciones de enemigos naturales.

Por tal razón, el control biológico por medio del incremento de parasitoides puede ser una alternativa para bajar los niveles poblacionales de la plaga, ya que según Altieri, Trujillo, Campos, Klein - Koch, Gold y Quezada (1989), este tipo de control representa el método más económicamente viable, ecológicamente recomendable y autosostenido de control de plagas insectiles en la región.

En El Salvador, Liriomyza sativae se conocí desde hace más de 30 años, cuando su daño no se consideraba grave Berry (1959); sin embargo, actualmente se le incluye dentro de las plagas del pepino y del tomate Centro Nacional de Tecnología Agropecuaria (1980) .

El único trabajo sobre control biológico de L.sativae fué desarrollado por Serrano, Sermeño y Pérez (1994) en la cuenca del Lago de Ilopango, donde encontraron siete formas de parasitoides, y porcentajes

de parasitoidismo entre 93.75 % y 97.24 % ; Por tal razón con el objeto de contribuir a un mayor conocimiento de la plaga y principalmente en lo que se refiere al control biológico se desarrolló el siguiente trabajo, el cual tuvo como objetivos principales, identificar los parasitoides asociados a L.sativae Blanchard en cultivos de pepino (Cucumis sativus) del Valle de Zapotitán, y diseñar una metodología de reproducción del parasitoide más abundante y/o eficiente encontrado en la zona, a fin de aprovecharlo en un futuro para incrementar el control biológico de dicha plaga.

2. REVISION DE LITERATURA

2.1. Manejo Integrado de Plagas (MIP).

El MIP en el país se podría considerar como una innovación tecnológica surgida de la necesidad de bajar los costos de producción en los cultivos que han sido sometidos tradicionalmente a aplicaciones masivas o calendarizadas de plaguicidas como en el caso del algodón. (Ministerio de Agricultura y Ganaderia. 1984).

El Manejo Integrado de Plagas, es un sistema o estrategia que utiliza todas las técnicas y métodos adecuados para la eliminación de plagas en la forma más coordinada posible, a fin de mantener las densidades de las plagas a niveles inferiores a los que causan perjuicios económicos y que permitan obtener utilidades (Den Belder; Sedilés 1985).

Beingoelea (1977), menciona que mientras se persevera en las actividades del control biológico, el Manejo Integrado ofrece la solución de compromiso, haciendo uso de los conocimientos ecológicos y encuadrando el empleo de los plaguicidas químicos de modo que se integren con los factores de regulación natural sin interferirlos, y con otras medidas de control que

modifican al ambiente (Control Cultural), o aprovechen los momentos de menor actividad de la plaga (asincronía entre el cultivo y las plagas), y otros métodos de control, físico, mecánico, manuales, etc; pero el control biológico debe tomar una parte creciente dentro del programa de Manejo Integrado de Plagas.

Para el buen desarrollo del MIP, es necesario contar con sólidas tácticas fundamentales de control (Fig. 1) (Den Beider y Sediles 1985).

2.1.1 Filosofía del Manejo Integrado de Plagas.

Para que el MIP alcance su máxima eficiencia deben establecerse niveles económicos de daño para determinar en qué momento deben iniciarse las acciones de control y hacerse todo lo posible para proteger agentes biológicos de mortalidad existentes en estado natural. El control artificial se utiliza del modo más selectivo que sea posible y cuando se justifique desde el punto de vista ecológico, económico y social. Su objetivo final es producir los óptimos beneficios con costos mínimos, teniendo en cuenta las restricciones ecológicas y sociales existentes en cada agroecosistema y

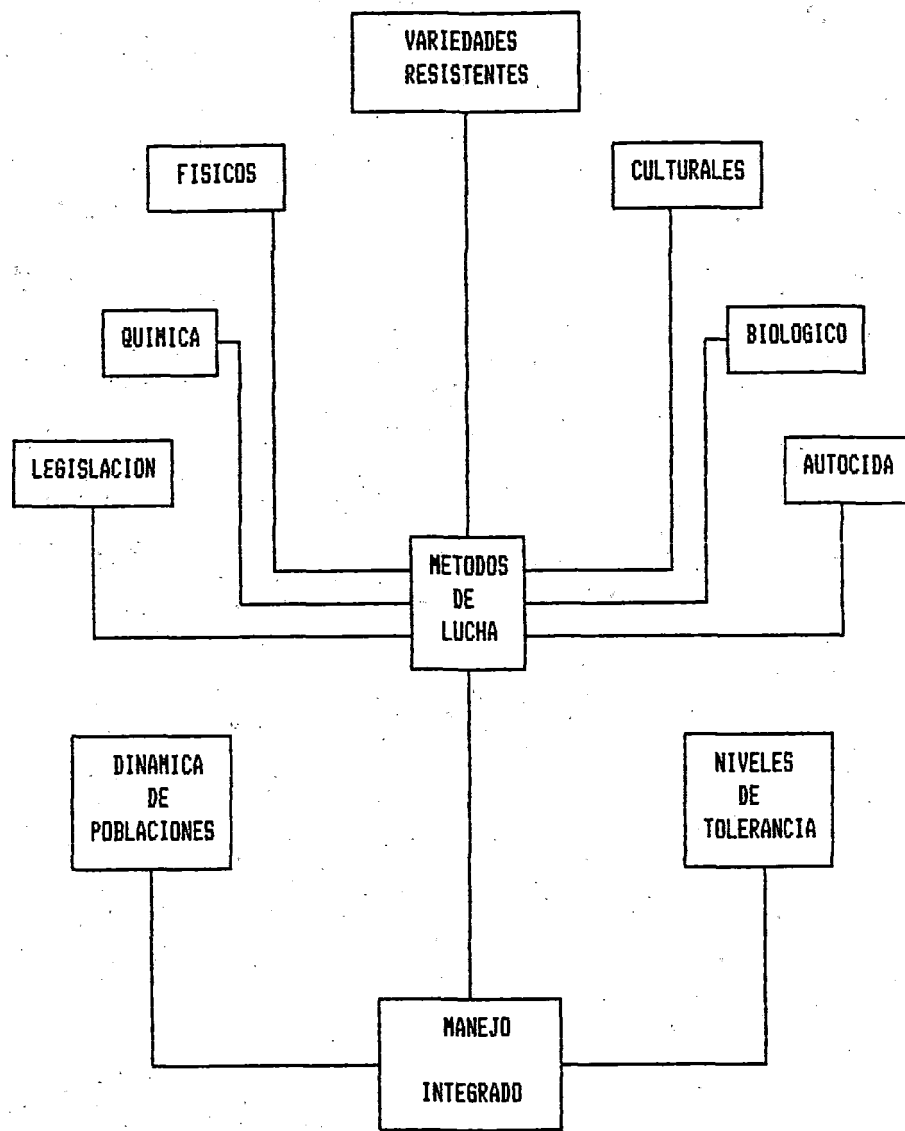


Figura 1. Tácticas fundamentales del MIP.

Tomado de Den Belder y Sediles 1985.

la conservación a largo plazo del medio ambiente (Ministerio de Agricultura y Ganadería 1984).

2.2. Control biológico.

El uso deliberado de enemigos naturales para el control de plagas es conocido como control biológico o biocontrol (National Academy of Sciences 1988).

Desde el punto de vista ecológico y como una fase del control natural, el control biológico se define como la " acción de parásitos, depredadores o patógenos para mantener la densidad de población de otro organismo a un promedio más bajo del que existiría en su ausencia (De Bach 1964).

El control biológico se divide en dos partes principales : el control biológico natural, que comprende la regulación de la población por enemigos naturales que toma lugar sin involucrar el ser humano y el control biológico aplicado, que es la manipulación de enemigos naturales en un agroecosistema en la cual la actividad humana siempre juega un papel y siempre existe una meta, ya sea científica o económica; dicha manipulación es para apoyar el control biológico natural y lograr que actúen sobre algunos organismos plagas para controlarlas (Den

Belder y Sediles 1985; De Bach 1964; National Academy of Sciences 1988).

El control biológico aplicado, es usualmente referido a organismos que son plagas o plagas potenciales, y su meta es la regulación de la abundancia de un organismo debajo del nivel en que causa daños económicos (De Bach 1964).

2.2.1 Atributos de un enemigo natural.

Las características que debe poseer un enemigo natural para ser un agente eficiente de control son las siguientes (Den Belder y Sediles 1985).

- a) Poseer una alta capacidad de búsqueda del hospedero.
- b) Poseer un alto grado de especificidad de hospedero.
- c) Poseer una gran capacidad de reproducción con relación al hospedero.
- d) Poseer buena adaptación y tolerancia a un rango de condiciones ambientales.

2.2.2 Ventajas del control biológico.

De todas las formas de control de plagas, el control biológico junto con el empleo de variedades de plantas resistentes es la práctica más eficaz y económica que existe, ya que tienen muchas

ventajas precisas que no pueden ofrecer la mayoría de los otros medios de control químico, que es el más usado (y abusado) en el mundo (Beingoelea 1977). En general, posee ventajas de las que el control químico carece, estas son: permanencia, seguridad y economía (Andrews y Quezada 1989; Beigoelea 1977; Den Belder y Sediles 1985; De Bach 1964).

Es un método de control permanente en el sentido de que una vez que el enemigo natural se ha establecido, el efecto regulador del agente sobre la plaga se mantiene año tras año con poca intervención del hombre (National Academy of Sciences 1988). Los enemigos naturales de los que depende se perpetúan por sí mismo, excepto en casos de catástrofes naturales o de la imprudente interferencia del hombre, y se ajustan constantemente a los cambios de volumen de la población de las plagas que atacan. (Den Belder y Sediles 1985).

Es económico por qué cuando el agente de control se establece sólo requiere su conservación. Se necesita cierta inversión de dinero en investigación e importación de enemigos naturales, pero ese costo es muchísimo menor que por ejemplo, producir un nuevo insecticida (Beingoelea 1977; De Bach 1964; National Academy of

Sciences 1988).

Es seguro al no tener efectos secundarios y porque se encuentra libre de todas las desventajas inherentes al control químico: contaminación ambiental con daños para la vida silvestre y riesgos para la salud humana, manipulación peligrosa, perturbación del equilibrio natural con sus resultantes de resurgencia de plagas, provocación de plagas secundarias, desarrollo de poblaciones resistentes a los plaguicidas, dependencia creciente (cada vez se requieren concentraciones y dosis más elevadas a intervalos más y más cortos), alto costo económico y riesgo de quiebra final del ecosistema y bancarrota de las empresas (Beingoolea 1977; Den Belder y Sediles 1985; National Academy of Sciences 1988).

El profesor Swezey, citado por Vaughan (1994), presentó una tabla comparativa entre los factores ligados al control químico y al control biológico (cuadro 1.).

Cuadro 1. Tabla comparativa entre los factores ligados al control químico y al control biológico.

FACTORES	PLAGUICIDAS	BIOCONTROLADORES
1- Apoyo a la investigación, desarrollo y mercadeo.	Muy grande de sectores privado y público.	Limitado, casi siempre público
2- Lucro	Patentable	Generalmente no
3- Mercadeo	Grande y variado	Pequeño y específico.
4- Propaganda.	Fuerte.	Mínima.
5- Costo a nivel de campo.	Grande cada año	Mínimo o ninguno.
6- Notoriedad de efecto	Alta	Baja.
7- Efecto inicial	Rápido	Lento.
8- Efecto remoto	Negativo	Variable.
9- Control	Completo al inicio.	A menudo parcial.
10- Planificación de uso	No necesaria.	Necesario.
11- Coordinación Zonal	No necesaria.	A menudo necesaria.
12- Efecto del Clima	No mucho.	A menudo.
13- Compactibilidad con modernas técnicas.	Altamente.	Variable.
14- Compactibilidad con sistemas alimentarios.	Alta.	Algo conflictiva.
15- Uso seguro.	Variable.	Completo.
16- Resistencia a plagas.	Si.	No en general.
17- Atracción al ego.	Si.	No.

Tomado de: Vaughan M.A., 1994.

2.2.3 Limitaciones del control biológico.

Frecuentemente se citan las siguientes limitaciones (Den Belder y Sediles 1985).

- a) Se requiere la cooperación internacional.
- b) Se requiere mucho tiempo para desarrollar y poner en operación el nuevo factor de control.
- c) Puede importarse insectos no deseados.
- d) No es tan flexible como el control químico.
- e) Para subsistir necesita que exista la plaga.
- f) Antes de implantar el control hay que efectuar una serie de investigaciones: dinámica de población, identificación de la entomofauna, evaluación de laboratorio y campo.

No obstante estas limitaciones, el control biológico representa el método más económicamente viable, ecológicamente recomendable y auto sostenido de control de plagas insectiles de la región, aunque este tipo de control es aún restringido a pocos países (Altieri, Trujillo, Campos, Klein-Koch, Gold y Quezada 1989).

2.2.4 Agentes de control biológico.

Den Belder y Sediles (1985) mencionan que los agentes de control van desde microorganismos hasta agentes más complejos (bacterias ... aves, hombre); sin embargo, Valencia (1986) afirma que el control biológico es ejercido por tres tipos de agentes : los parasitoides, los depredadores y los patógenos, que en conjunto son llamados controladores biológicos o enemigos naturales.

Un parasitoide es un organismo que se desarrolla sobre o dentro del hospedero y como resultado, el hospedero muere porque la larva consume sus órganos internos (Bartra 1994). Esta acción letal sobre el huésped es lo que diferencia de un parásito verdadero y lo diferencia además de un depredador por el número de individuos consumidos: un parasitoide requiere un sólo hospedero para completar su desarrollo, mientras que un depredador consume dos o más especies (Hanson, citado por Vaughan 1994).

Los entomopatógenos son microorganismos causales de enfermedades en insectos, siendo más comunmente registrados los virus, hongos, bacterias y nemátodos (Valencia 1986).

Para el caso de Liriomyza, los agentes de control de mayor importancia son los parasitoides los cuales se estudian más adelante en una forma más detallada.

2.3. Importancia de Liriomyza spp.

En los últimos años, " los minadores de las hojas " Liriomyza spp. se han constituido en una plaga difícil de controlar, principalmente en cultivos ornamentales y hortícolas (Rodríguez 1990; Schuster 1991, citados por Acosta y Cave 1994). Estos minadores de las hojas, además de perjudicar la apariencia del cultivo, en casos severos provocan la muerte de la planta, tanto por su daño directo como por su relación con la transmisión de enfermedades (Comité Técnico de Liriomyza 1990 b).

Liriomyza, surge como plaga importante por que es un insecto que fácilmente desarrolla resistencia, debido a su ciclo biológico relativamente corto (20 días), lo cual le permite varias generaciones en poco tiempo (Comité Técnico de Liriomyza 1990 a). Ataca muchos cultivos, tiene amplia resistencia a insecticidas, favorece el ataque de enfermedades, y con infestaciones severas se disminuye la producción (Comité Técnico de

Liriomyza 1990 b). Se considera que es una especie polífaga y su ocurrencia está asociada a un uso excesivo de insecticidas que destruyen sus enemigos naturales (Lorini Foerster 1985).

En El Salvador, Liriomyza sativae se conoce desde hace más de 30 años, cuando su daño no se consideraba grave y no se tenían estudios acerca de su control (Berry 1959); sin embargo, actualmente se le incluye dentro de las plagas del pepino y tomate, señalando su control a base de diversos productos químicos como Malatión 57 %, Diazinón 60E, Lebaycid 50 % CE y Tamarón 600 (Centro Nacional de Tecnología Agropecuaria 1980).

2.3.1 Nombres vulgares de Liriomyza.

Minador de las hortalizas, minador de las cucurbitáceas, mosca minadora (Chile); minador de la hoja de col, minador serpentina de la hoja, gusano minador del tomate (Centro América); vegetable leaf miner, tomatoe leaf miner (Inglés); Een Kleine minervlieg op vien (Holanda); mosca minadora (Perú); minador del crisantemo (Colombia); minador de la hoja del tomate (México); pasador de la hoja del tomate (Venezuela); Cabbage leaf miner, mustard leaf miner

(USA) (Artigas 1995).

2.3.2. Sinónimos de Liriomyza sativae
Blanchard.

Artigas (1995), menciona los siguientes : Agromyza diminuta Walker (error. ident), Agromyza pusilla Meigen, Liriomyza canomarginis Frick, Liriomyza guytona Freeman, Liriomyza munda Frick, Liriomyza prepusilla Frost, Liriomyza pullata Frick, Liriomyza pullisa meigen, Liriomyza verbenicola Herling, Phytomyza sativae Blanchard.

2.3.3. Taxonomía.

Reino : Animal.
Clase : Insecta.
Orden : Díptera.
Sub orden : Cyclorrapha.
División : Schyzóphora.
Sección : Acalyptratae.
Familia : Agromyzidae.
Género : Liriomyza.
Especies más comunes : sativae,
huidobrensis y trifolii .

(Comité Técnico de Liriomyza 1990).

2.3.4. Distribución geográfica de Liriomyza
spp.

Sur de Estados Unidos, Argentina,
Brasil, Perú, Venezuela, Chile (Artigas 1995),

distribuida también en Centro América y El Caribe (King y Saunders 1984).

2.3.5. Daños.

Las larvas minan las hojas formando curvas irregulares (Lorini y Foerster 1985), comen los tejidos entre las dos epidermis dejando una huella espiral retorcida que es transparente al principio, pero luego se vuelve café (King y Saunders 1984).

Las minas interfieren con la fotosíntesis y la transpiración de la planta, de tal manera que si el daño se presenta en plantas jóvenes, se atrasa su desarrollo. Si el daño es severo en la época de fructificación, la planta se defolia, exponiendo los frutos a quemaduras de sol, lo que provoca pérdidas económicas (CATIE, 1993); además, los túneles y piquetes causados por el insecto permiten la entrada de enfermedades (Comité Técnico de Liriomyza 1990 b).

Parrella (1987), recopilando la versión de diferentes autores, menciona que Liriomyza puede impactar los cultivos de seis maneras: a) transmitiendo enfermedades, b) destruyendo plantas jóvenes en semilleros, c) causando disminución en los rendimientos.

de los cultivos, d) acelerando la caída de las hojas, e) reduciendo el valor estético de las plantas ornamentales, f) causando que algunas especies de plantas sean cuarentenadas.

2.3.6. Hospederos de Liriomyza spp.

Aunque L. sativae y L. trifolii, tienen un amplio rango de hospederos, este fenómeno no es común para los agromyzidae, donde la naturaleza polífaga es rara y limitada a 10 especies en la familia (Spencer 1964, 1977; citado por Johnson y Hara 1987).

Los cultivos con los que se asocia más frecuentemente son : papa, tomate, frijol, cucurbitáceas, berengena, chile, repollo y plantas ornamentales (King y Saunders 1984). Latorre (1990), menciona además: acelga, alverja, camote, cebolla, coliflor, espinaca, haba, lechuga, pimiento y remolacha azucarera.

McClanahan (1974), introdujo varias especies de plantas ubicadas en macetas dentro de jaulas trampas y las mantuvo por dos semanas, infestándolas con una carga de población de Liriomyza sativae. Se registró el grado de minado de las hojas y la formación de pupas en las diferentes plantas hospederas (cuadro 2).

Cuadro 2. Infestación de varias plantas expuestas a una carga de población de

Liriomyza sativae.

Identificación de las plantas	Grado de minado de hojas	Puparios formados	Registro previo
Chenopodiaceae Chenopodium album L., Lamb's quarters	+++	+	Oatman 1959
Compositae Ambrosia trifida L., giant ragweed	-		
Chrysanthemum morifolium Raal, greenhouse chrsantheaums	+++	+	Sait 1962
Lactuca sativa L., Bidd lettuce	+++	+	
Taraxacum officinale, Weber, dandelion	+++	+	
Cruciferae Brassica oleracea var. capitata L. Early Market Copenhagen cabbage	+		Stegmaier 1966
Cucurbitaceae Cucumis sativus L., Burpee Hybrid cucumber	+	+	Harding 1965
Euphorbiaceae Euphorbia pulcherrima Willd Annette Hegg poinsettia	+		
Gramineae Agropyron repens (L.) Brauv., quackgrass	-		
Digitaria sanguinalis (L.) Scop., large crabgrass	**	+	

Cont...

Identificación de las plantas	Grado de minado de hojas	Puparios formados	Registro previo
Labiatae			
Leonurus Cardiac L., Motherwort	**	+	
Nepeta Cataria L., capnip	***	+	
Leguminosae			
Medicago sativa L., alfalfa	***	+	Datman 1959
Phaseolus limensis Macf., Lima bean	***	*	Harding 1965
Phaseolus vulgaris L., White bean	***	+	Harding 1965
Glycine Max Merv., soybean	-		
Malvaceae			
Gossypium hirsutum l., cotton	-		Dataan 1959
Malva neglecta Wallr., common mallow	***	+	
Passifloraceae			
Passiflora caerulea L., passion flower	*		Stegmaier 1966
Plantaginaceae			
Plantago major L., common plaintain	***	+	Stegmaier 1966
Polygonaceae			
Polygonum Persicaria L., lady's thwab	-		
Onagraceae			
Oenothera biennis L., evening priarose	-		

Cont...

Identificación de las plantas	Grado de minado de hojas	Puparios formados	Registro previo
Solanaceae Lycopersicon esculentum var. commune Bailey, Michigan-Ohio tomato	***	+	Harding 1965
Solanum tuberosum L., Avon potato	**	+	Harding 1965
Umbelliferae Apium graveolens var. dulce Pers., celery	**	+	Osman 1959

Leyenda: *** fuerte ** moderado + leve - ninguno.

Tomado de McClanahan (1974).

2.4 Biología y hábitos de Liriomyza sp.

2.4.1 Ciclo de vida.

El conocimiento del ciclo de vida, que está relacionado con la temperatura y precipitación pluvial del lugar, es de suma importancia para decidir el uso de los insecticidas, según su actividad sobre la aparición de larvas y adultos (Comité Técnico de Liriomyza 1990 a).

Bajo condiciones de laboratorio a una temperatura de 22 y 25 °C se determinó que la duración del ciclo de vida de Liriomyza es de 20.16 a más o menos 2.4 días aproximadamente (Carballo, León y Ramírez 1990). A temperaturas menores el ciclo de vida se prolonga (Comité Técnico de Liriomyza 1990 b).

2.4.1.1 Huevo.

Los huevos son blancos, pálidos, ovalados y son depositados dentro de los tejidos de la hoja (CATIE 1993). Miden 0.15 mm de largo y 0.28 mm de ancho (Latorre 1990). Su viabilidad ha sido estimado a ser tan alta como el 20 % (Beri 1983, citado por Parrella 1987). La hembra introduce los huevos por

el envés, pero luego los deja prendidos en la epidermis superior (CATIE 1993). La mayor parte de los huevos parece que es depositada antes del mediodía, y se ha determinado que huevos de hasta 48 horas sobreviven enfriamiento hasta por tres semanas (Allen 1981, citado por Velez 1985). El período de incubación es de 2 a 4 días (CATIE 1993).

2.4.1.2 Larva.

Son vermiformes de color crema amarillentas (King y Saunders 1984); miden de 1 a 2 mm de longitud (CATIE 1993) y son cilíndricas con la parte anterior aguda y la posterior truncada (Latorre 1990). Esta es la fase más dañina, ya que el ataque severo destruye el área foliar (Morales, Atencio, Lara y Muñoz 1994). Se alimentan en el interior de la hoja, formando un túnel delgado que se va ensanchando conforme la larva crece (CATIE 1993); posee dentro de la abertura oral una mandíbula de color negro, llamado también gancho bucal, que se utiliza para consumir el tejido interno de la hoja, causando minas o galerías en forma de serpentina (Morales, Atencio, Lara y Muñoz 1994). La larva se mueve por acción peristáltica de su

esqueleto hidrostático (Tauber y Tauber 1968, citados por Parrella 1987) y comienza a alimentarse inmediatamente después de eclosionar, alimentandose incesantemente hasta estar lista para emerger de la hoja (Parrella 1987). Pasa por cuatro estadios larvales, de los cuales el cuarto ocurre previo a la formación de pupa y es raramente discutido por más autores (Tauber y Tauber 1968, citados por Parrella 1987).

Cuando la larva está lista para pupar, hace un corte semicircular en la superficie de la hoja, usualmente en o cerca del túnel o mina. Este corte puede estar localizado en la superficie superior o inferior de la hoja, pero depende de la localización de la mina, de la larva dentro del mesófilo. Cuando está a 3/4 fuera de su mina, su porción anterior se mueve onduladamente hacia arriba de la superficie de la hoja y la larva literalmente cae. (Datman y Michelbacher 1958, citados por Parrella 1987).

2.4.1.3 Pupa.

Este estadio se caracteriza por una inmovilidad total (Morales, Atencio, Lara y Muñoz 1994). Miden de 1 a 2 mm, son cafés, cilíndricas con extremos redondos (Latorre 1990). Las larvas

maduras abandonan las minas y caen al suelo para empupar (CATIE 1993), aunque algunas veces lo hacen en el envés de la hoja y en los pecíolos (Sarmiento, Saray y Acosta 1986). La humedad relativa óptima para la pupación está entre el 30 % al 70 % (Oatman y Michelbacher 1959; Oetting 1983, citados por Parrella 1987) y la duración del estado pupal es de 8 a 12 días (Morales, Atencio, Lara y Muñoz 1994).

2.4.1.4 Adulto.

El adulto es una mosca pequeña de hasta 2 mm de longitud, amarilla con el dorso negro brillante (CATIE 1993). Algunas especies tienen una mancha amarilla sobre el tórax (King y Saunders 1984). Emergen en las primeras horas de la mañana y copulan casi inmediatamente y en más de una oportunidad durante el primer día (Latorre 1990), teniendo esta normalmente una duración de 30 minutos a 1 hora y como máximo 3 horas (Oatman y Michelbacher 1958, citados por Parrella 1987). La oviposición se prolonga de 1 a 5 días, pudiendo oviponer cada hembra un número entre 100 y 600 huevos, y se ha observado que ambos sexos también perforan la planta para alimentarse del floema (Latorre 1990). Alrededor del 15 % de los sitios de alimentación

es usado para deposición de los huevos, siendo los agujeros de oviposición producidos por la hembra similar a los de alimentación; pero en los primeros ocurre un movimiento fuerte del ovipositor hacia atrás y luego el de bombeo para expulsar el huevo. Las áreas donde se introducen los huevos son más pequeñas que aquellas donde ocurre la alimentación y son de forma alargada (Parrella, Allen y Morishita 1981, citados por Velez 1985).

2.4.2 Morfología.

El ápice del abdómen en la hembra es acuminado, característica que no se presenta en el macho, lo cual permite diferenciar fácilmente entre ambos sexos (Oatman y Michelbacher 1958, citados por Romero Zoebisch y Carballo 1991).

La genitalia de las hembras está formada por los últimos tres segmentos abdominales (VII, VIII y IX), que en condiciones de reposo se encuentran retraídos dentro del abdómen en forma " telescópica ". Cuando las hembras se alimentan y ovipositan, extienden su aparato ovipositor por la presión de la hemolinfa y con las estaquillas que se encuentran en la parte distal del ovipositor, rasgan el tejido epidérmico de la hoja (Fig. 2)(Romero, Zoebisch y Carballo 1991).

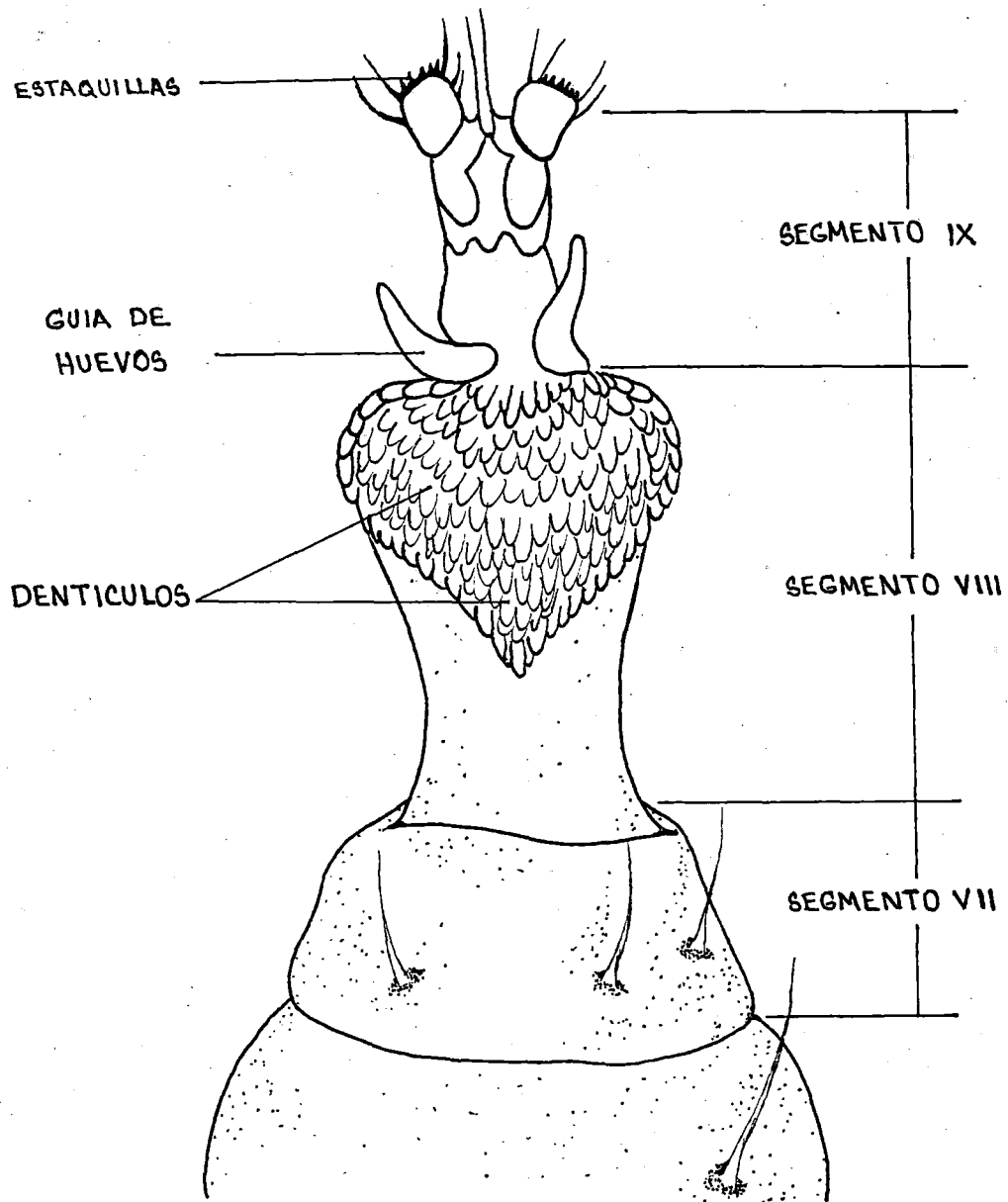


Fig. 2 - Esquema general de la genitalia de una Agromyzidae
Tomado de : Romero, Zoebisch y Carballo (1991).

Las características morfológicas de la genitalia de la hembra de Liriomyza son suficientes para la identificación de al menos tres especies de gran importancia económica, como son : L. sativae, L. trifolii, L. huidobrensis (Knodel-Montz y Poe 1982), debido a que existen características que aunque puedan estar presentes en las tres especies, presentan diferencias bien marcadas (Romero, Zoebich y Carballo 1991).

Artigas (1995), ofrece una descripción de las características morfológicas externas de Liriomyza sativae Blanchard, señala que esta especie presenta la cabeza y mejillas amarillas, área fronto orbital predominantemente amarilla, área post-ocular (margen posterior del ojo) es negra, cerdas verticales interiores ubicadas en el área negra; antenas amarillas tercer segmento con pelos cortos. Mesonoto totalmente negro brillante, mesopleura predominantemente amarilla pero oscurecida en forma variable a lo largo del margen inferior. Patas con las coxas y fémures amarillos brillantes, estos últimos en ocasiones con suaves estriaciones castañas.

Las alas tienen una longitud de 1.3 - 1.7 mm celda

dm pequeña, sección distal de CuA, tres veces más larga que la sección precedente (Fig. 3).

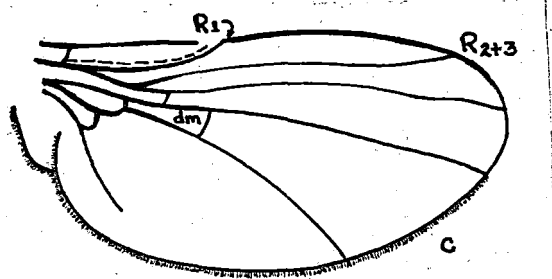


Fig. 3 Ala derecha de Liriomyza sativae.

Tomado de Artigas 1995.

Liriomyza trifolii y L. sativae; son dos especies muy similares, pero en L. trifolii el mesonoto es color gris mate y se presentan dos setas verticales en el margen posterior del ojo, lo cual contrasta con un mesonoto negro brillante que carece de los pelos diminutos en L. sativae y que le dan a L. trifolii la apariencia opaca. La similitud de estas dos especies no es sólo taxonómica sino también en su biología y comportamiento (Spencer 1981, citado por Velez 1985).

2.4.3 Preferencia alimentaria.

La preferencia de esta plaga por las plantas cultivadas está determinada genéticamente. La

distribución de los tricomas, así como su densidad, contenido de fenoles y el valor nutricional del cultivo, pueden ser factores determinantes en la selección del cultivo; además el valor nutricional de la hoja también determina el período de alimentación de las hembras e influye en la continuidad de su alimentación sobre esta planta (Fagoonee y Toory 1983, Ipe y Sadaruddin 1984, citados por Parrella 1987).

(Carballo, Sean y Ramirez 1990), obtuvieron resultados en contraposición a lo anterior, sugiriendo, la posibilidad de que no exista un factor genético en la plaga que influya en la preferencia del insecto en oviposición, debido a que especies como el apio (Apium graveolens) y el amaranto (Amaranthus sp.) muestran en el campo gran cantidad de minas, pero no así en el laboratorio. Parrella (1983) sugiere que lo que podría explicar la preferencia de Liriomyza por algunas especies es su calidad nutricional, influida principalmente por el contenido de nitrógeno y el grado de madurez fisiológica de la planta o la hoja.

2.5 Parasitoides de Liriomyza spp.

Se conocen más de 40 especies que

parasitoidizan Liriomyza, los cuales si no son eliminados por el efecto de la aplicación de insecticidas, ejercen un excelente control de las poblaciones de minadores. (Latorre 1990).

En casi todas las latitudes se menciona que Liriomyza posee muchos enemigos naturales eficientes que mantienen sus poblaciones bajo control (CATIE 1993). La mayor atención ha sido dirigida hacia los parasitoides con más especificidad para hospedero, registrandose cuarenta especies de parasitoides himenópteros en cuatro familias para la mayoría de especies de Liriomyza en Norte América y Hawaii (Cuadro 3) (Datman y Johnson 1981, citados por Johnson y Hara 1987). Muchos de estos parasitoides están en la familia Eulophidae y la mayoría de ellos han sido registrados en asociación con L. sativae y L. trifolii, encontrándose el número más pequeño en L. huidobrensis (Johnson y Hara 1987); además estos autores agruparon los parasitoides de las especies plaga de Liriomyza en Norte América y Hawaii con respecto a las especies hospederos de agromyzidos, al cultivo hospedero y a la localidad del cultivo (Cuadro 4), encontrando mucha variación entre cultivos y hospederos de las diferentes especies de Liriomyza.

Cuadro 3. Lista de especies de Hymenópteros identificados que parasitoidizan la mayoría de especies de *Lirioyza* en Norteamérica y Hawaii.

FAMILIA	ESPECIES	sati vae	tri folii	huido bren sis	bras sicae	R E F E R E N C I A S
Braconidae	<i>Desmolestoma parvulum</i> (Wesmael)	X				Krombein et al. (1979)
	<i>Oenogastra microrhopalae</i> (Ashmead)	X				McClanahan (1977)
	<i>Opius aridis</i> Gahan	X				Harding (1965)
	<i>Opius bruneipes</i> Gahan	X				Harding (1965)
	<i>O. dimidiatus</i>	X	X			Harding (1965), Lindquis & Casey (1983)
	<i>Opius dissitus</i> Muesebeck	X	X			Johnson (1987)
	<i>Opius lirioyzae</i> Fischer	X				Krombein et al. (1979)
	<i>Opius suturalis</i> Gahan	X				Harding (1965)
Cynipidae	<i>Cothonaspis pacifica</i> Yoshimoto	X	X			Johnson (1987)
	<i>Ganaspidium hunteri</i> (Crawford)	X	X			Johnson (1987)
	<i>Ganaspidium pusillae</i> Weld	X				Harding (1965)
Eulophidae	<i>Achrysocharella agromyzae</i> (Crawford)	X	X			Harding (1965), Stegmaier (1972)
	<i>Achrysocharella diastatae</i> (Howard)	X				Stegmaier (1972)
	<i>Achrysocharella fullowayi</i> (Crawford)	X				Harding (1965)
	<i>Achrysocharella variipes</i> (Crawford)	X	X			Harding (1965), Stegmaier (1972)
	<i>Chrysocharis ainsliei</i> Crawford	X	X	X		Johnson et al. (1980a), Chandler (1982) Lange et al. (1957)
	<i>Chrysocharis caribea</i> Boucek	X				Boucek (1997)
	<i>Chrysocharis giraulti</i> Yoshimoto				X	Oatman & Johnson (1981)
	<i>Chrysocharis mallochi</i> Gahan	X				McClanahan (1977)
	<i>C. parksi</i>	X	X	X		Johnson et al. (1980a), Johnson (1984, 1987)
	<i>Chrysocharis viridis</i> (Provancher)	X				McClanahan (1977)
	<i>Chrysonotomyia formosa</i> (Westwood)	X	X			Lema & Poe (1978), Johnson (1987)

	<i>C. punctiventris</i>	X	X		X	Johnson et al. (1980a) Johnson (1987)
	<i>Chrysonotomyia purpurea</i> (Howard)	X				Boucek (1977)
	<i>Closterocerus cinctipennis</i> Ashmead	X	X			Harding (1965), Stegmaier (1972)
	<i>Closterocerus trifasciatus</i> Westwood	X				Oatman (1959)
	<i>Closterocerus utahensis</i> Crawford	X				Johnson et al. (1980a)
	<i>Diaulinopsis callichroma</i> Crawford	X			X	Oatman (1959), Stegmaier (1972)
	<i>Diglyphus begini</i> (Ashmead)	X	X	X	X	McClanahan (1977), Trumble & Nakakihara (1983), Lange et al. (1957)
	<i>Diglyphus intermedius</i> (Girault)	X	X	X	X	Johnson et al. (1980a), Trumble & Nakakihara (1983), Lange et al. (1957), Oatman & Johnson (1981)
	<i>Diglyphus isaea</i> (Walker)		X			Hara (1986)
	<i>D. pulchripes</i>	X	X			McClanahan (1977), Stegmaier (1972)
	<i>Diglyphus websteri</i> (Crawford)	X				Harding (1965)
	<i>Hemiptarsenus semialbiclavus</i> (Girault)	X	X			Johnson (1987)
	<i>Mirzagrammosoma lineaticeps</i> Girault		X			Stegmaier (1972)
	<i>Pnigalio flavipes</i> (Ashmead)	X				McClanahan (1977)
	<i>Zagrammosoma americanum</i> (Girault)	X	X			McClanahan (1977), Chandler (1982)
	<i>Zagrammosoma multilineatum</i> (Ashmead)	X				Stegmaier (1972)
	<i>Zagrammosoma virum</i> Girault	X				Oatman (1959)
Pteromalidae	<i>H. circulus</i>	X	X	X	X	Johnson (1984), Stegmaier (1972), Oatman & Johnson (1981)

Fuente : Johnson y Hara (1987).

Cuadro 4. Lista de la mayoría de especies de Liriomyza en Norteamérica y Hawaii asociadas con parasitoides himenópteros encontrados en varios cultivos hospederos.

<u>Liriomyza</u> spp.	Cultivo	localidad	Parasitoides predominantes		Referencias
			1ro. Especies	2do. Especies	
<u>L. sativae</u>	Alfalfa	CA	<u>Chrysocharis ainsliei</u>	<u>Halticoptera circulus</u>	Jensen Kohler(1970)
	Frijol	HI	<u>Diglyphus beqini</u>	<u>Chrysocharis parksi</u>	Johnson (1984)
	Frijol	HI	<u>D. beqini</u>	<u>H. circulus</u>	Mothershead (1978)
	Cantaloupe	TX	<u>Chrysonotoomyia</u> spp.	<u>Chrysocharis ainsliei</u>	Chandler (1982)
		CA	<u>D. beqini</u>	<u>H. circulus</u>	Oatman (1959)
	Apio	FL	<u>Chrysonotoomyia formosa</u>	<u>D. interaedi</u>	Tryon y Poe (1981)
		CA	<u>Diglyphus interaedi</u>	<u>D. beqini</u>	Trumble y Nakakihara
	Pepino	HI	<u>D. beqini</u>	<u>C. punctiventris</u>	Mothershead (1978)
	Tomate	CA	<u>C. punctiventris</u>	<u>D. beqini</u>	Johnson et al.(1980)
		CA	<u>D. beqini</u>	<u>C. punctiventris</u>	Johnson et al.(1980)
		CA	<u>Chrysocharis parksi</u>	<u>D. beqini</u>	Zehnder y Trumble (1984)

		OH	<u>D. pulchripes</u>	<u>Opius dimidiatus</u>	Lindquist et al. (1979)
		ON	<u>D. beqini</u>	<u>O. dimidiatus</u>	McClanahan (1975)
		FL	<u>C. formosa</u>	<u>D. intermedius</u>	Schuster et al. (1979)
		HI	<u>C. punctiventris</u>	<u>D. beqini</u>	Mothershead (1978)
	Melón	HI	<u>C. punctuventris</u>	<u>H. circulus</u>	Johnson (1987)
<u>L. trifolii</u>	Apio	CA	<u>D. intermedius</u>	<u>D. beqini</u>	Trumble y Nakahihara (1983)
	Crisante- mo.	CA	<u>D. interaemedius</u>	<u>D. beqini</u>	Parrella et al (1986)
		HI	<u>D. interaemedius</u>	<u>Ganaspidium hunteri</u>	Hara (1986)
	Gypsophila	FL	<u>Chrysonotomyia spp.</u>	<u>D. interaemedius</u>	Price y Stanley (1982)
<u>Liriomyza</u> <u>huidobrensis</u>	Cebolla	HI	<u>Halticootera circulus</u>	<u>D. paeksi</u>	Johnson (1984)
	Espinaca	CA	<u>D. interaemedius</u>	<u>C. beqini</u>	Lange et al (1957)
<u>L. brassicae</u>	Cabbage	CA	<u>D. beqini</u>	<u>H. circulus</u>	Oataan y Planther (1969)

CA, California; FL, Florida; HI, Havii; OH, Ontario, Canada; TX, Texas

b Criado de muestras de follaje.

c Condiciones de invernadero.

Tomado de : Johnson y Hara (1987).

King y Saunders (1984), mencionan los siguientes parasitoides larvales de Liriomyza : Opius insularis Ahs. (Hym Braconidae); Brachymeria sp., Sympresis sp., (Hym Chalcididae); Derostenus sp., Diglyphus spp., Diaulinopsis callichroma Craw (Hym Eulophidae); Chrysocharis parski Crawford., Chrysocharis sp. (Hym Entodontidae); Halticoptera spp., Neocatolaceus filia Gir. (Hym Pteromalidae).

Pallumbo, Mullis y Reyes (1994), estudiando la composición, abundancia estacional y parasitismo de Liriomyza en plantaciones de lechuga en Arizona, encontraron las especies L. sativae y L. trifolii, sobre las cuales actuó un complejo de parasitoides que consistió principalmente de Opius spp., Chrysocharis parski Crawford y Diglyphus spp.

En la costa del Perú, la mosca minadora es una de las plagas más dañinas, registrandose los siguientes parasitoides : Halticoptera sp., Halticoptera patellana Dalm. (Pteromalidae); Closterocerus cinctipennis Ashmead, Zaqrammosoma multilineatum Ashmead, Ganaspidium sp. (Cynipidae); Heteroschema sp. (Pteromalidae), Agromyzophaqus sp. (Encyrtidae), Opius sp. (Braconidae) (Valencia 1986).

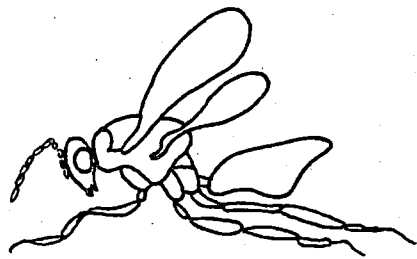
En Colombia se observó un mayor porcentaje de parasitoidismo ocasionado por Eulóphidos dentro de los cuales Diglyphus sp. prob. intermedius (Girault) mostró mayor incidencia en el cultivo y en los hospederos alternos del minador hasta en un 80 % de parasitoidismo en el caso de la maleza Silene gallica (Sarmiento et al 1986, citado por Hidalgo y Carballo 1991).

Desde 1972 en el Sur de Ontario, Canadá, los cultivos de invernadero de crisantemos y tomates han sido infestados por el minador de la hoja. Se recuperaron 11 especies de parasitoides nativos de plantas de frijol infestadas, los cuales se describen a continuación y 8 de ellas se muestran en la Fig. 4 (McClanahan 1975).

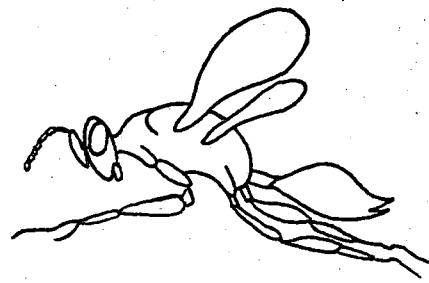
- 1.- Opius dimidiatus (Ashmead).
- 2.- Denogastra microshopalae (Ashmead). El distintivo genérico es mandíbulas transformadas y el estigma es de forma oval y más espeso que el Opius dimidiatus.
- 3.- Halticoptera patellana (Dalm). Esta especie de Pteromalidae ha sido registrada para muchos hospederos de minador de la hoja, en Norte América y Europa. Las características de la

familia es espina curvada de la tibia y cuatro segmentos tarsiales, que sirven para separar este parasitoide de otros locales. Los machos tienen palpos maxilares y antenas amarillas.

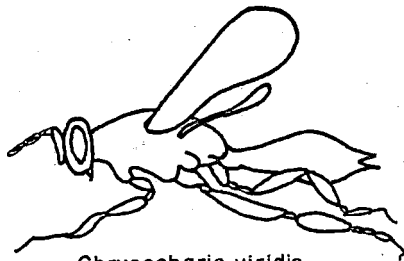
- 4.- Chrysocharis viridis (Provancher). Este parasitoide tiene patas claras casi transparentes con sólo la coxa oscura.
- 5.- Prigalio flavipes (Ashmead). El macho tiene distintivamente antenas con ramas.
- 6.- Diglyphus begini (Ashmead). Varias especies de este género pueden ser distinguidos por el patrón de bandas en las patas.
- 7.- Diglyphus sp. Esta indescriptible especie es caracterizada por un gran escapo alargado del macho.
- 8.- Chrysocharis mallochi (Gahan). Esta especie tiene las porciones basales de la tibia negras.
- 9.- Diglyphus pulchrips (Crawford): Las fuertes venas submarginales y marginales son distintivas de esta poco conocida especie.



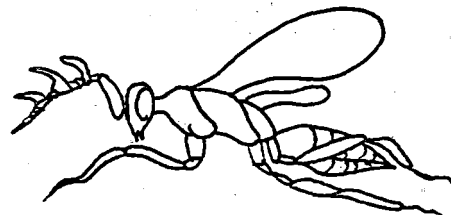
Halticoptera patellana ♀



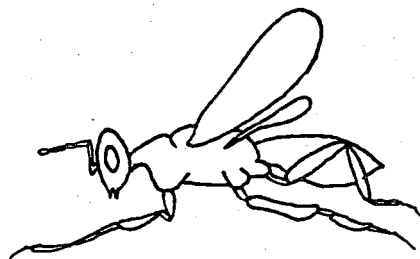
Halticoptera patellana ♂



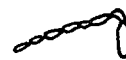
Chrysocharis viridis



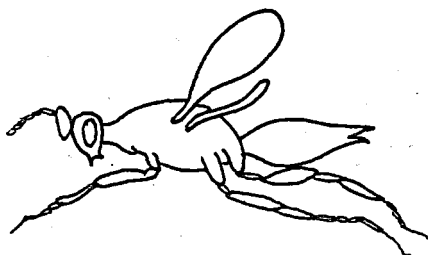
Pnigalio flavipes ♂



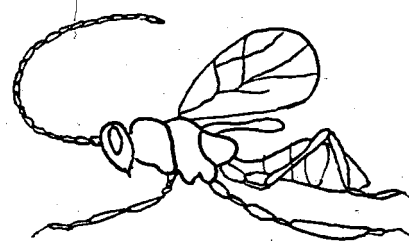
Diglyphus begini



Pnigalio flavipes ♀



Diglyphus sp



Opius dimidiatus

Fig. 4 - Parasitoides hymenopteros de Liriomyza sativae
Redibujado de: Mc Clanahan (1975).

10.- Diglyphus intermedius (Girault). Parasitoide de larvas bastante eficiente de la familia Eulophidae.

11.- Zagrammosoma americanus (Guirault). Es de color amarillo con líneas longitudinales oscuras en el tórax y el abdomen.

En Costa Rica se han encontrado minadores parasitados por Denogastra sp. y Opius sp. (Hym.: Braconidae), Diglyphus sp y Chrysocharis sp. (Hym.: Eulophidae) (Carballo, Sean y Ramírez 1990; Comité Técnico de Liriomyza 1990 a).

Estudios recientes realizados en el Sur de Honduras registran un total de 25 especies de parasitoides Hymenópteros atacando 3 especies de Liriomyza, de las cuales predominó L. sativae y los parasitoides más abundantes fueron Chrysonotomyia diastatae (Eulophidae), Opius dissitus (Braconidae) y Ganaspidium utilis (Eucoilidae) (Acosta y Cave 1994).

En El Salvador solamente se tiene referencia de algunos parasitoides asociados a larvas de Liriomyza sativae Blanchard, encontrados en la cuenca del lago de Ilopango. Siendo estos : Zagrammonosoma zebralineatum,

Chrysocharis vonones, Opius dissitus y Cothonaspis sp.

(Serrano, Sermeño y Pérez 1994).

Dentro de los parasitoides que más han sido estudiados a nivel de laboratorio se encuentran los del género Diglyphus y Opius sp.

2.5.1. Diglyphus sp.

Las especies del género Diglyphus constituyen uno de los más importantes grupos de parasitoides que atacan a L. huidobrensis. Estos empupan en la hoja, a diferencia de otros que lo hacen fuera de ella, tal es el caso de Opius sp. (Carballo, Sean y Ramírez 1990). Diglyphus es un himenóptero, ectoparásito larva - larva de la familia Eulophidae (Ochoa y Carballo 1993).

2.5.1.1 Ciclo de vida.

Bajo condiciones de laboratorio, a una temperatura entre 22 a 25 °C, el periodo de huevo y larva fué de 7 a 9 días respectivamente y el de pupa a emergencia del adulto fué de 6 a 8 días, para una duración total del ciclo de vida de 15.28 más o menos 1.38 días (Fig. 5) (Carballo, León y Ramírez 1990).

Sarmiento et al (1986) mencionan que este parasitoide ataca larvas de Liriomyza de segundo estadio y coloca sus huevos sobre la larva del minador. Observaciones adicionales realizadas por Carballo, León y Ramírez (1990) indicaron que este parasitoide puede parasitar cualquier estadio larval inclusive larvas en sus últimas etapas de desarrollo. Durante la oviposición, la hembra del parasitoide Diglyphus sp. se moviliza sobre la hoja buscando larvas de Liriomyza, cuando localiza una mina, camina sobre ella de un lado a otro, utilizando las antenas y probando con su ovipositor. Cuando localiza una larva la pincha con su ovipositor, deposita el huevo y la deja paralizada. Diglyphus oviposita en algunas larvas y otras las utiliza como alimento. Su larva se desarrolla fuera de la larva de Liriomyza, al principio esta es hialina de color café claro en la parte central y cuando completa su período de alimentación, toma una coloración verde claro; la larva del parasitoide se aleja de la larva del minador unos milímetros y permanece dentro de la mina donde empupa. Sarmiento et al (1986) describe que el cuerpo del adulto es negro brillante y sus patas presentan franjas negras. Sus alas presentan venación poco desarrollada, antenas con 8 segmentos y un tamaño

promedio de 1.48 mm de longitud.

2.5.2 Opius sp.

Opius es un endoparasitoide larva - pupa que se desarrolla dentro de la larva del hospedante (Carballo, León y Ramírez 1990).

2.5.2.1 Ciclo de vida.

El ciclo de vida total de este parasitoide es de 21.4 más o menos 1.91 días. Desde la oviposición hasta la formación de pupa dura de 7 a 9 días y el periodo de pupa a emergencia del adulto dura de 12 a 15 días (Fig. 5), lo cual concuerda con las observaciones de Sarmiento et al (1986), quien reporta que el ciclo de vida es mayor a los 18 días a 25 °C y 80 % de humedad relativa (Carballo, León y Ramírez 1990).

La hembra de Opius ataca larvas del segundo estadio. Su conducta de oviposición es similar a la de Diglyphus sp., con la diferencia de que Opius sp., no paraliza a la larva de Liriomyza, pues esta debe de seguir alimentándose dentro de la misma. Al final del ciclo de vida la larva de Liriomyza forma el capullo pero dentro de este empupa el parasitoide (Carballo, León y Ramírez 1990).

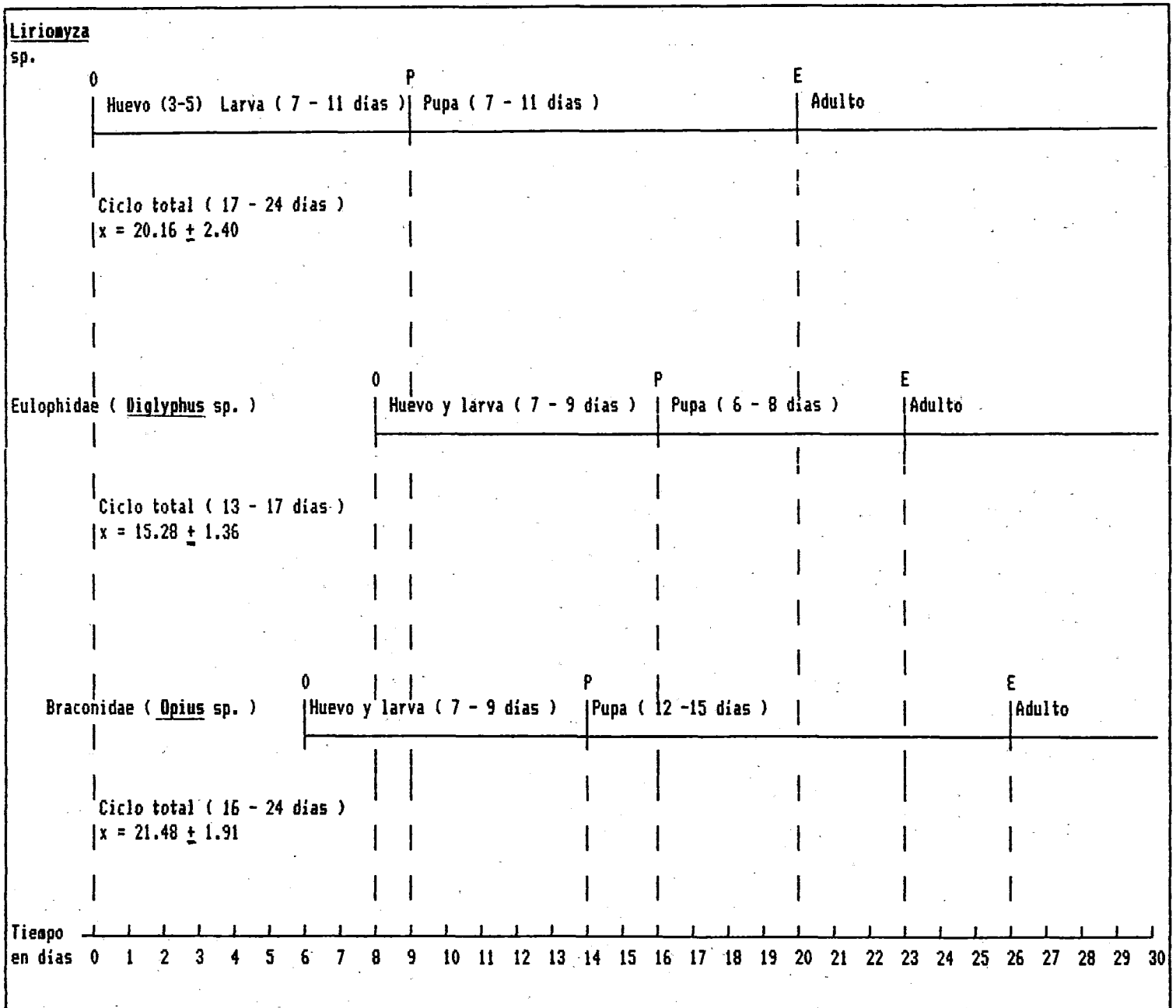


Fig. 5. Duración del ciclo de vida de Lirionyza y sus parasitoides de la familia Eulophidae y Braconidae.

2.5.2.2 Adaptación ecológica.

Las especies de Opius parece ser que están mejor adaptadas a vivir en zonas bajas, ya que en estudios realizados por Morales, Atencio, Lara y Muñoz (1994) y Carballo, León y Ramírez (1990) en lugares arriba de los 1500 msnm no registraron la presencia de este parasitoide, no así en otros estudios ubicados abajo de los 1500 msnm: Johnson (1987); Carballo, León y Ramírez (1990), Acosta y Cave (1994) y Pallumbo, Mullis y Reyes (1994) quienes se encontraron especies del género Opius asociados a Liriomyza spp.

2.5.3 Multiplicación de parasitoides.

En países como Estados Unidos, Francia, Colombia y Perú se crían en laboratorio, los parasitoides y luego se liberan al campo para disminuir las poblaciones de Liriomyza sp. Entre los parasitoides más mencionados en esos países están: Diglyphus begini, Chrysocharis sp., Hemiptarsenus semialbiclavo y Opius dissitus. Además, por las grandes ventajas del control biológico, en esos países se fomentan las prácticas que favorecen la eficacia del control biológico de Liriomyza

(Comité Técnico de Liriomyza 1990 b).

2.5.4 Identificación de parasitoides de Liriomyza.

Con el objeto de contribuir al conocimiento de la diversidad taxonómica de los parasitoides de Liriomyza en la región, se han elaborado algunas claves específicas.

En Costa Rica, el Dr. Paul Hanson ha elaborado una clave preliminar para la identificación de algunos de los géneros que pueden ocurrir como parasitoides de Liriomyza (ver fig. A - 1).

Acosta y Cave (1994), presentan también una clave taxonómica para identificar unos 17 géneros de parasitoides asociados a Liriomyza spp. (Cuadro A - 1).

2.6 Formas de control de Liriomyza.

Para el control de Liriomyza pueden utilizarse diversas estrategias, las cuales si se encuadran dentro de un enfoque de manejo integrado pueden resultar eficientes en la reducción de las poblaciones de la plaga. Algunos métodos que pueden utilizarse para el combate de Liriomyza son: Biológico, cultural, mecánico y químico.

2.6.1 Control biológico.

Liriomyza posee una gran diversidad de enemigos naturales, principalmente parasitoides que pueden ejercer un control adecuado; éstos han sido detallados en las páginas anteriores.

2.6.2 Control cultural.

Morales; Atencio; Lara y Muñoz (1994) mencionan que esta práctica está orientada a modificar el medio ambiente y a explotar las condiciones que desfavorecen el desarrollo de la plaga, empleando las mismas como complemento y ayuda de las medidas de control.

Es necesario destruir los residuos de las cosechas y limpiar el área de cultivo, eliminando así posibles focos de reinfestación (Comité Técnico de Liriomyza 1992). Además, Velez, Madrigal y Morales 1980 citados por Velez (1985) menciona las siguientes medidas: 1. Adecuada y oportuna preparación del suelo. 2. Uso apropiado de fertilizantes, particularmente los nitrogenados. 3. Manejo adecuado de las malezas; su destrucción debe recomendarse sólo si se comprueba que existe peligro de emigración de la especie que las ataca hacia cultivos

comerciales y no demuestra un parasitoidismo significativo.

2.6.3 Control mecánico.

El uso de trampas con pegamento (grasa) es una herramienta útil para el seguimiento poblacional y ayuda al control de la Liriomyza spp. (Morales, Atencio, Lara y Muñoz 1994). Se considera que pueden utilizarse hasta 20 trampas por hectárea y cuando en un terreno se presentan 100 adultos/trampa/semana, la población empieza a ser importante y a justificarse el uso de insecticidas (Comité Técnico de Liriomyza 1990a).

Morales, Atencio, Lara y Muñoz 1994 evaluaron diferentes colores de trampa a nivel de campo, recomendando las trampas de galón de color amarillo, blanco y verde impregnados con grasa preferiblemente transparente, las cuales independientemente del color capturan más machos que hembras, siendo las trampas de color verde las que capturaron mayor número de hembras, con una proporción hembra - macho de 1:14 (Fig. 6).

Estudios realizados en Costa Rica mostraron que las trampas de uso más práctico fueron los galones plásticos con un soporte de madera debido a que soportan los

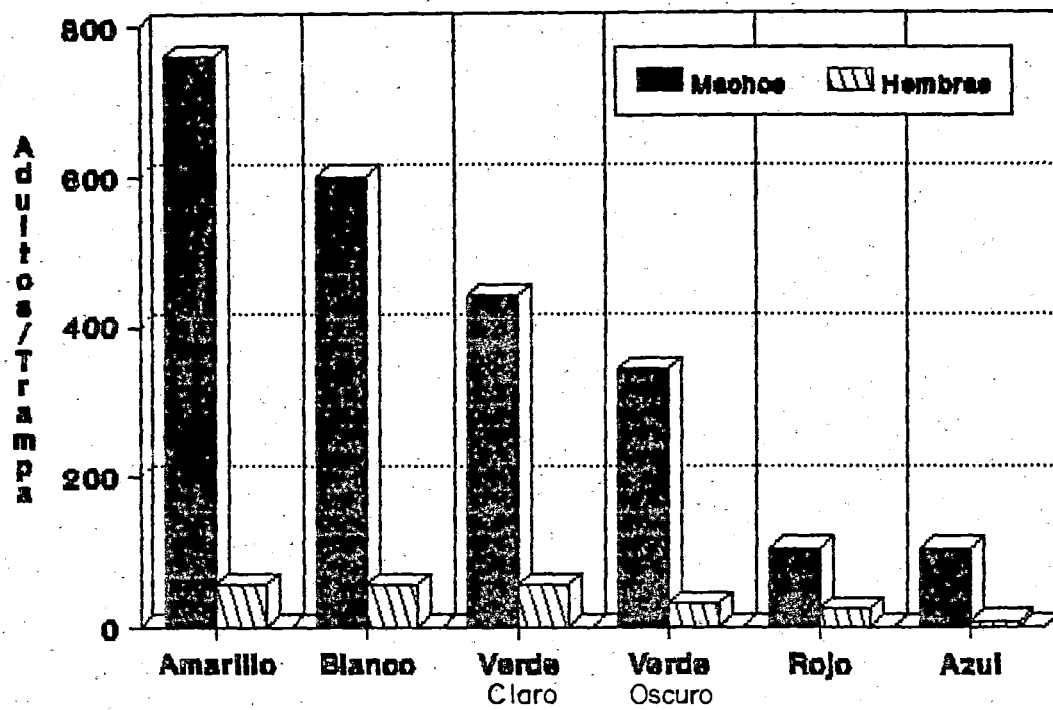


Fig. 6. Colores atractivos a la mosquita minadora *Liriomyza* spp.

Tomado de: Morales, Atencio, Lara y Muñoz.
1994.

vientos fuertes.

A las trampas mencionadas anteriormente se les debe colocar externamente grasa transparente de vehículos de las marcas " Penzoil 707 ", " Agip 30 ", ó " Land m " y deben ser colocados a la siembra, en el borde del terreno para que nos indique el lugar de donde provienen las infestaciones (Comité Técnico de Liriomyza 1990 a).

2.6.4 Control químico.

Las aplicaciones de insecticidas comúnmente han sido responsables por brotes poblacionales súbitos de Liriomyza, debido a que los insecticidas usados son más tóxicos para el complejo de parásitoides que para los minadores (Datman y Kenedy 1976; citados por Parrella 1987).

El uso de químicos es recomendado solamente cuando las poblaciones de insectos y daños al cultivo son bastante altos (Morales, Atencio, Lara y Muñoz 1994) hasta el momento se han evaluado diversos productos, de los cuales se recomiendan los citados en el cuadro 5 (Comité Técnico de Liriomyza 1990 a).

Cuadro 5. Insecticidas eficaces en papa, apio, lechuga, cebolla, y remolacha en Cartago; Costa Rica, Junio a Noviembre de 1992.

Nombre Genérico	Nombre Comercial	Grupo Toxicológico	Modo de acción	Dosis/ Barril
Abamectina	Vertimec 1.8 % CE	Derivado producido por un microorganismo del suelo.	Paraliza al insecto a nivel de GABA desde los nervios terminales.	50 cc
Ciromazina	Trigard	Regulador del crecimiento.	Interrumpe el ciclo biológico del minador, actúa sobre las hormonas del crecimiento.	50 gr.
Cifluthrin	Baytroid	Piretroide.	Absorción directa y rápida através de la cutícula del insecto al contacto.	125 cc
Cartap	Padán 50 PS	Tiocarbamato.	Por contacto y acción estoacal.	500 gr.
Tiocydamhidrógeno-Kalato.	Evisect S	Organoazufrado.	La nereistoxina paraliza al insecto por bloqueo sobre los ganglios en el SNC.	200 gr.
Paratión metílico + decametrina	Penncap M + Decis	Organofosforado + Piretroide.	Contacto e ingestión.	500 gr.
Pirazofos	Afugán 30 L	Orgánico.	Contacto e ingestión.	250 cc

Tomado de : Comité Técnico de Lirioniza (1990a).

3. MATERIALES Y METODOS

3.1 Fase de campo.

3.1.1 Localización y duración.

Se desarrolló en el valle de Zapotitán en la comprensión de Ciudad Arce, Departamento de la Libertad, ubicado a una altura de 450 msnm. tuvo una duración de tres meses, iniciando el 30 de septiembre de 1994 y finalizando el 31 de diciembre del mismo año, período durante el cual se hicieron muestreos semanales en follaje de pepino (Cucumis sativus) infestado con larvas de mosca minadora, con el objeto de determinar su abundancia, así como la diversidad y abundancia relativa de sus parasitoides.

Se recopiló información de las condiciones climáticas prevalecientes en la zona durante el período de muestreo, a partir de los registros meteorológicos de la Estación San Andrés.

3.1.2 Colecta de material biológico.

El estudio y la actividad de muestreo se dedicó al cultivo de pepino, debido a que en este se presenta frecuente y severa incidencia de mosca minadora en la localidad, visitándose diferentes parcelas establecidas con este cultivo una vez por semana. Se tomaban de 30 a 50 hojas con presencia de larvas de mosca minadora, colectadas de los estratos alto, medio y bajo de la planta y se introducían en bolsas plásticas transparentes, colocándose posteriormente en una hielera para luego ser trasladadas al invernadero destinado a la reproducción de parasitoides. A partir del material proveniente del campo se seleccionaron al azar 30 segmentos de hoja con presencia de una mina con larva activa por segmento, lo cual comprendía el tamaño de la muestra. Este material selecto previamente identificado se confinó durante 30 días en cajas con trampas de luz para recuperación de adultos (Fig. 7), esperando la emergencia tanto de moscas como de parasitoides y llevándose el recuento respectivo para poder estimar el porcentaje de parasitoidismo natural, utilizando la formula establecida por Palumbo, Mullis y Reyes (1994):

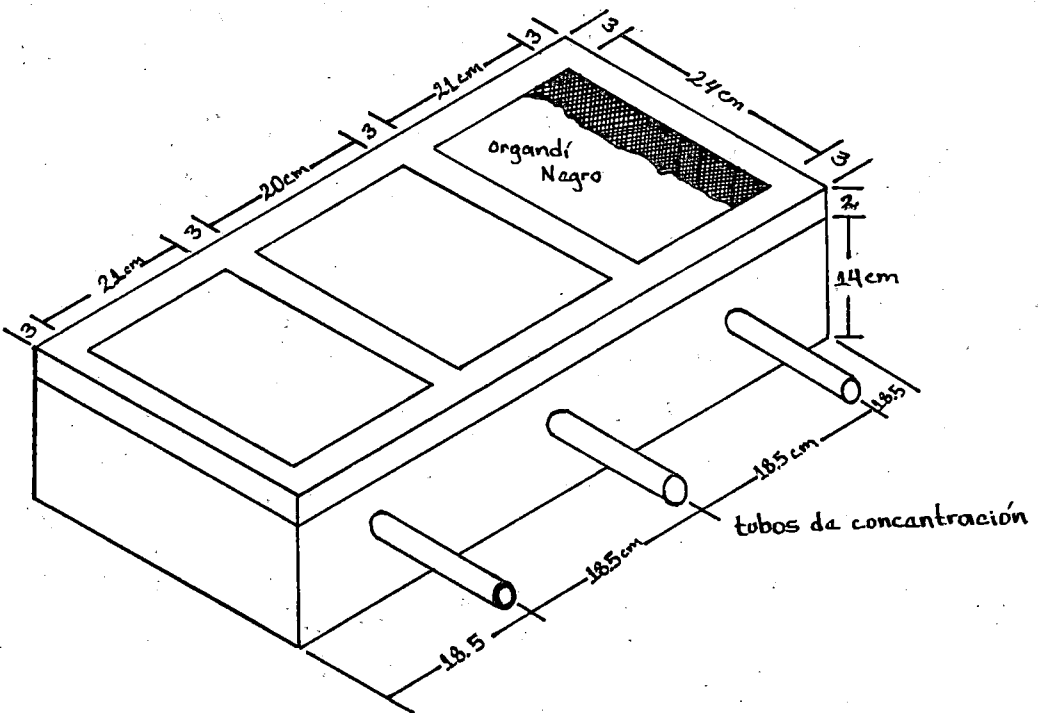
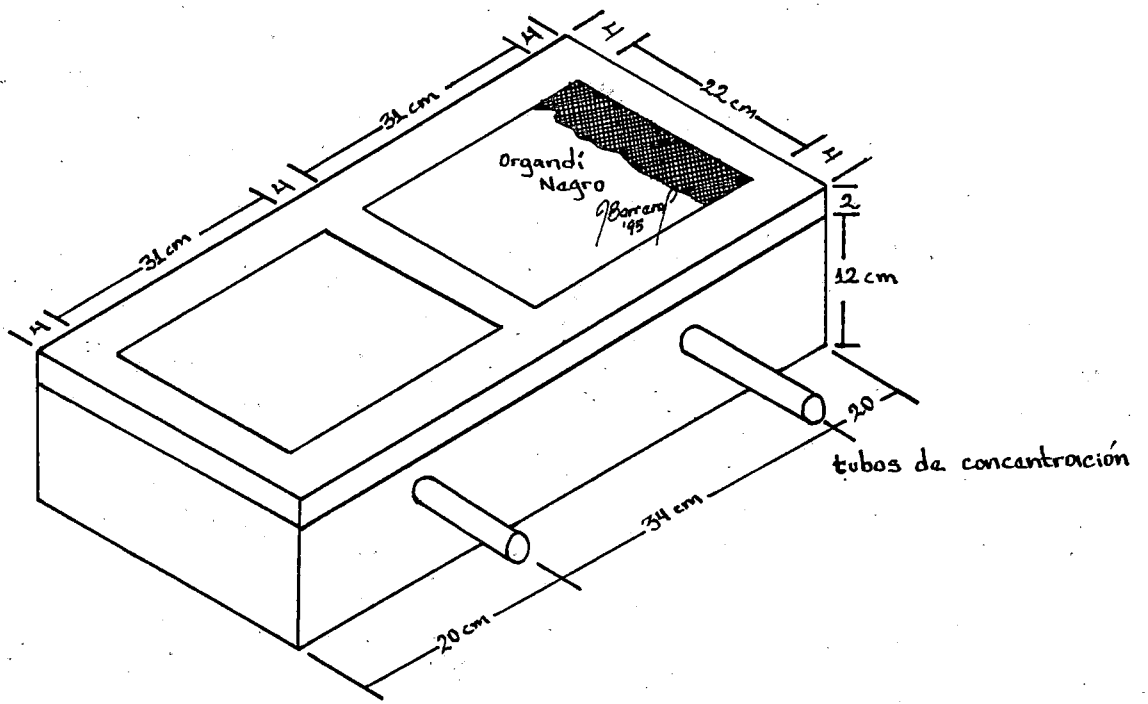


Fig. 7 _ Cajas con trampa de luz para la recuperación de adultos .

$$\% \text{ Parasitoidismo} = \frac{\text{N}^\circ \text{ de adultos de parasitoides}}{\text{N}^\circ \text{ de adultos de moscas} + \text{N}^\circ \text{ de adultos de parasitoides.}} \times 100$$

El material restante de la colecta también se colocó en cajas con trampas de luz para recuperación de adultos y se siguió el mismo procedimiento ya descrito, pero los insectos recuperados se utilizaron para levantar el pie de cría tanto de moscas como de parasitoides. De estos últimos, algunos se llevaron al laboratorio para su separación y preservación de diferentes formas y/o especies, base de estudio en la siguiente fase.

Además, para incrementar el pie de cría de mosca minadora, se colectaron adultos en el campo, auxiliándose para ello de un aspirador entomológico manual (Fig. 8) y un frasco plástico con ventilación (Fig. 9), en el cual se transportaban al invernadero.

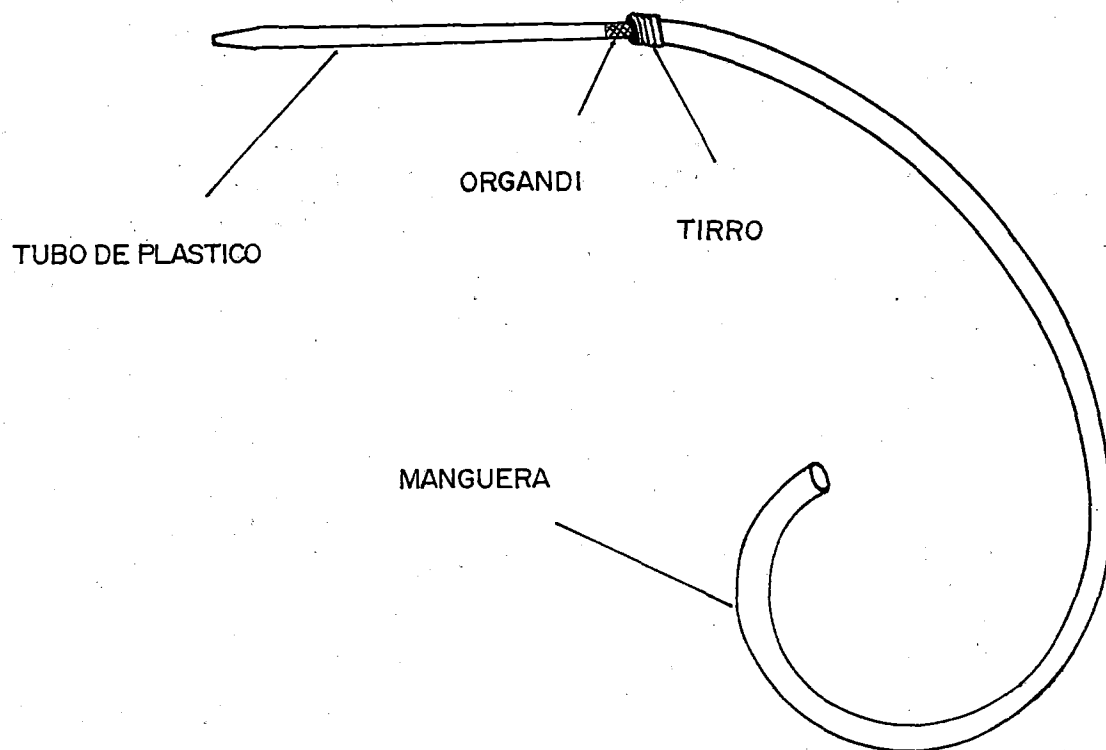


Fig. 8 - Aspirador entomológico manual .

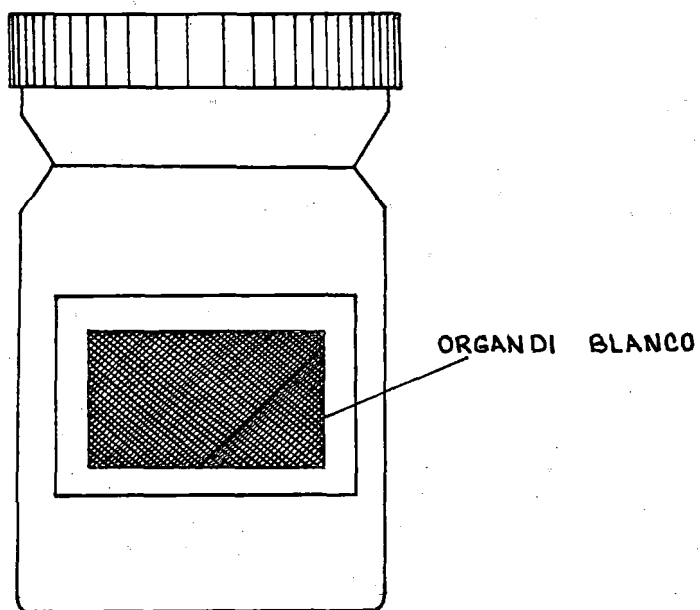


Fig. 9 - Frasco plástico con ventilación

3.2 Fase de laboratorio.

3.2.1 Localización y duración.

Se realizó en el laboratorio de Protección Vegetal de la Facultad de Ciencias Agronómicas de la Universidad de El Salvador, durante los meses de Noviembre de 1994 y Marzo de 1995.

3.2.2 Procedimiento y equipo.

Primeramente se revisaron los parasitoides obtenidos de las muestras traídas del campo que emergieron de las cajas con trampas de luz para recuperación de adultos, los cuales se colocaron en vidrios de Siracusa con agua, auxiliándose con pinzas y un microscopio estereocópico. Las especies encontradas se separaron por su forma y se preservaron en una solución de alcohol al 60 % para ser utilizadas posteriormente. Con este material se prepararon muestras distribuidas en frascos entomológicos con los diferentes especímenes encontrados y su respectiva etiqueta, las cuales se enviaron al Dr. Ronald Cave a la Escuela Agrícola Panamericana El Zamorano, Honduras, para su

consulta taxonómica, enviándose también una muestra con moscas para confirmar su especie. Algunos parasitoides se revisaron a través de una clave taxonómica para parasitoides de Liriomyza propuesta por el Dr. Paul Hanson (Fig. A-1), auxiliándose además con fotografías mostradas por Serrano, Sermeño y Pérez (1994) (Fig. A - 2). La otra parte del material preservado se utilizó para tomar fotografías con la ayuda del microscopio estereoscópico con cámara incorporada, además, se hicieron preparaciones microscópicas de alas y antenas para dibujarlas, auxiliándose con un tubo de dibujo incorporado al microscopio.

Para poder realizar mediciones de los especímenes (largo del cuerpo, antenas y alas), previamente se incorporó un micrómetro al microscopio estereoscópico y microscopio compuesto respectivamente y con la ayuda de una platina graduada se procedió a realizar la calibración respectiva, tomando de 4 a 11 lecturas (Ver cuadros anexos A - 2 y A- 3) con lo cual se obtuvo un promedio de los factores de conversión de trazos del micrómetro ocular del estereoscopio y microscopio respectivamente a micras por trazo (cuadro A - 4).

3.2.3 Determinación de la relación de sexos de Liriomyza sativae.

Para esta prueba se utilizaron 300 adultos de Liriomyza sativae recién emergidos de cajas con trampas de luz para recuperación de adultos (fig.7), en donde se confinó follaje de frijol (Phaseolus vulgaris) infestado con larvas de Liriomyza en sus últimos estadios, el cual fue extraído de plantas utilizadas en las jaulas de mantenimiento de mosca minadora en invernadero. Las moscas se depositaron en un frasco de vidrio tipo Beaker de 25 ml conteniendo alcohol al 60 %, luego se tomaron al azar y se hicieron 6 repeticiones de 50 moscas cada una y con la ayuda de un microscopio esteroscopio se procedió a realizar la separación y el recuento respectivo, tomando como base para diferenciar ambos sexos la descripción proporcionada por Velez (1985) y Morales, Atencio, Lara y Muñoz (1994), quienes mencionan que la hembra es de mayor tamaño y más robusta que el macho, con la porción terminal de su último segmento abdominal extendida en un órgano ovipositor de color negro y retráctil.

3.3 Fase de invernadero.

3.3.1 Localización y duración.

Se desarrolló en la Facultad de Ciencias Agronómicas de la Universidad de El Salvador, ubicada al Norte de San Salvador, a una altura de 710 msnm y cuyas coordenadas geográficas son :13°43.3 latitud Norte y 89°12.4 latitud Oeste (Centro de Recursos Naturales, Servicio de Meteorología e Hidráulica. Almanaque Salvadoreño 1991), iniciándose el 15 de Octubre de 1994 y finalizando el 31 de Marzo de 1995.

3.3.2 Instalaciones.

Para realizar ésta fase se construyó un invernadero artesanal (fig. 10), utilizando postes de Eucalipto, techo de varas de bambú cubierto con plástico transparente Nº 8 y paredes formadas con sedazo plástico, comprendiendo un área de 40 mt cuadrados.

En dicho invernadero se distribuyeron 15 jaulas de madera forradas con tela organdi de color blanco, las cuales se enumeraron correlativamente para facilitar su manejo (Fig. 11); además, se colocó un termómetro al centro del mismo, registrándose diariamente las

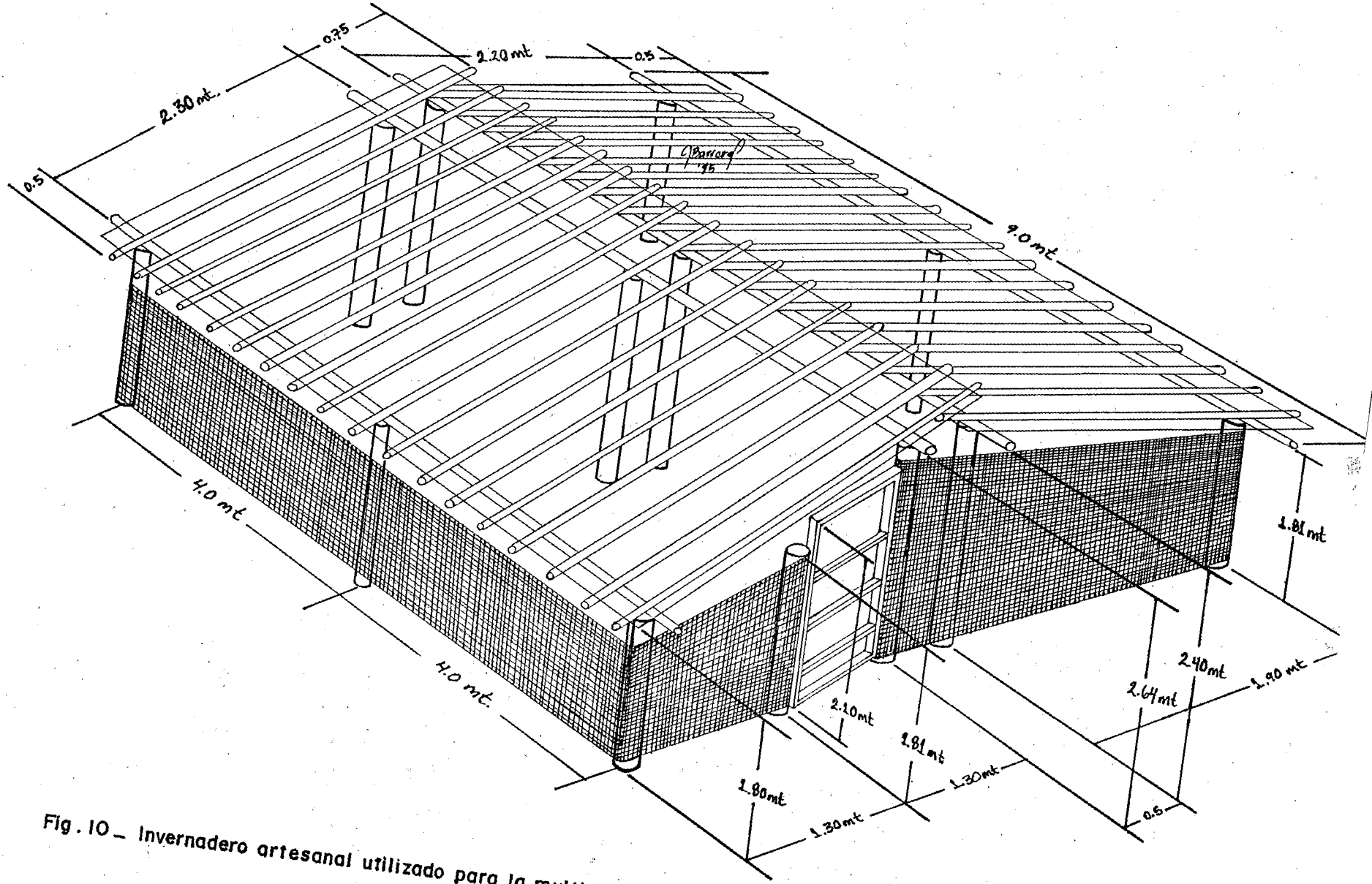
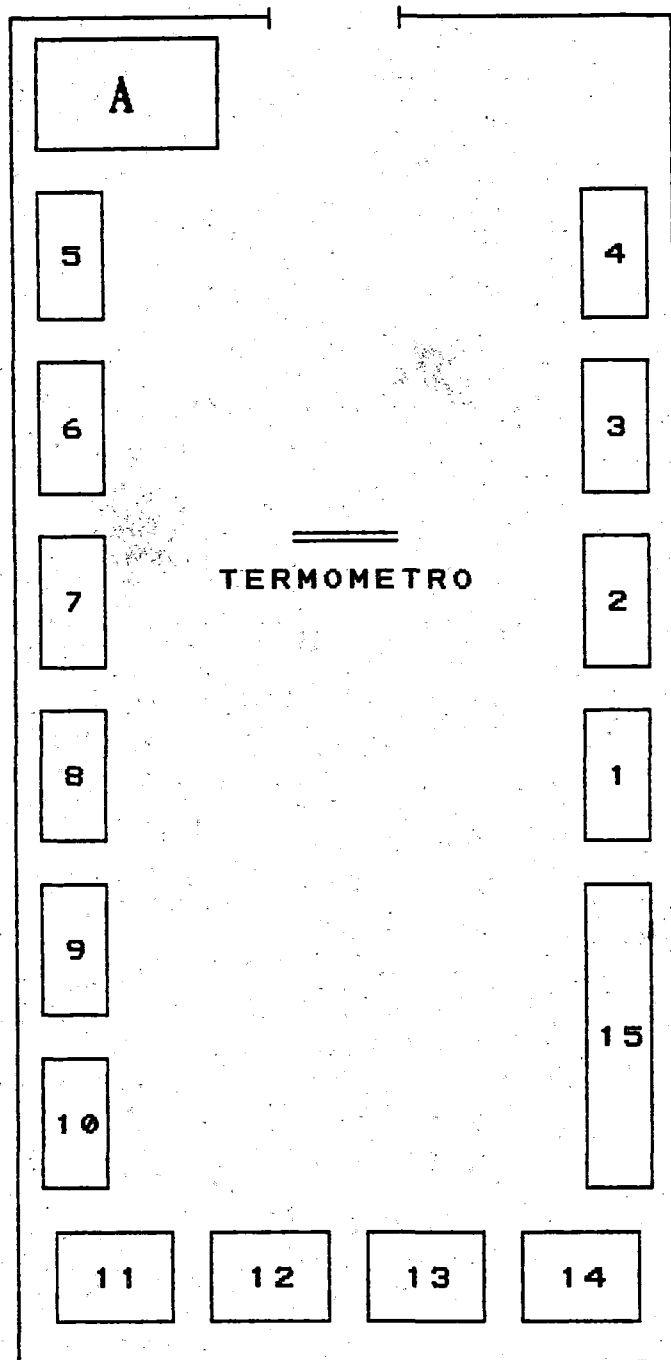


Fig. 10 - Invernadero artesanal utilizado para la multiplicación de parasitoides de Liriomyza sativae.



DETALLES.

- 1-4 Produccion de plantas limpias.
- 5-6 Mantenimiento de colonias de mosca minadora.
- 7-8 Mantenimiento de colonias de parasitoides.
- 9 Infestacion de minador.
- 10-14 Desarrollo de estados inmaduros de mosca minadora.
- 15 Exposicion a parasitoide.
- A Ubicacion de cajas con trampas de luz.

Fig. 11 Distribucion de las Jaulas en el invernadero.

temperaturas con lecturas de las 10 de la mañana, 12 del día y 2 de la tarde.

De las 15 jaulas utilizadas, 14 tenían las dimensiones siguientes: 0.70 mt. de largo x 0.80 mt. de ancho x 0.80 mt. de alto (Fig. 12 A) y la jaula restante con las dimensiones de 0.78 mt. de alto x 1.20 mt. de largo x 0.71 mt. de ancho, la cual se utilizó para exposición al parasitoide (Fig. 13).

Con la finalidad de aislar las jaulas de la presencia de hormigas, se colocaron vasos plásticos en todas las patas de éstas; para proteger la madera del contacto directo con el agua y se mantenían sumergidas en recipientes con agua (Fig. 12 B).

3.3.3 Planta hospedera.

La planta utilizada como hospedero para desarrollar la metodología de reproducción de parasitoides de mosca minadora fué el frijol (Phaseolus vulgaris), debido a que presenta buena superficie de oviposición, follaje duradero y es bastante manejable en invernadero.

Las semillas de frijol fueron sembradas en bolsas de polietileno negra de 30 cm. x 22.5 cm. (12" x 9"), colocandose de 5 a 6 semillas por bolsa, manteniéndose

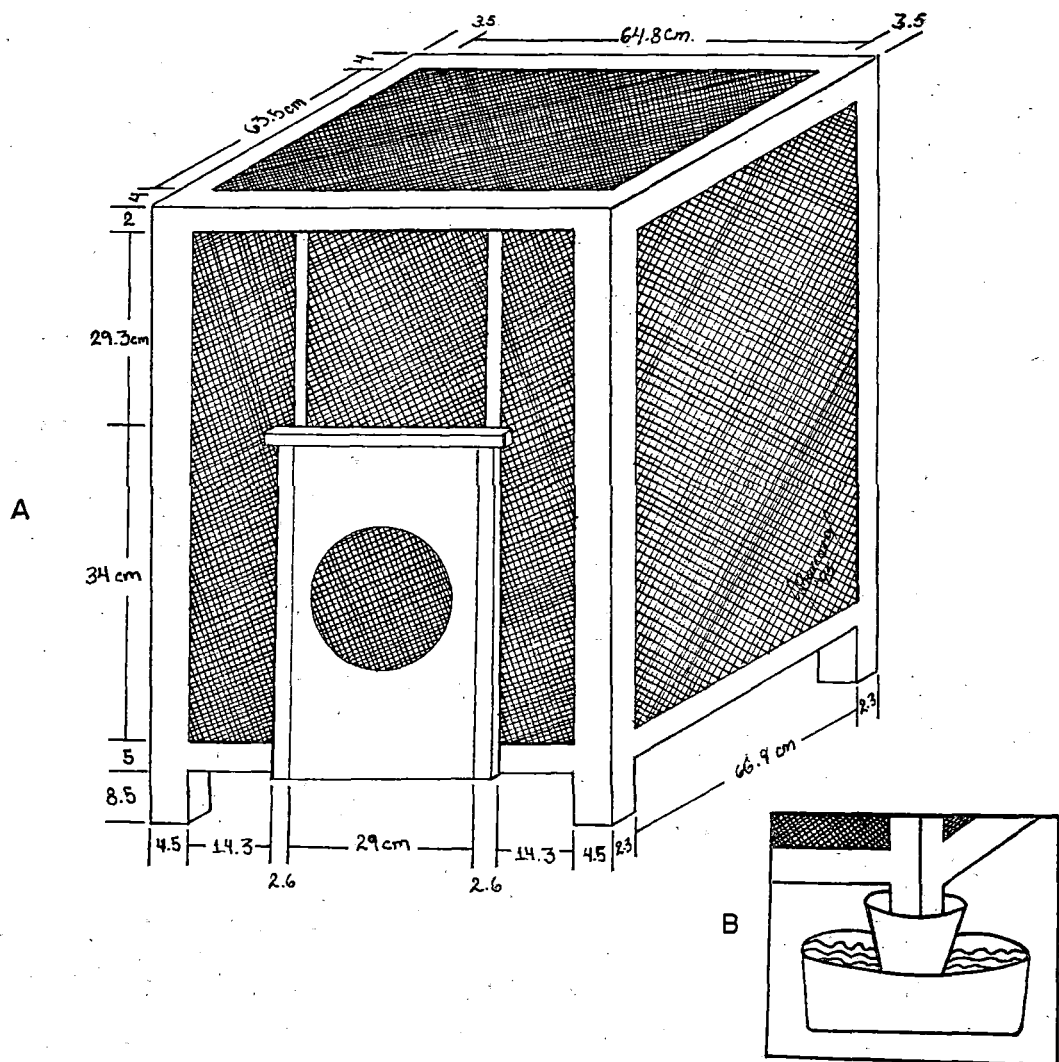


Fig. 12 - A - jaula utilizada para la multiplicación de parasitoide de Liriomyza sativae . B - detalle de aislamiento de patas de jaulas.

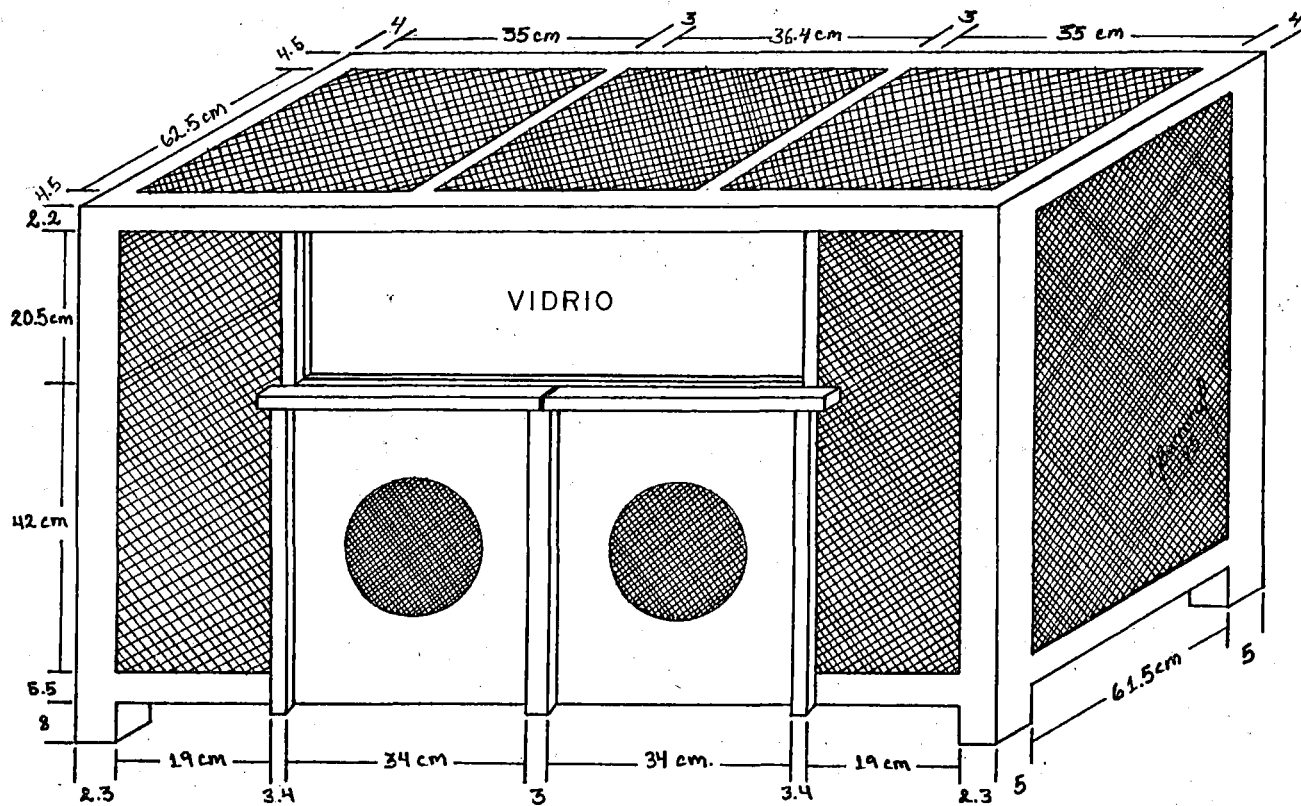


Fig. 13 - Jaula utilizada para la exposición a parasitoide *Opius dissitus*.

una cantidad permanente para garantizar la obtención de plantas durante todo el proceso, proporcionándoles además riego diarios con el fin de favorecer su desarrollo.

3.3.4 Alimentación de adultos de moscas y parasitoides.

En la alimentación tanto de moscas como de parasitoides se utilizó miel de abeja, la cual se distribuía en esponjas de espuma plástica previamente humedecidas con agua y se sujetaban por medio de un alambre a un soporte ubicado en la parte superior de cada jaula, además se colocaba una esponja saturada con agua de igual forma que la anterior y ambas se cambiaban cada 2 días.

3.3.5 Producción de plantas limpias.

La producción de plantas limpias de frijol se realizó en cuatro jaulas, en las cuales se colocaba un total de 16 bolsas por jaula, conteniendo cada bolsa de 4 a 6 plantas y permaneciendo en dichas jaulas por un período de 12 a 16 días a partir de la siembra, edad a la cual eran utilizadas para mantener la colonia de mosca minadora y las generaciones sucesivas de

parasitoides. Previamente se procedía a tutorear las plantas para facilitar su manejo.

3.3.6. Mantenimiento de colonias de mosca minadora.

Para este fin se utilizaron dos jaulas provistas cada una con 6 bolsas conteniendo plantas de frijol de 15 días de edad, dentro de las cuales se depositaban tubos de ensayo conteniendo adultos de mosca minadora, tratando de mantener una cantidad aproximada de 100 moscas por jaula. Las plantas permanecían en las jaulas, por un período generalmente de 15 a 20 días, después del cual se observaba un daño severo del follaje, procediéndose luego a retirar las plantas y hacer un * muestreo destructivo del follaje con presencia de larvas, material que posteriormente se colocaba en cajas con trampas de luz para la recuperación de adultos (Fig. 7), con el objeto de poder disponer de un nuevo pie de cría y repetir el proceso; además, las pupas que habían caído en la superficie inferior de las jaulas eran colectadas y ubicadas en las mismas cajas.

* : Remoción de todo follaje infestado con larvas de mosca minadora en sus últimos estadios.

3.3.7. Mantenimiento de colonias de parasitoides.

En este paso al igual que el anterior se utilizaron dos jaulas provistas cada una de 4 bolsas con plantas de frijol de 15 días de edad. En cada jaula se mantenían mezclados adultos de mosca minadora y parasitoides del género Opius dissitus Muesebeck, que fue seleccionado para la cría, los cuales eran recuperados de las muestras traídas del campo, con el objeto de que los parasitoides siempre tuvieran a disposición larvas de mosca para ser parasitoidizadas, esto se hizo de esta manera sólo mientras se establecía el pie de cría, debido a que aún no se tenía conocimiento de la edad adecuada de parasitoidización de larvas de Liriomyza por Opius. Después de 12 días se recolectaban las pupas de cada jaula y se colocaban en cajas con trampas de luz para la recuperación de adultos (Fig. 7), obteniéndose de esta manera la siguiente generación.

3.3.8. Ensayos preliminares a nivel de invernadero.

Estos se desarrollaron con la finalidad de lograr un entendimiento básico de algunos

aspectos elementales de biología de mosca minadora (principalmente su ciclo biológico y su capacidad reproductiva), así como la del parasitoide (edad óptima de parasitoidización del huesped y una aproximación al estudio de su capacidad reproductiva), que dieran la pauta para desarrollar la metodología de multiplicación. Esto se hizo simultáneamente a las dos actividades anteriores y en base a la observación y experimentación.

3.3.8.1. Observación del ciclo biológico de Liriomyza sativae.

Para tener una idea aproximada del tiempo que tarda Liriomyza sativae, desde el estado de huevo hasta la emergencia de la mosca minadora, se introdujeron 3 bolsas con plantas de frijol en una jaula con mosca minadora, en donde se mantuvieron por un periodo de 24 horas, luego del cual se retiraron y se trasladaron a otra jaula limpia. Debido a que ya se tenían referencias bibliográficas de otros países sobre el ciclo biológico de Liriomyza, el trabajo sólo se limitó a realizar observaciones diarias de las plantas, sacándolas algunas veces de la jaula para observarlas

mejor y realizar anotaciones de las diferentes fases de desarrollo de la mosca, tales como tiempo de eclosión, duración del estado de larva, edad a la cual abandona la mina, duración del estado de pupa y emergencia del adulto, para tener así una idea general de todo el ciclo biológico de Liriomyza bajo nuestras condiciones, de tal manera que se pudiera corroborar y/o sacar diferencias con lo expresado por otros autores.

3.3.8.2. Capacidad reproductiva de Liriomyza sativae.

El objeto de esta prueba fué determinar el período de duración de la mosca en su estado adulto y el tiempo que se prolonga la oviposición. Para ello se utilizó una jaula con 40 moscas coetáneas y sin conocer la cantidad de hembras y machos presentes aunque probablemente en una relación 1:1, las cuales fueron tomadas despues de emerger de cajas con trampas de luz para recuperación de adultos, en donde se habia depositado follaje de frijol con presencia de larvas en sus últimos estadios. En la jaula se introdujo diariamente una bolsa con 5 a 6 plantas de frijol de 20 días de edad por un período de infestación de 24 horas,

luego las plantas eran retiradas de la jaula e identificadas, para luego ser trasladadas a otra similar a fin de desarrollar los estados larvales de Liriomyza. Cuando las larvas tenían 8 días de edad a partir de la infestación y/o oviposición, se procedió a realizar un muestreo destructivo de follaje de frijol infestado, el cual era colocado en recipientes plásticos, iguales a los utilizados para aislar las patas de las jaulas (Fig. 12 B), en donde permanecían por un lapso de 2 a 5 días, hasta que todo el material estaba empupado. Posteriormente las pupas eran removidas del material vegetativo y se procedía a contabilizar y anotar el dato correspondiente de pupas obtenidas por cada día de infestación.

La actividad de infestación se realizó y se prolongo hasta observarse que todos los adultos habían muerto.

3.3.8.3. Determinación de la edad óptima de parasitoidización de larvas de Liriomyza sativae por Opius dissitus.

Previo a la realización de esta prueba, diariamente y durante 4 días se estuvieron infestando plantas de frijol por un período de 24 horas

en una jaula con 20 adultos de Liriomyza. Transcurrido el período de infestación las plantas fueron retiradas, identificadas y trasladadas a una jaula limpia para esperar que las larvas de mosca desarrollaran y tener diferentes edades a la fecha de exposición al parasitoide, obteniéndose de ésta manera larvas de 5, 6, 7 y 8 días de edad a partir de la infestación u oviposición.

Las plantas de frijol conteniendo larvas de Liriomyza sativae de diferentes edades se colocaron en la jaula de exposición a parasitoide (Fig. 13), en la cual se introdujo un número de 30 parasitoides del género Opius dissitus de diferente edad y sexo, extraídos de la jaula de mantenimiento de parasitoides. El tiempo de exposición fué de 24 horas, luego las plantas se retiraban, procediéndose después a realizar un muestreo destructivo de follaje con presencia de larvas de mayor edad, tomando como parametro para realizar tal acción el hecho de que algunas larvas comenzaban a emerger de la mina. Para el resto de las plantas el muestreo destructivo del follaje se realizó en los dos días siguientes, observándose que las larvas estuvieran completamente desarrolladas.

El material procedente del muestreo destructivo se colocó en las cajas con trampas de luz para la recuperación de adultos (Fig. 7), esperando la emergencia para realizar el recuento respectivo de moscas y/o parasitoides.

3.3.8.4 Aproximación al estudio de la capacidad reproductiva de Opius dissitus.

Para este estudio se utilizarón 30 parasitoides del género Opius dissitus de diferentes sexos entre uno y cinco días de edad, los cuales no habían tenido actividad de oviposición.

Diariamente se expusieron plantas de frijol infestadas con diferentes cantidades de larvas (No determinadas) de siete días de edad a partir de la oviposición, totalizando un número de 13 exposiciones durante las cuales los parasitoides fueron alimentados con una solución de agua y miel en proporción no determinada.

3.3.9. Multiplicación de parasitoides.

Se utilizaron cuatro bolsas con

plantas de frijol de 14 días de edad procedentes de las jaulas con plantas limpias, las cuales se trasladaron a una jaula de infestación con un número de 100 adultos de Liriomiza sativae de diferentes edades y sexos.

El período de infestación fué de 24 horas, luego de las cuales las plantas eran agitadas manualmente para alejar los adultos y posteriormente se retiraban de la jaula. Los adultos que aún permanecían en las plantas eran capturados con ayuda de un aspirador entomológico manual (Fig. 8), para devolverlos a la jaula respectiva. Inmediatamente después, dichas plantas eran trasladadas a " jaulas de desarrollo de estados inmaduros de mosca minadora ", en donde permanecían por un lapso de 7 días, edad que de acuerdo a un ensayo preliminar se consideró la más adecuada, debido a que se se obtiene un nivel bastante alto de parasitoidización y además es convenientemente práctico para trabajar en invernadero, ya que se puede proceder a realizar un muestreo destructivo del follaje con presencia de larvas parasitoidizadas y no parasitoidizadas inmediatamente después del período de exposición. Es así como las plantas con larvas de 7 días de edad eran transferidas a una "jaula de exposición de parasitoide" (Fig. 13), en

la cual se introdujeron con la ayuda de un aspirador entomológico manual (Fig. 8); un total de 147 adultos de parasitoides del género Opius dissitus Muesebeck de diferentes edades y sexos, seleccionados para la multiplicación por ser uno de los más frecuentes en los muestreos campo, por su ciclo biológico relativamente corto y por tener referencias de que los parasitoides de este género son buenos controladores biológicos de las especies de Liriomyza. (Comité Técnico de Liriomyza, 1990 a).

Una vez transcurrido el período de exposición a parasitoides que fue de 24 horas, las plantas eran retiradas de la jaula, procediéndose inmediatamente a realizar un muestreo destructivo del follaje con presencia de larvas en dichas plantas y confinándose el mismo en cajas con trampas de luz para recuperación de adultos (Fig. 7) durante un lapso de 20 días, obteniéndose así nuevas generaciones de parasitoides y registrándose las cantidades emergidas.

La actividad de infestación a mosca minadora, al igual que la actividad de exposición a parasitoides se prolongó durante cinco días.

La metodología de multiplicación de parasitoides de L. sativae se muestra en la fig. 14.

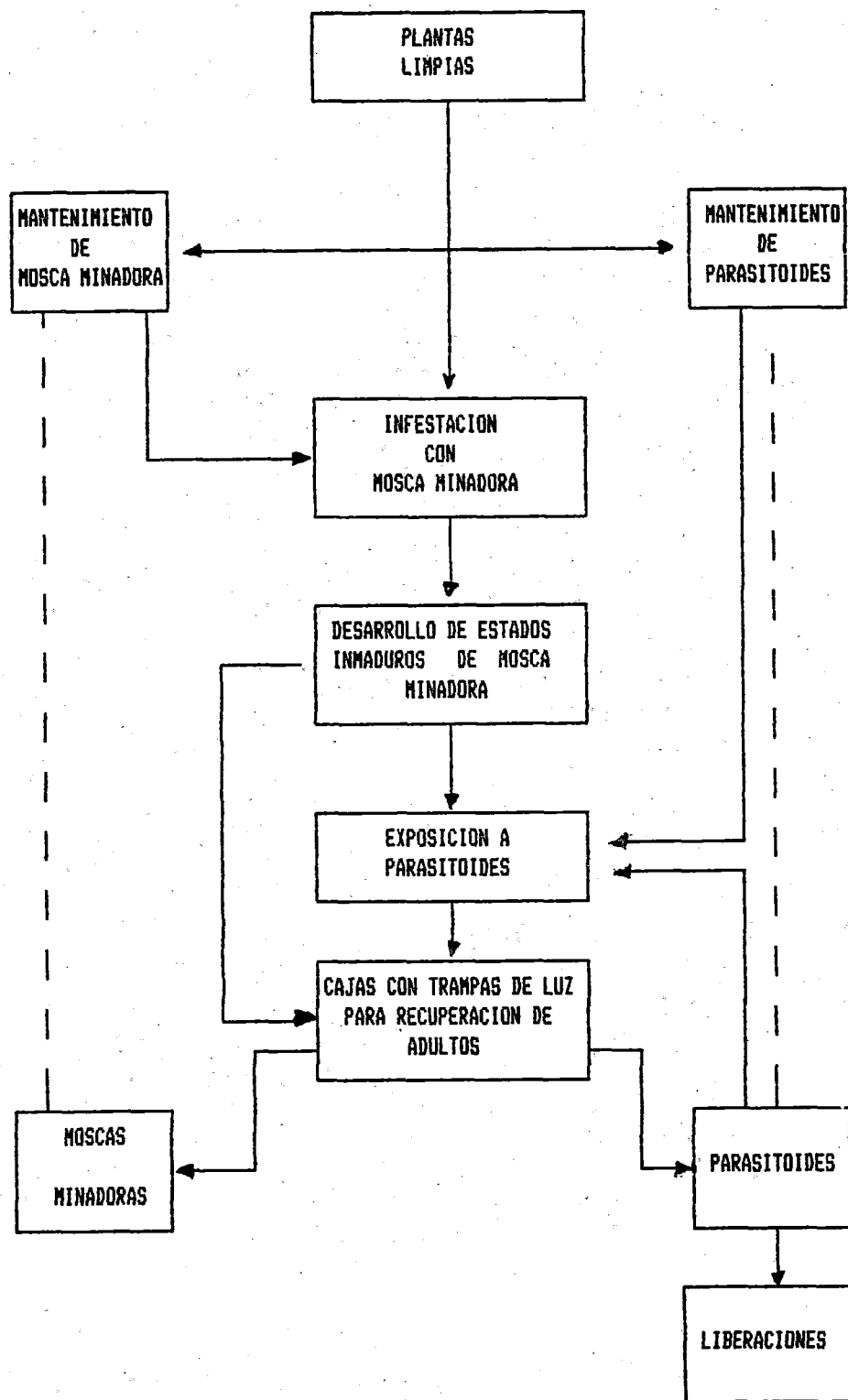


Fig. 14 Metodología de multiplicación de Opius dissitus Muesebeck, parasitoide de Liriomyza sativae Blanchard.

4. RESULTADOS Y DISCUSION.

4.1. Fase de campo.

Las condiciones de temperatura y humedad relativa prevalecientes en la zona durante los meses de estudio se muestran en el cuadro A - 5 registrándose una temperatura y humedad relativa promedio de 24.02 °C y 79.7 % respectivamente.

En el cuadro 6, se muestran los resultados del parasitoidismo nativo de Liriomyza sativae, obtenidos durante los muestreos realizados en cultivos de campo de agricultores. Se puede notar que de los 30 segmentos de hoja con presencia de larvas colocadas en cajas con trampas de luz para recuperación de adultos, no se obtuvo el 100 % de emergencia, lo cual pudo deberse en parte a que las muestras fueron afectadas por la aplicación de productos químicos en el campo, debido a que por lo general estas eran colectadas el mismo día o uno y dos días después que habían aplicado los productos, razón atribuible también a la no emergencia de adultos en los muestreos correspondientes al 11 y 25 de noviembre; además, otra probable causa parcial asociada con la reducción de emergencia de adultos fué que probablemente

Cuadro 6. Parasitoidismo nativo de mosca minadora (*Liriomyza sativae*)

Blanchard, en cultivos de pepino, del Valle de Zapotitán.

(Septiembre - Diciembre 1994).

Fecha de Muestreo	Nº correlativo de muestra	A D U L T O S		Porcentaje de Parasitoidismo	Rango de Parasitoidismo	Promedio de parasitoidismo
		Moscas	Parasitoides			
30/sept. /'94	1	7	11	61.1	(55.5 - 75.0)	63.8 %
	2	4	5	55.5		
	3	5	15	75.0		
07/oct. /'94	4	2	6	75.0	(40.0 - 75.0)	57.5 %
	5	9	6	40.0		
14/oct. /'94	6	9	8	47.0	(47.0 - 60.0)	53.5 %
	7	2	3	60.0		
21/oct. /'94	8	0	9	100.0	(0.00 - 100.)	50.0 %
	9	8	0	0		
28/oct. /'94	10	4	11	73.3	(73.3 - 100.0)	88.8 %
	11	0	10	100.0		
	12	1	12	92.3		
04/nov. /'94	13	5	9	64.2	(64.2 - 66.6)	65.0 %
	14	3	6	66.6		
11/nov. /'94	15	0	0	0	0	0 %
18/nov. /'94	16	0	12	100.0	(100.0)	100.0 %
25/nov. /'94	17	0	0	0	0	0 %
02/dic. /'94	18	6	6	50.0	(50.0)	50.0 %
09/dic. /'94	19	0	4	100.0	(100.0)	100.0 %
	20	0	23	100.0		
16/dic. /'94	21	0	5	100.0	(100.0)	100.0 %
	22	0	4	100.0		
26/dic. /'94	23	0	39	100.0	(100.0)	100.00 %
X =						63.74 %

existió mortalidad de larvas y pupas debido al microclima interno de las trampas de luz. No obstante esta situación, con los adultos recuperados se calculó el porcentaje de parasitoidismo, encontrando rangos tan amplios como de 0 - 100 % en el muestreo del 21 de octubre con cierta variación en las demás fechas, obteniéndose un promedio general del 63.74 % .

Estos resultados muestran cierta variación con los encontrados en la cuenca del Lago de Ilopango por Serrano, Sermeño y Pérez (1994) en un cultivo de Tomate (Lycopersicum esculentum), quienes registraron rangos de parasitoidismo de 93.75 - 97.24 %, debido probablemente a que en el cultivo no se hicieron aplicaciones de productos químicos, favoreciendo así la acción de los parasitoides; no así en este estudio, donde se pudo constatar que para el control de plagas incluyendo Liriomyza, los agricultores de la zona utilizan diversos productos químicos, aplicados con intervalos de 2 a 4 días, y entre ellos se usan frecuentemente las marcas comerciales: Tamarón 600 (Metamidophos), Thiodán (Endosulfan), Herald (Fenprothrin), Décis (Disulfatón), Bulldock (Beta cyflutrin), Malatión (Malathión), Baytroid

(Cyflutrin) y otros, que según Carballo, León y Ramírez (1990), bajo estas condiciones los parasitoides no están en la capacidad de dar una respuesta significativa al incremento de la plaga y no pueden regular su población.

Sin embargo, a pesar de la presión de insecticidas ejercida en los cultivos de pepino del Valle de Zapotitán se encontró un control biológico por parasitoides bastante significativo, pero que no es suficiente bajo tales condiciones agrícolas para mantener la población de plagas a niveles de mínimo daño; pues, cabe mencionar que aunque se encontraron porcentajes bastantes altos de parasitoidismo, los daños observados en algunos cultivos de pepino causados por Liriomyza fueron bastante severos, ya que en algunos casos se detectó la presencia de hasta 60 larvas por hoja en cultivos próximos a realizar el primer corte, lo cual aunado a los daños causados por el mildiú lanoso (Pseudoperonospora cubensis), hacen que el cultivo perezca rápidamente.

En la fig. 15 se observa claramente la variación porcentual del parasitoidismo nativo de Liriomyza sativae en cultivos de pepino de la zona estudiada, mostrando una variación bastante marcada con respecto a las fechas de

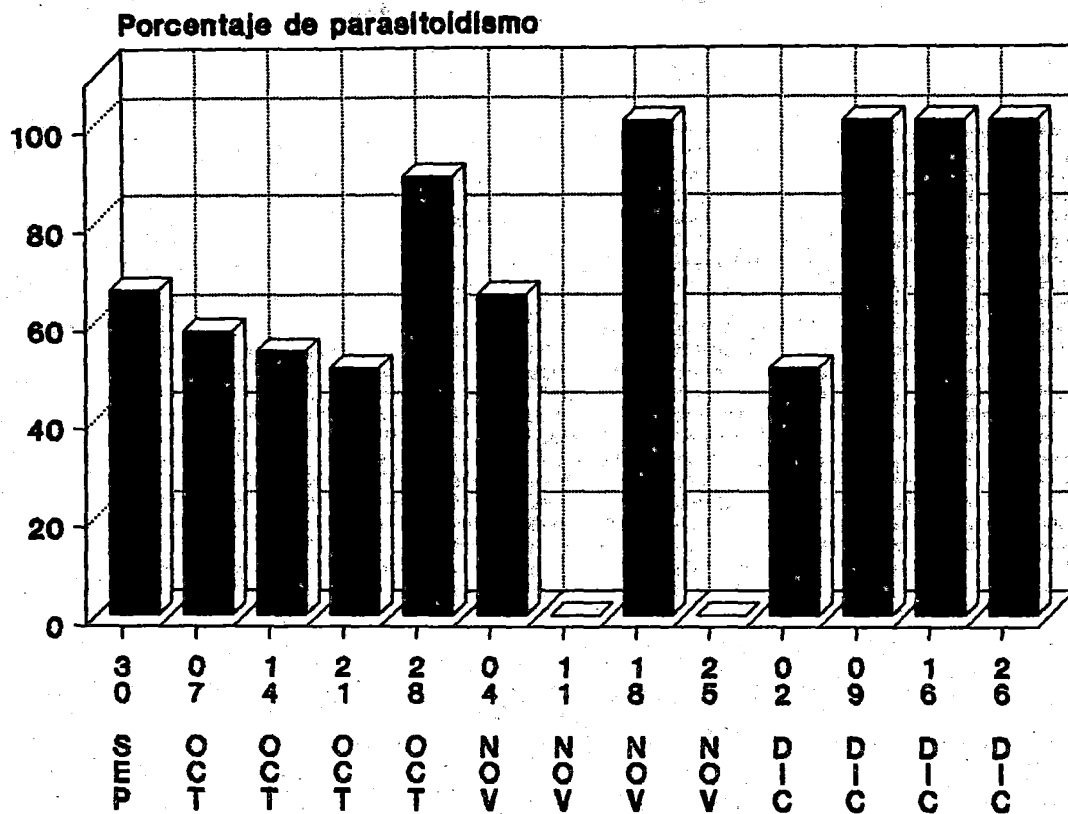


Fig. 15. Variación porcentual del parasitoidismo nativo de *L. sativae* Blanchard, en cultivos de pepino del Valle de Zapotitán, El Salvador. (Sep. a Dic. de 1994).

muestreo, visualizándose que el menor porcentaje promedio de parasitoidismo por muestreo fué del 0 %, correspondientes al 11 y 25 de noviembre, llegando al 100 % en el muestreo del 18 de noviembre y manteniéndose en este valor a partir de la segunda semana de diciembre hasta finalizar el mes. Estos niveles altos de parasitoidismo obtenidos, pueden ser debido a que la mayoría de muestreos se realizaron en cultivos llegando a la madurez (30 a 60 días de edad), y según Parrella (1987), bajo condiciones naturales, el parasitoidismo es usualmente bajo en cultivos de poco desarrollo y se incrementa gradualmente en cultivos maduros; además, resultados obtenidos por Carballo, León y Ramírez (1990) en Costa Rica, mostraron también que el número y porcentaje de parasitoidismo fué muy bajo al inicio del cultivo, pero aumentó hasta 85 y 95 % en la época de floración y cosecha.

4.2. Fase de laboratorio.

4.2.1. Diversidad taxonómica de parasitoide.

A través de la revisión bajo microscopio estereoscópico de los parasitoides colectados a nivel de campo, se logró separar 5 formas diferentes,

las cuales se revisaron por medio de una clave preliminar para parasitoides de Liriomyza propuesta por el Dr. Paul Hanson de Costa Rica (Fig. A 1), auxiliándose además con fotografías mostradas en el estudio de Serrano, Sermeño y Pérez (1994) (Fig. A-2) logrando reconocer de esta manera el género de 3 de ellos siendo éstos : Opius sp. , Chrysocharis sp. y Closterocerus sp. ; sin embargo, para tener una identificación más precisa de las 5 formas encontradas y conocer además la especie de Liriomyza, se enviaron las respectivas muestras al Dr. Ronald Cave, de la Escuela Agrícola Panamericana " El Zamorano " de Honduras, quien confirmó los géneros de los parasitoides antes mencionados , así como también la especie de estos, proporcionando además la identificación completa del resto de los parasitoides, determinándose así que los 5 parasitoides larvales encontrados en cultivos de pepino del Valle de Zapotitán son los siguientes : Opius dissitus Muesebeck (Hym.: Braconidae y utilizado en la metodología de multiplicación), Ganaspidium utilis Beardsley (Hym.: Eucoilidae), Chrysocharis vonones Walker (Hym.: Eulophidae), Neochrysocharis diastatae Howard (Hym. : Eulophidae) y Closterocerus pulcher Howard (Hym. : Eulophidae). De

todos, los más abundantes fueron los primeros tres, siendo menos frecuente N. diastatae y el de más baja ocurrencia Closterocerus pulcher. El mismo especialista consultado también confirmó que la especie de Liriomyza detectada en el presente estudio es Liriomyza sativae Blanchard (Dipt. : Agromyzidae), la cual se muestra junto con sus parasitoides en la fig. 16; además en la fig. 17 se muestra una pareja de la especie de Liriomyza mencionada. La diversidad de parasitoides encontrados fué menor a la obtenida por Serrano, Sermeño y Pérez (1994), quienes bajo condiciones naturales y en ausencia de pesticidas registraron 7 parasitoides, de los cuales 4 son los mismos encontrados en éste estudio, no detectándose la presencia de Zagrammosoma zebralineatum y Cothonaspis sp. en el Valle de Zapotitán. Se considera muy probable que algunos parasitoides puedan ser más susceptibles a la presión de insecticidas a la que están sometidas constantemente los cultivos de pepino en esta zona, lo cual contribuye a disminuir su diversidad, ya que según Carballo, León y Ramírez (1990), el efecto de los insecticidas es mayor sobre los parasitoides que sobre Liriomyza, debido a que las larvas de esta mosca están relativamente protegidas de los insecticidas de

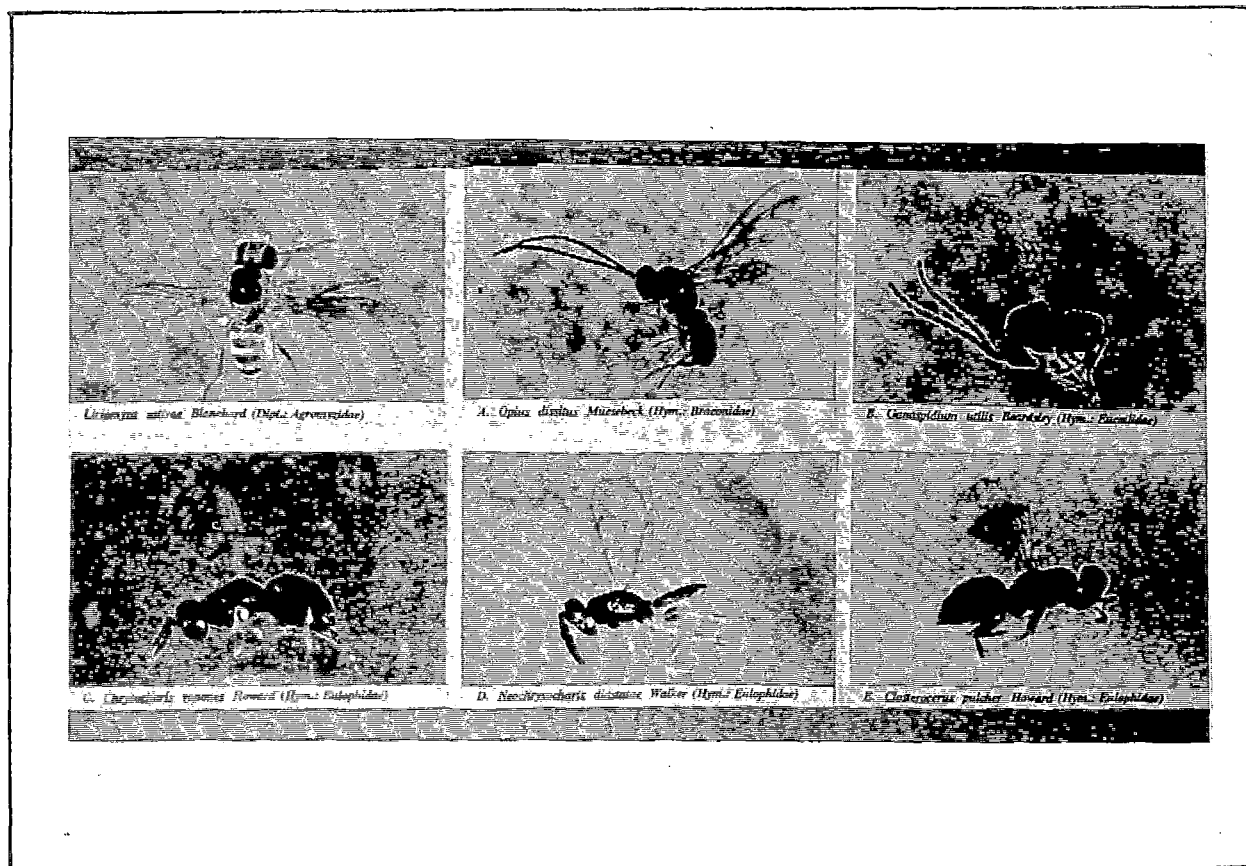


Fig. 16. *Liriomyza sativae* (Blanchard) y sus parasitoides encontrados en cultivos de pepino del Valle de Zapotitán .

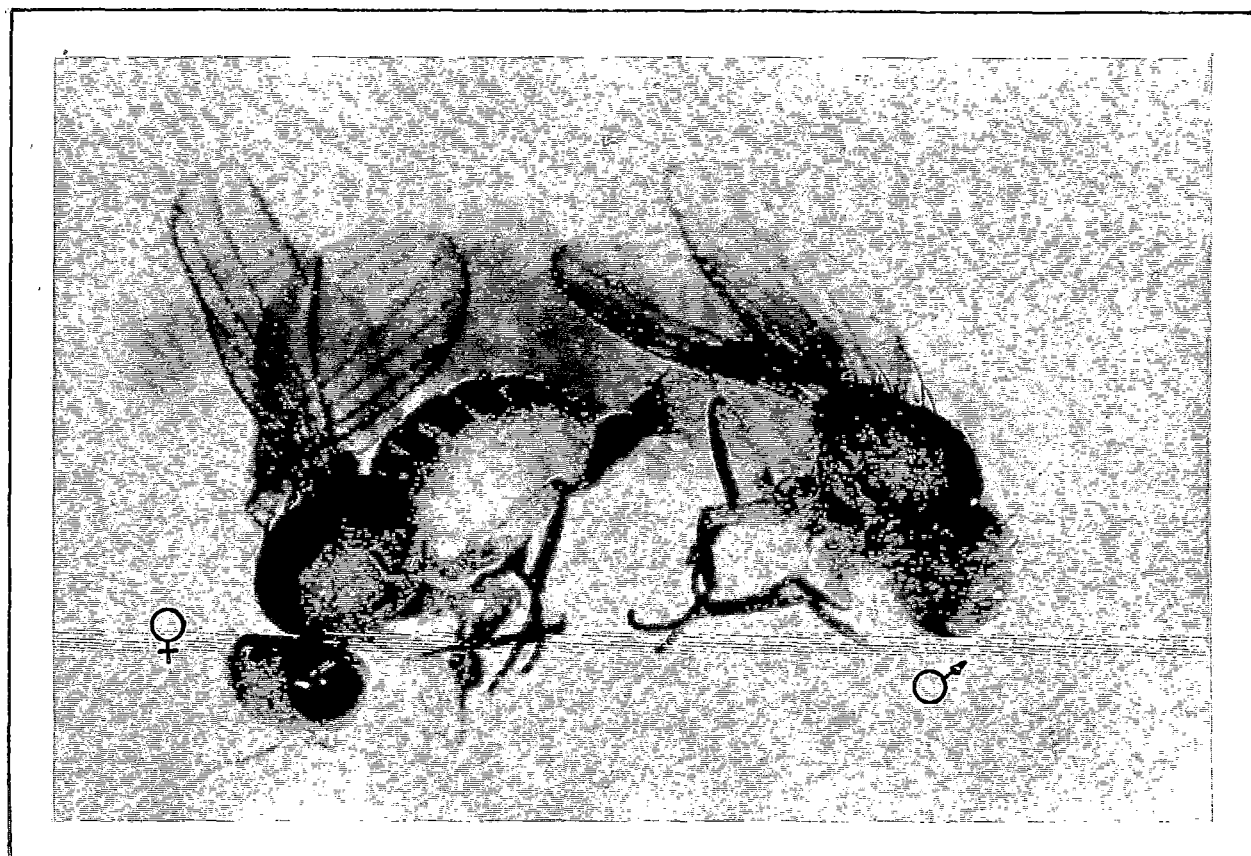


Fig. 17 _ Hembra y macho de *Liriomyza sativae* (Blanchard)

contacto al vivir dentro de las hojas, mientras que los parasitoides deben de encontrar a sus huéspedes caminando por la superficie de las hojas donde están muy expuestas a la acción de los mismos. Sin embargo, a pesar de dicha presión de insecticidas los resultados obtenidos muestran que aún persisten varios parasitoides que están ejerciendo cierto nivel de control sobre las poblaciones de L. sativae en el Valle de Zapotitán, y tal como se encontró en este estudio parece ser que los braconidos y eulóphidos son los parasitoides más importantes de las especies de Liriomyza, lo cual se confirma con los registros presentados por Johnson y Hara (1987) en Norte América y Hawaii, por Acosta y Cave (1994) en Honduras, quienes registran 8 y 6 especies de braconidos, lo mismo que 28 y 10 especies de eulóphidos respectivamente. Probablemente su presencia en los diferentes lugares se deba a que están mejor adaptadas a las condiciones de los mismos y que de alguna forma poseen cierta tolerancia y/o resistencia a la acción de los insecticidas.

A nivel de Centro América la mayor abundancia y riqueza de parasitoides ha sido registrada en Honduras, donde Acosta y Cave (1994) encontraron 25 especies que

parasitoidizan a Liriomyza spp. Hidalgo y Carballo (1991) en Costa Rica y Morales, Atencio, Lara y Muñoz (1994) en Panamá informaron de 4 y 5 especies respectivamente. Así mismo, Johnson y Hara (1987) en Norte América y Hawaii; Delgado y Aguilar citados por Raman y Rodolfi en Perú (1984), reportan 40 y 11 especies de parasitoides respectivamente.

4.2.2. Características morfológicas de los parasitoides.

Algunos aspectos de importancia morfológica de los parasitoides identificados se detallan a continuación.

4.2.2.1. Opius dissitus Muesebeck (Fig. 16 - A).

Este parasitoide pertenece a la familia Braconidae. Posee una longitud promedio de 1794.08 micras (sin incluir antenas), el ala anterior mide 1999.24 micras con una sola nervadura recurrente (Fig. 18 - A), antenas filiformes con un promedio de 18 artejos y una longitud cerca de 1720.80 micras (Fig. 18 - B). Cuerpo color café con los tergitos I y II

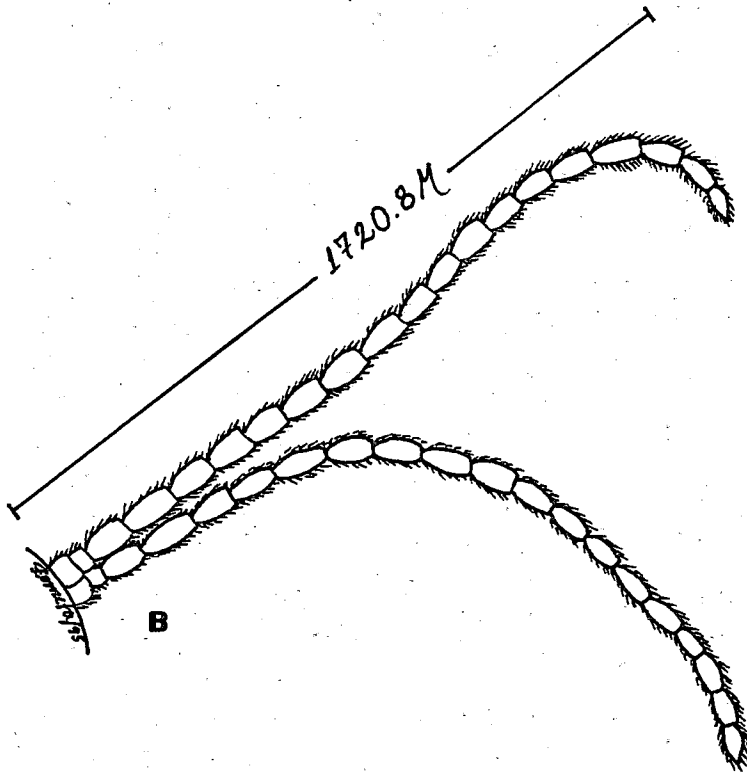
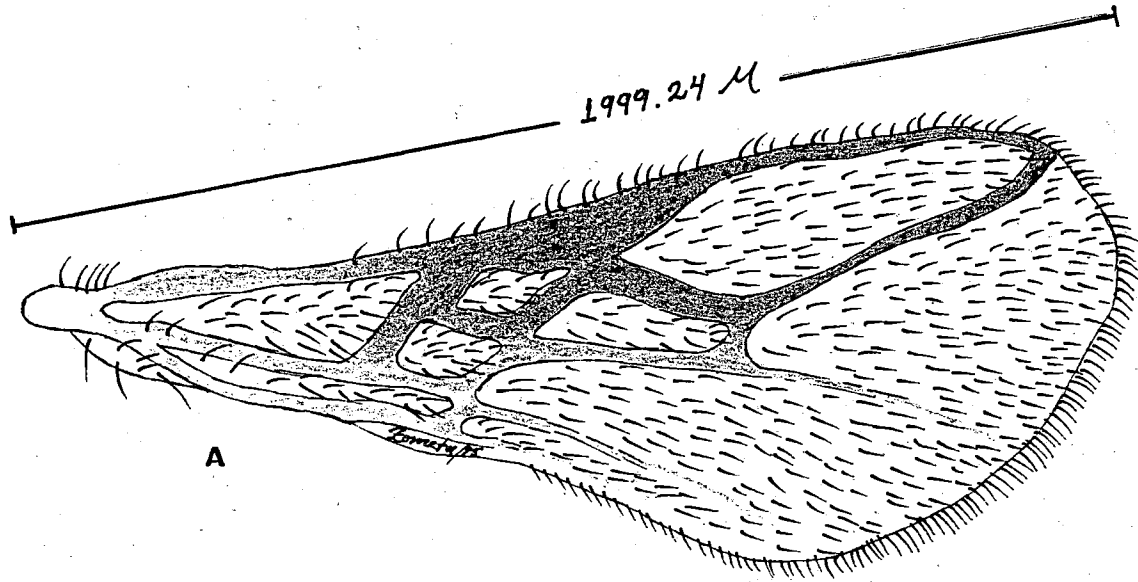


Fig. 18 - Parasitoide *Opius dissitus* (Muesebeck) A, dimensiones de las alas . B, dimensiones de la antena .

amarillos y patas café amarillentas .

4.2.2.2. Ganaspidium utilis Beardsley
(Fig. 16 - B).

Pertenece a la familia Eucolidae, en la cual tal como describe Delvare (1988), todas las especies son parasitoides de dípteros y fácilmente reconocibles por la presencia de una cúpula sobre el escutelo (Nótese en la fig, 16 B), la antena comprende por mucho 15 artejos y no es acodada. Estas características fueron confirmadas en G. utilis, observándose además que presenta el cuerpo de color negro con una longitud promedio de 1305.64 micras y el abdómen de forma aplastada, el ala anterior mide aproximadamente 1527.76 micras y presenta una venación característica con una celda triangular en el margen anterior (Fig. 19 A); las antenas están formadas de 13 a 15 artejos y con una longitud promedio de 1135.68 micras (Fig. 19 B). Esta especie de parasitoide solamente ha sido registrada por Acosta y Cave (1994) en Honduras.

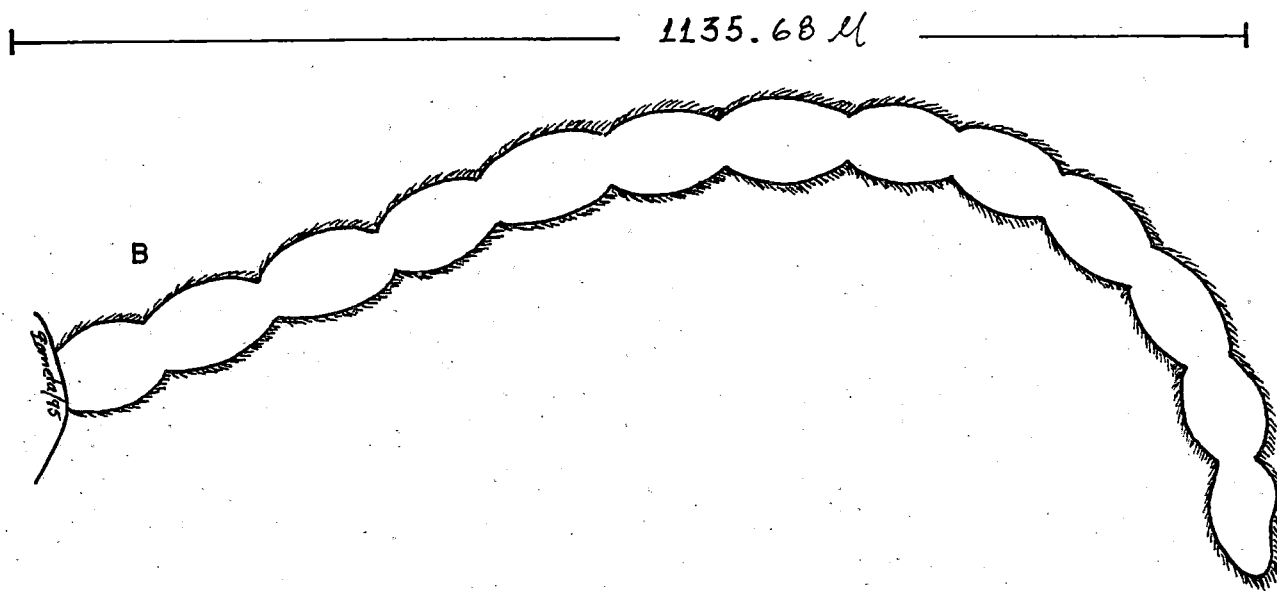
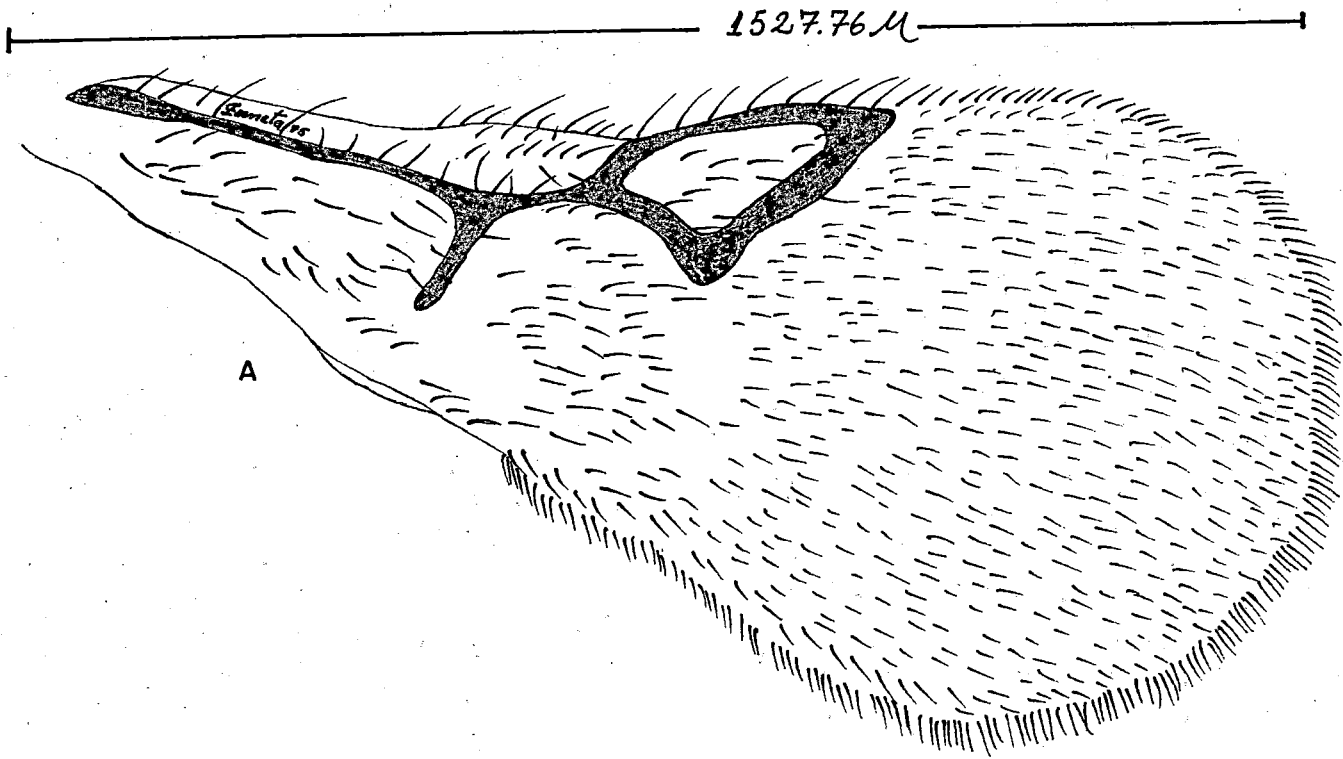


Fig. 19 - Parasitoide Ganaspidium utilis (Beardsley) A, dimensiones de las alas, B, dimensiones de la antena.

4.2.2.3. Chrysocharis vonones Walker
(Fig. 16 C).

Este parasitoide al igual a que los dos siguientes pertenecen a la familia Eulophidae que según Delvare (1988), son reconocidos por sus tarsos de 4 artejos, con antenas con un máximo de 10 artejos, poseen con mucha frecuencia un brillo metálico y un estrangulamiento bien marcado entre el tórax y el abdómen. Esta descripción concuerda bastante con las características observadas en Chrysocharis vonones, notándose que presenta el ala anterior con poca venación (Fig. 20 A), antenas con 6 artejos (Fig. 20 B) y el cuerpo de color verde oscuro metálico con una longitud promedio de 1514.24 micras.

4.2.2.4. Neochrysocharis distatae.
Howard. (Fig. 16 - D).

De este eulóphido no se tienen mayores referencias. Presenta una longitud promedio de 992.31 micras, antenas formadas de 5 artejos y con una pilosidad característica (Fig. 21). El cuerpo es de color café oscuro y el estrangulamiento entre el tórax y el abdómen está más marcado que en C. vonones y

Closterocerus pulcher, observándose además que el abdomen muestra un aspecto ligeramente aplanado y los fémures de las patas posteriores muestran una coloración café.

4.2.2.5. Closterocerus pulcher Howard

(Fig. 16 E).

Tal como se mencionó anteriormente pertenece a la familia Eulophidae, mostrando una baja ocurrencia en este estudio. Presenta el cuerpo con un color verde metálico más pronunciado en la parte dorsal de la cabeza y en general más notable que en los dos parasitoides anteriores. Las alas anteriores presentan poca venación y una banda oscura ubicada desde la vena estigmal hasta el margen posterior del ala (Fig. 22); antenas formadas por 6 artejos, de las cuales el quinto es más claro que los demás y el último de ellos termina en punta. Los ojos muestran una coloración roja característica (Nótese en la fig. 16 E).

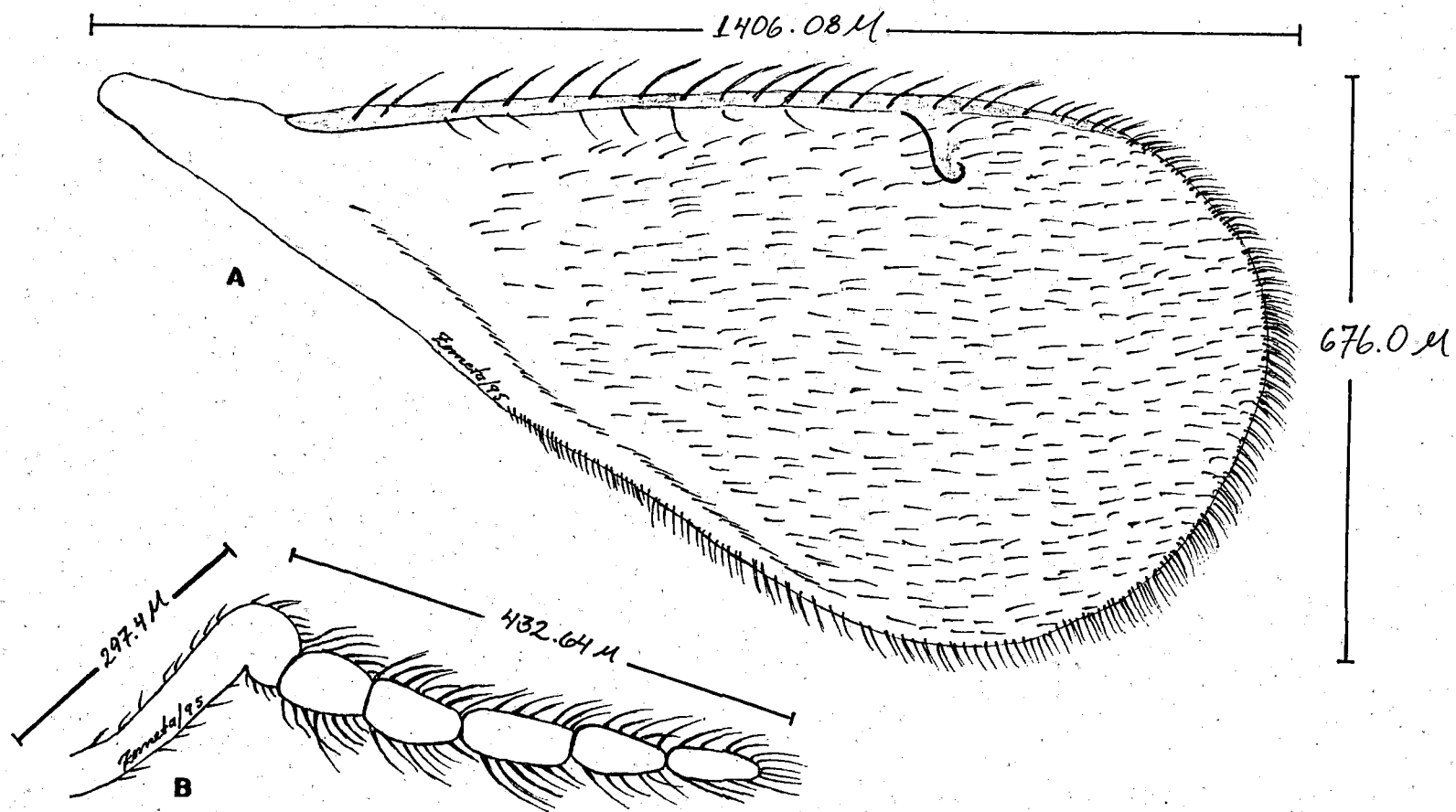


Fig. 20 - Parasitoide *Chrysocharis vonones* (Walker) A, dimensiones de las alas. B, dimensiones de la antena.

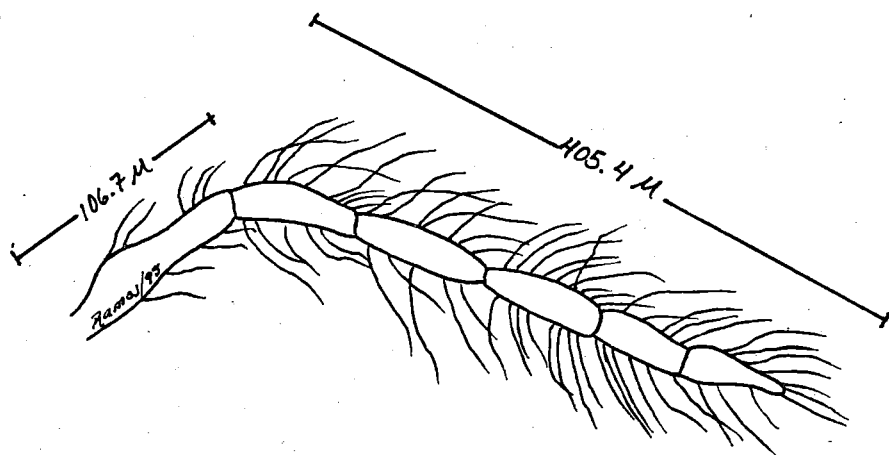


Fig. 21 - Antena del parasitoide Neochrysocharis diastatae (Howard)

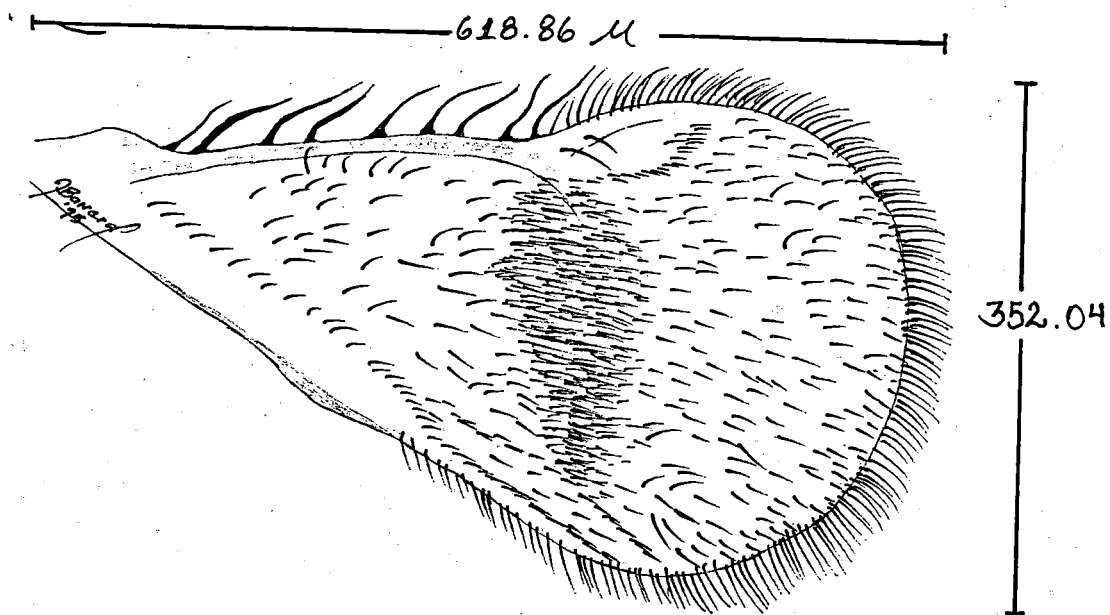


Fig. 22 - Ala anterior del parasitoide Closterocerus pulcher (Howard).

4.2.3. Determinación de la relación de sexos de Liriomyza sativae.

Se pudo constatar que tal como lo expresa Morales, Atencio, Lara y Muñoz (1994) y Velez (1994), la hembra es más robusta que el macho y posee en su último segmento abdominal el órgano ovipositor de color negro (Notese en la fig. 17); además, Aguilera (1972); Datman y Michelbacher (1958), citados por Romero, Zoebisch y Carballo (1991) mencionan que el ápice del abdómen en la hembra es acuminado, característica que no se presenta en el macho. Los detalles mencionados anteriormente fueron de utilidad para diferenciar y separar ambos sexos.

Se repitieron las separaciones en diferentes cantidades de adultos (de 50 cada uno) obteniéndose los resultados siguientes:

Cuadro 7. Determinación de la relación de sexos de Liriomyza sativae.

Sexo	REPETICIONES						Suma- to - rias	Rela- ción ♀/♂
	I	II	III	IV	V	VI		
HEMBRAS	27	22	22	23	23	29	146	0.95
MACHOS	23	28	28	27	27	21	154	---- 1.00
TOTAL	50	50	50	50	50	50	300	

En el cuadro 7 muestra que solamente en las repeticiones I y VI se observó una predominancia de hembras, no así en las repeticiones II, III, IV y V donde predominaron los machos; situación que se mantuvo al hacer el recuento total, obteniéndose 146 hembras y 154 machos, equivalente a una relación hembra / macho de 0.95 / 1.00, relación que concuerda bastante con la reportada por Datman y Michdbacher (1958); Speyer y Parr (1949), citados por Parrella (1987), quienes mediante estudios de relación de sexo de adultos emergiendo de pupas indicaron una relación de 1 : 1.

4.3. Fase de invernadero.

4.3.1. Registros de temperatura.

Las condiciones de temperatura prevalecientes en el invernadero fueron registradas cada semana en base a tres lecturas diarias (Cuadro A - 6 y figura A - 3), obteniéndose un rango de 27.2 a 31.9 °C y un promedio general de 29.95 °C durante el período que duró el ensayo.

4.3.2. Producción de plantas limpias.

Durante la producción de plantas limpias de frijol solamente se presentó un inconveniente, el cual fué la eventual infestación de mosca blanca (Bemisia tabaci) dentro de dos de las jaulas, debido a que las plantas fueron trasladadas a las mismas cuando ya presentaban la presencia de hojas cotiledonares, y fueron tomadas de un lugar sin previo aislamiento contra la introducción de plagas y enfermedades, llevando de esta manera el inóculo de ninfas de mosca blanca que posteriormente emergieron dentro de las jaulas y transmitieron virosis a las plantas. Esto obligó a retirar las jaulas del invernadero para luego eliminar las moscas blancas, desechar las plantas de frijol y lavar dichas jaulas, cerciorándose de que ya no pudieran provocar una reinfestación en el invernadero.

Libre de esto, la producción de plantas limpias se llevó a cabo con normalidad, ya que desde la siembra las bolsas de polietileno conteniendo de 5 - 6 semillas de frijol eran introducidas en la jaulas respectivas, quedando aisladas de la incidencia de agentes extraños.

4.3.3. Mantenimiento de colonias de mosca minadora.

Aproximadamente a los 5 días después de la introducción de las primeras moscas se comenzaban a observar la "minas" causadas por las larvas de Liriomyza, detectándose que el follaje de las partes inferiores de las plantas mostraba el daño más rápidamente (8 días) y algunas larvas comenzaban a emerger de las " minas ", por lo que dicho follaje era removido con la ayuda de una tijera y luego colocado en cajas con trampas de luz para recuperación de adultos.

Las plantas permanecían dentro de las jaulas por un período de 15 - 20 días, después del cual todas las plantas se observaban minadas, procediéndose luego a realizar un muestreo destructivo del follaje de las mismas y a coleccionar con ayuda de un pincel las pupas que estaban adheridas a la superficie inferior de las bolsas. Todo este material era ubicado en cajas con trampas de luz para recuperación de adultos durante 15 días, obteniéndose después de este período una nueva generación de moscas minadoras que servirían para reforzar la población de Liriomyza dentro de la jaula de mantenimiento de las mismas.

Este proceso se realizó de esta manera mientras se establecía el pie de cría, debido a que no se tenía un conocimiento acertado del comportamiento de la mosca.

4.3.4. Mantenimiento de colonias de parasitoides.

Debido a que inicialmente se tenía una mezcla de moscas y parasitoides por el desconocimiento de la edad de la larva de mosca adecuada para la parasitoidización, una vez que en el follaje se observaban larvas próximas a emerger de la mismas, este fué removido con una tijera; al mismo tiempo, se colectaban algunas pupas de mosca (parasitoidizadas y no parasitoidizadas) que se encontraron en la parte inferior de las jaula o bajo las bolsas de polietileno. Tanto el follaje con larvas como las pupas de moscas se colocaron en cajas con trampas de luz para recuperación de adultos, de donde se obtuvieron moscas y parasitoides que fueron utilizados en las actividades posteriores. Este procedimiento básicamente sirvió para levantar el pie de cría.

4.3.5. Ensayos preliminares a nivel de invernadero.

A través de estos ensayos se conocieron algunos aspectos importantes que dieron la pauta para desarrollar la metodología de multiplicación de parasitoides, estos fueron: a) observación de la duración del ciclo biológico de L. sativae, b) Capacidad reproductiva de Liriomyza sativae, c) Determinación de la edad óptima de parasitoidización de larvas de L. sativae por Opius dissitus, d) Aproximación al estudio de la capacidad reproductiva de Opius dissitus. Los cuales se describen a continuación.

4.3.5.1. Observación de la duración del ciclo biológico de Liriomyza sativae.

Durante la observación del ciclo biológico de L. sativae, se pudo corroborar en las plantas de frijol utilizadas que luego de las 24 horas de infestación, se notó la presencia de puntos de oviposición y/o alimentación como puntos de color blanco distribuidos en el haz de las hojas (Fig. 23). Durante el tercer y cuarto día se observó que en algunos de esos

puntos comenzaron a formarse las minas, lo cual indicaba el inicio del desarrollo de las larvas. Posteriormente las larvas continuaron su desarrollo y al octavo día prácticamente habían completado su desarrollo, evidenciándose por el hecho de que la mayoría comenzaron a emerger de las "minas" y abandonaban la hoja, lo cual se completó en el noveno día, en el que ya habían pupas formadas. En el décimo día, todas las larvas habían empupado, por lo que se colectaron y se ubicaron en cajas con trampas de luz para recuperación de adultos, obteniéndose la emergencia de estos entre 10 y 11 días después.

Con las anotaciones realizadas se determinó que el estado de huevo duró de 3 - 4 días, el de larva de 5 - 6 días y el de pupa de 10 - 11 días (Fig. 24), obteniéndose un ciclo de vida total de aproximadamente 20 días, lo cual concuerda bastante con Carballo, León y Ramírez (1990) quienes determinaron que la fase de huevo dura de 3 - 5 días la de larva y pupa de 7 - 11 días cada una, para una duración total del ciclo de vida de 20.16 más o menos 2.4 días; sin embargo, se asemejan más a las registradas por Morales, Atencio, Lara y Muñoz (1994), quienes mencionan que el estado de huevo dura

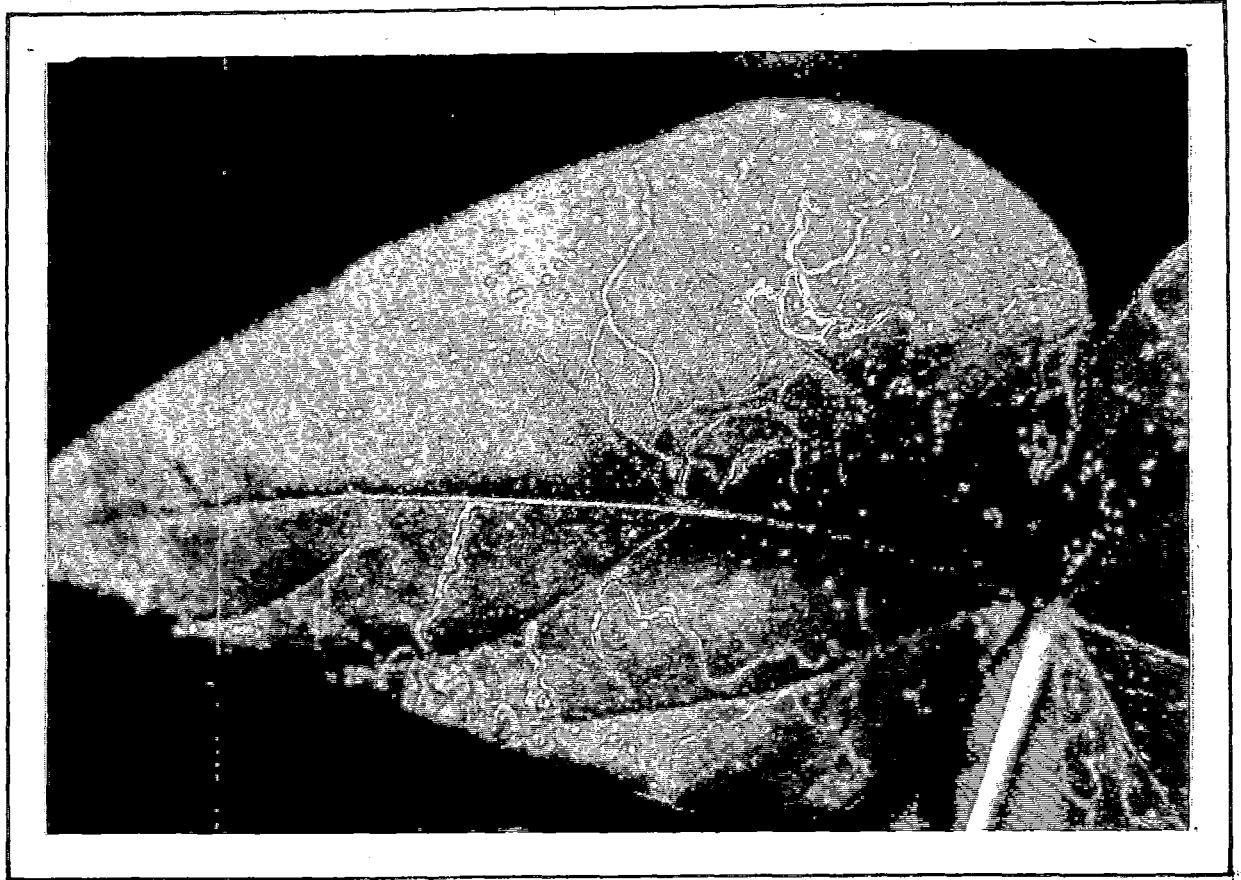


Fig. 23 - Puntos de alimentación y oviposición de Liriomyza sativae en frijol.

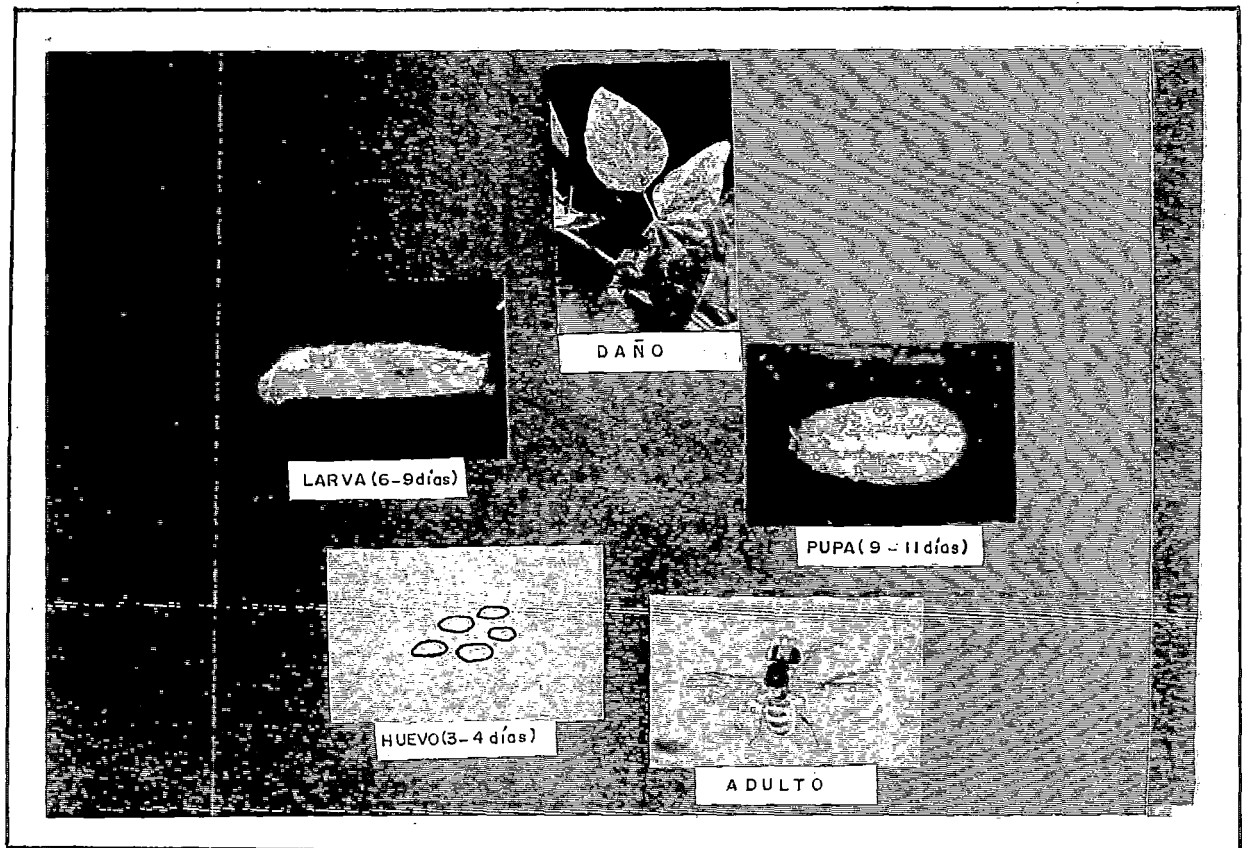


Fig. 24 - Ciclo biológico de Liriomyza sativae en frijol bajo condiciones de invernadero.



de 3 - 5 días; el de larva de 5 - 7 días y el de pupa de 8 - 12 días.

4.3.5.2. Capacidad reproductiva de Liriomyza sativae.

La actividad de oviposición de L.sativae se inició desde el primer día de vida y se prolongó hasta los 16 días, fecha a la cual murieron las últimas hembras. Las cantidades de pupas obtenidas en cada día de infestación y/u oviposición se muestran en el cuadro 8.

Pudo observarse que las moscas comenzaron a copular unas horas después de emerger, confirmando lo expresado por Oatman y Michelbacher 1958; Robb y Bethke 1981, citados por Parrella 1987, quienes encontraron que la mayoría de hembras han copulado dentro de 24 - 48 horas después de emerger.

En la figura 25 se muestra claramente el comportamiento de oviposición a través de la formación de pupas de un grupo de 40 moscas, presumiéndose de acuerdo a una prueba de determinación de la relación de sexo realizada con anterioridad, una relación hembra/macho de aproximadamente 1:1. Se puede observar que durante el

Cuadro 8. Cantidad de pupas de L.sativae formadas en cada día de infestación.

Infestación con moscas (fecha)	Retiro de plantas (fecha)	Edad de las moscas	Pupas formadas por día
15/03/95	16/03/95	1	18
16/03/95	17/03/95	2	270
17/03/95	18/03/95	3	302
18/03/95	19/03/95	4	250
19/03/95	20/03/95	5	174
20/03/95	21/03/95	6	214
21/03/95	22/03/95	7	186
22/03/95	23/03/95	8	214
23/03/95	24/03/95	9	138
24/03/95	25/03/95	10	178
25/03/95	26/03/95	11	94
26/03/95	27/03/95	12	94
27/03/95	28/03/95	13	94
28/03/95	29/03/95	14	63
29/03/95	30/03/95	15	63
30/03/95	31/03/95	16	63
01/04/95	02/04/95	17	0
Sumatoria			2408

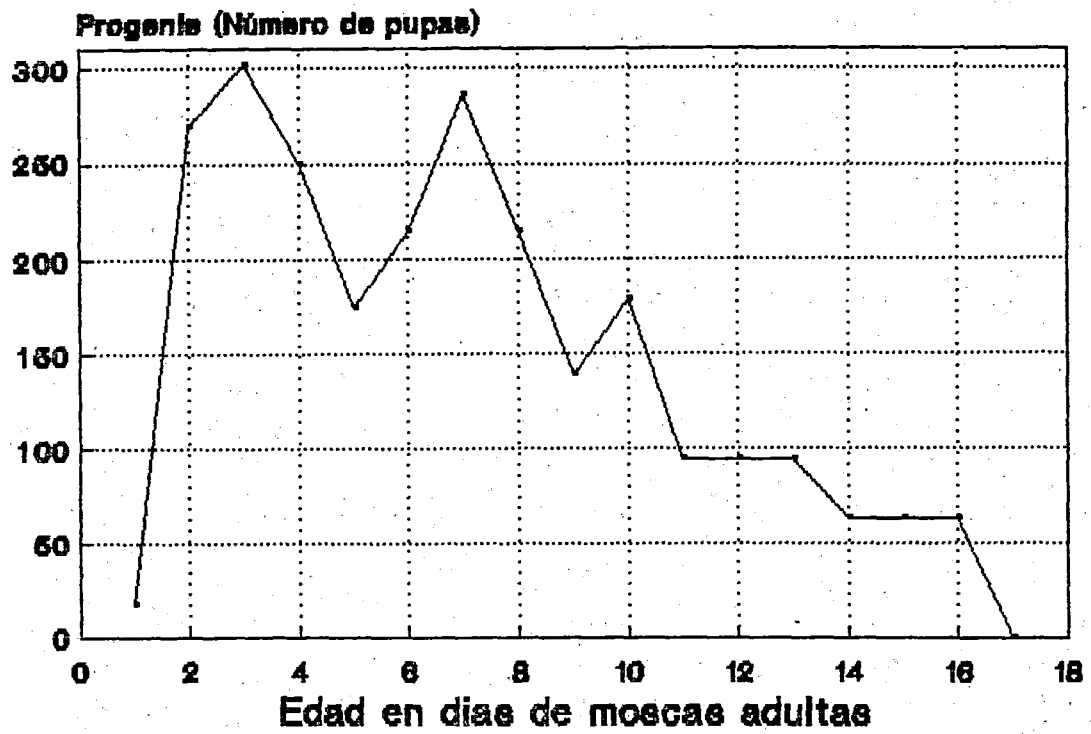


Fig. 25. Relación entre la edad de mosca minadora L. sativae y cantidad de progenie producida.

primer día de edad de las moscas, correspondiente también al primer día de infestación y/u oviposición, la cantidad de pupas obtenida fue baja, pero incrementó en los días posteriores, siendo en el tercer día en el que se obtuvo la mayor producción de pupas, luego del cual descendió y se mantuvo con una ligera variación hasta el décimo día en un rango de 170 a 250 pupas por día. A partir del onceavo día la cantidad de pupas descendió aún más hasta culminar en el día 17, donde prácticamente todas las moscas estaban muertas y por consiguiente ya no hubo oviposición. La producción total de pupas fue de 2,408, lo que indica que esta plaga es bastante prolífica y si se asume que habían 20 hembras en el grupo utilizado en esta prueba, a cada una correspondería una producción de 120 pupas, cantidad que pudo haber incrementado si se hubiera hecho recuento de huevos, debido a que pudo haber existido cierto grado de mortalidad en los estadios previos a la formación de pupas. Sin embargo, estos resultados se aproximan bastante con las afirmaciones de Latorre 1990, quien menciona que cada hembra de Liriomyza puede oviponer entre 100 y 600 huevos. Así mismo, McInanahan 1980; Parrella y Bethke 1984 citados por Parrella 1987, afirman que las hembras generalmente ponen

la mayoría de los huevos entre el cuarto y décimo día de la vida adulta, dependiendo de la altura, lo cual puede visualizarse en la figura 25, donde se muestra que efectivamente la máxima reproducción se dió entre el tercero y décimo día de edad de las moscas.

4.3.5.3. Determinación de la edad óptima de parasitoidización de larvas de L. sativae por Opius dissitus.

Los resultados obtenidos en ésta prueba se muestran en el cuadro 9.

Cuadro 9. Diferentes edades y cantidades de larvas de Liriomyza sativae, sometidas a parasitoidización por Opius dissitus.

A Edad de larvas (días)	B Moscas emergidas	C Parasitoides emergidos	D Total de adultos emergidos (B + C)
5	34	4	38
6	2	46	48
7	36	38	74
8	6	6	12
Sumatoria:	78	94	172

Como puede notarse en el cuadro 9, en las diferentes edades de larva de L. sativae, hubo parasitoidización por Opius dissitus, observándose la mejor respuesta para las edades de larva de 6 y 7 días respectivamente, lo que demuestra que este parasitoide es capaz de parasitoidizar desde larvas de temprana edad (5 días) hasta larvas en sus últimos estadios (8 días).

En cuanto al comportamiento de Opius dissitus, se pudo observar que éste parasitoide muestra un vuelo lento, circunda las plantas infestadas con L. sativae, se para sobre las hojas y camina sobre ellas. Cuando localiza una mina se mueve de un lado a otro sobre la mina, moviendo las antenas y probando con su ovipositor hasta detectar la larva, se posiciona sobre ella e introduce su ovipositor, posteriormente se aleja en busca de más larvas.

La emergencia de las moscas que no fueron parasitoidizadas se obtuvo a los 12 y 13 días posteriores al muestreo destructivo del follaje, mientras que la emergencia de los parasitoides generalmente sucedió un día después de la emergencia de las moscas, determinándose de esta manera que el ciclo de vida total de Opius dissitus Muesebeck es de 14 días, observándose

además que este puede prolongarse hasta 20 días. En la figura 26, se muestran algunos eventos importantes que fueron observados durante el período de parasitoidización de Opius dissitus sobre Liriomyza sativae, mostrándose una aproximación a la secuencia total de eventos en la figura 27.

Los resultados antes descritos muestran variación con las observaciones de Sarmiento et al (1986), quienes informaron que el ciclo de vida de Opius sp. es mayor a los 18 días a 25° C y 80 % de humedad relativa. Así mismo, Carballo, León y Ramírez (1990) determinaron que Opius sp. ataca larvas de segundo estadio de Liriomyza y que el ciclo de vida total es de 21.4 más o menos 1.91 días. Probablemente estas diferencias sean atribuidas a que trabajaron con otra especie de Opius, sin excluir también la influencia de variaciones en otros factores como la temperatura, planta hospedera y humedad relativa.

4.3.5.4. Aproximación al estudio de la capacidad reproductiva de Opius dissitus.

Durante las 13 exposiciones de larvas de Liriomyza sativae realizadas al parasitoide,

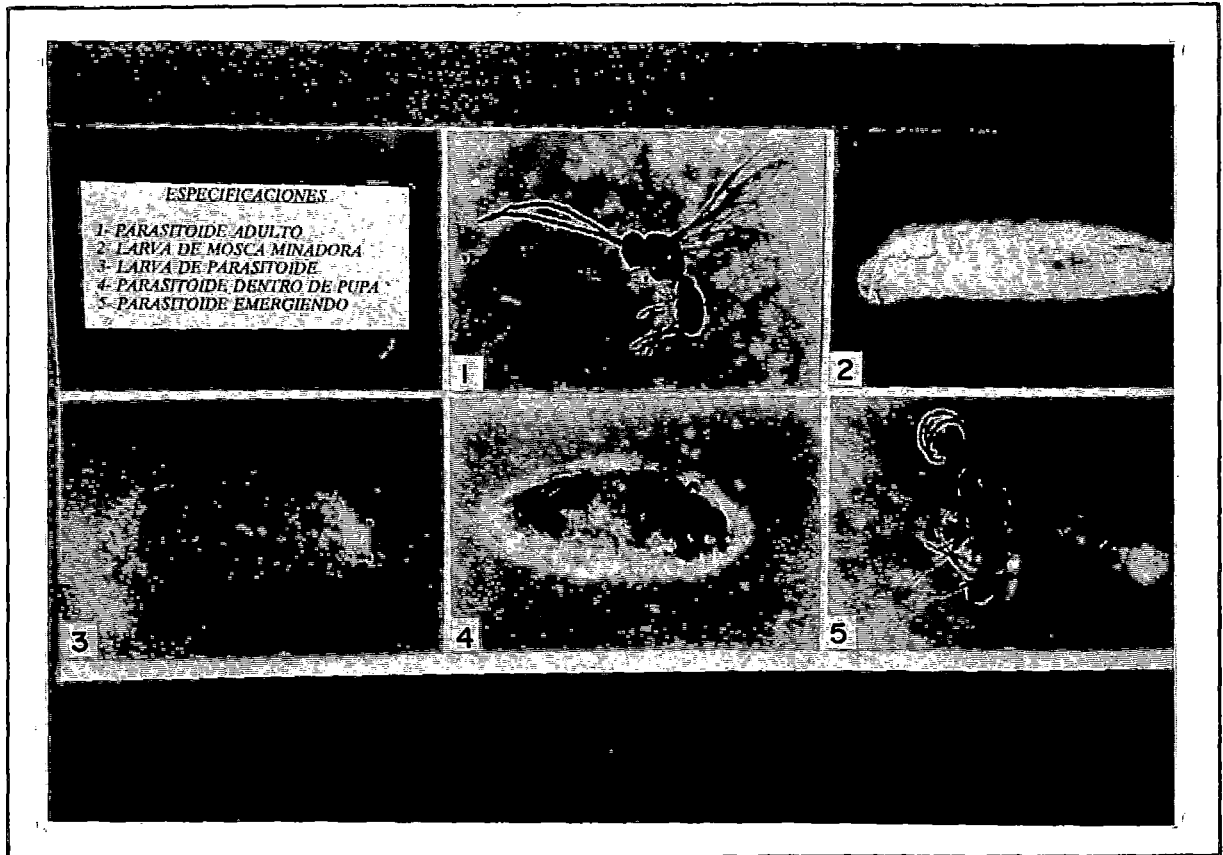


Fig. 26 - Secuencia de algunos eventos que ocurren durante la parasitoidización de Opius dissitus sobre Liriomyza sativae.

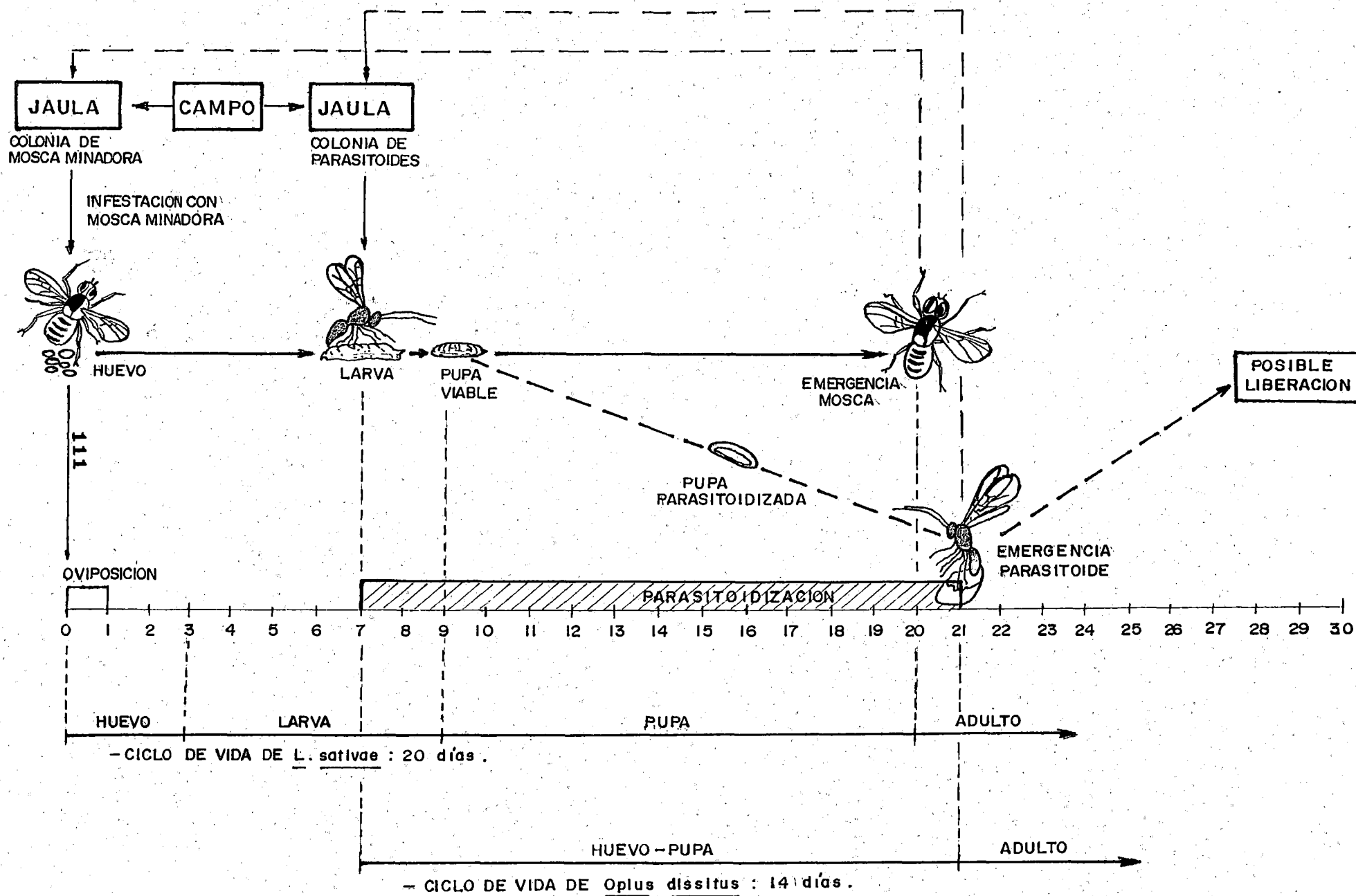


Fig. 27 - Secuencia de eventos que ocurren durante la parasitoidización de *Opius dissitus* sobre larvas de *L. sativae*, en cultivo de frijol común.

no se agotó totalmente su capacidad reproductiva debido a la falta de plantas infestadas con larvas para continuar las exposiciones, observándose que los parasitoides aún se conservaban vivos después de la última exposición. No obstante esta situación, en el cuadro 10 se muestran los resultados de la progenie obtenida de los 30 parasitoides en las 13 exposiciones, observándose cierta variación en el número de parasitoides obtenidos de cada día de exposición. Cabe mencionar que dicho número estuvo supeditado a la cantidad de larvas ofrecida cada día; por lo tanto, en las exposiciones donde se obtuvieron bajas cantidades de parasitoides, se debe a que también la cantidad de larvas ofrecidas fué baja. Sin embargo, no todas las larvas fueron parasitoidizadas, lo que indica que en cada exposición los parasitoides ovipositaron la máxima cantidad posible de huevos, ya que la edad de las larvas de Liriomyza ofrecida siempre fué de 7 días, lo cual descarta la posibilidad de preferencia por edad del parasitoide.

Cuadro 10. Progenie obtenida de 30 parasitoides del género Opius dissitus. durante 13 exposiciones de larvas de L. sativae en invernadero.

	Exposiciones													To- tal
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	
Parasitoides obtenidos	17	30	50	40	25	27	10	30	71	17	26	83	6	432

La cantidad de parasitoides obtenida durante las trece exposiciones fué de 432, lo cual si lo dividimos entre el total de parasitoides utilizados en la prueba nos da una tasa de multiplicación de 14.4, aún sin agotar totalmente su capacidad reproductiva lo que demuestra que Opius dissitus es bastante eficiente en regular las poblaciones de L. sativae.

4.3.6. Multiplicación de parasitoides.

Los resultados que muestran las cantidades de moscas y parasitoides obtenidas en las respectivas infestaciones / exposiciones se muestran en el cuadro 11.

Cuadro II. Nivel de parasitoidismo de Opius dissitus sobre

Liriomyza sativae, en invernadero.

Infestación con mosca minadora	Retiro de plantas	Exposición a parasitoides	Retiro de plantas	Moscas emergidas	Parasitoides emergidos	Total de adultos	Porcentaje de parasitoidismo
17/12/94	18/12/94	24/12/94	25/12/94	223	558	781	71.45 %
18/12/94	19/12/94	25/12/94	26/12/94	41	380	421	90.26 %
19/12/94	20/12/94	26/12/94	27/12/94	1	291	292	99.66 %
20/12/94	21/12/94	27/12/94	28/12/94	1	177	178	99.44 %
21/12/94	22/12/94	28/12/94	29/12/94	0	125	125	100.00 %
				Promedio General			X= 92.16 %

Durante las cinco exposiciones de larvas de L.sativae al parasitoide se obtuvieron porcentajes de parasitoidismo desde 71.45 % en la primera exposición hasta 100 % en la última, con un promedio general de 92.16 % . Tanto el número de moscas emergidas como el de parasitoides fue bajando gradualmente, observándose que el mayor número de moscas se obtuvo del primer día de exposición, que concuerda con el menor porcentaje de parasitoidismo; sin embargo, se obtuvieron cantidades mayores de parasitoides que de moscas en las cinco exposiciones.

Básicamente no se agotó la capacidad reproductiva de los parasitoides, ya que estaba supeditada a la cantidad de larvas expuestas, lo cual se evidencia en la última exposición donde se obtuvo un 100 % de parasitoidismo, lo que indica que la cantidad de larvas no era la suficiente para agotar la capacidad de oviposición de los parasitoides. No obstante, la tasa de multiplicación de Opius dissitus en esta prueba fué de 10.4 la cual pudo haber sido mayor, lo que muestra que este parasitoide tiene un potencial muy bueno para regular las poblaciones de L.sativae en el campo. Además, la longevidad de este

parasitoide es bastante alta, ya que mediante observaciones a nivel de jaula se pudo constatar que algunos pueden vivir hasta 30 días como adultos, alimentados solamente con agua y un poco de miel.

5. CONCLUSIONES

- 1.- La especie de Liriomyza encontrada y utilizada en el estudio fue Liriomyza sativae Blanchard.
- 2.- En los diferentes muestreos realizados en la zona de estudio se registraron porcentajes de parasitoidismo de L.sativae entre 0 y 100 %, obteniéndose un promedio general de 63.74 % .
- 3.- Los parasitoides asociados a larvas de L.sativae encontrados en cultivos de pepino del Valle de Zapotitán fueron: Opius dissitus Muesebeck (Hym: Braconidae); Ganaspidium utilis Beardsley (Hym: Eucoilidae); Chrysocharis vonones Walker, Neochrysocharis diastatae Howard, Closterocerus pulcher Howard (Hym: Eulophidae).
- 4.- La relación hembra/macho determinada en L.sativae fué de 0.95 / 1.00 .
- 5.- La longevidad observada en hembras de L.sativae alimentadas sólo con agua a nivel de invernadero fué de 10 a 16 días.

- 6.- Opius dissitus Muesebeck, es un endoparasitoide larva-pupa que puede parasitoidizar larvas de L. sativae entre cinco y ocho días de edad.
- 7.- A nivel de invernadero la duración del ciclo de vida de Opius dissitus Muesebeck (desde el huevo hasta adulto) fué de 14 - 20 días.
- 8.- El parasitoide Opius dissitus Muesebeck posee un gran potencial para ser utilizado en un programa de control biológico de L. sativae.
- 9.- La metodología de reproducción de parasitoides planteada en este trabajo es factible de implementar para cualquiera de los parasitoides de L. sativae.
- 10.- Durante la metodología de multiplicación de Opius dissitus se obtuvieron porcentajes de parasitoidismo entre 71.45 % al 100 % y un promedio general de 92.16 %.

6. RECOMENDACIONES

- 1.- Elaborar un inventario de parasitoides de L.sativae en diferentes ecosistemas agrícolas y silvestres de El Salvador.
- 2.- Realizar estudios más precisos y detallados sobre la capacidad reproductiva de parasitoides del género Opius dissitus.
- 3.- Evaluar algún tipo de dietas en la alimentación de mosca minadora L. sativae, así como también del parasitoide Opius dissitus.
- 4.- Desarrollar una prueba para determinar la proporción de sexo de Opius dissitus.
- 5.- Evaluar el empleo de estrategias MIP tales como trampas amarillas, un método de liberación de parasitoides y otros para el control de las poblaciones de Liriomyza sativae en cultivos de pepino del Valle de Zapotitán.

8.- Evaluar el impacto de los parasitoides en parcelas de pepino u otros cultivos susceptibles a mosca minadora en zonas de importancia agrícola como el Valle de Zapotitán sin aplicación de productos químicos.

BIBLIOGRAFIA

- 1.- ACOSTA, M.; CAVE, R. 1994. Inventario de los parasitoides de Liriomyza spp. (Díptera : Agromyzidae) en la región Sur de Honduras. Rev. Biología Tropical. 42: 201 - 216.
- 2.- ALTIERI, M. ; TRUJILLO, J.; CAMPOS, L.; KIEIN-KOCH, C. ; GOLD, C.; QUEZADA, J. R. 1989 El control biológico clásico en América Latina, en su contexto histórico. Manejo Integrado de plagas (C. R.) N° 12:83 - 84
- 3.- ANDREWS, K.; QUEZADA, J. R. 1989. Manejo integrado de plagas insectiles en la agricultura : Estado actual y futuro. Escuela Panamericana. El Zamorano, Honduras P. 199
- 4.- ARTIGAS, J. A. 1995. Entomología económica, insectos de interés agrícola, forestal, médico y veterinario. Ed. Universidad de Concepción. Santiago. Chile. P. 207-208
- 5.- BARTRA, P. C. 1994. Manual de crianza de algunos insectos benéficos a la agricultura peruana. Sociedad Entomológica del Perú. P. 23 - 24
- 6.- BEINGOELEA, P. D. 1977. Consideraciones sobre control biológico y predación. Rev. Peruana de Entomología. N° 1: 33 - 36.
- 7.- BERRY, P. 1959. Entomología económica de El Salvador. Servicio cooperativo Agrícola Salvadoreño Americano. Ministerio de Agricultura y Ganadería. Boletín Técnico N° 24 p. 188 - 189.

- 8.- CARBALLO, M.; SEAN, R.; RAMIREZ, A. 1990. Combate biológico de Liriomyza sp (Diptera: Agromyzidae) en cultivos hortícolas de Costa Rica. Manejo Integrado de Plagas. (C. R.). N° 16: 4 - 11.
- 9.- CARBALLO, M.; LEON, R.; RAMIREZ, A. 1990. Combate biológico de Liriomyza sp (Diptera: Agromyzidae) en cultivos hortícolas de Costa Rica. Manejo Integrado de Plagas. (C. R.). N° 16: 4 - 10.
- 10.- CENTRO AGRONÓMICO TROPICAL DE INVESTIGACION Y ENSEÑANZA. 1993. Guía para el manejo integrado de plagas del cultivo del chile dulce: Programa de mejoramiento de cultivos tropicales. Turrialba (C. R.). N° 201: 71 - 72.
- 11.- CENTRO DE RECURSOS NATURALES, SERVICIO DE METEOROLOGÍA E HIDRÁULICA. Almanaque Salvadoreño. 1991. San Salvador, El Salvador. M.A.G. p. 80, 83.
- 12.- CENTRO DE RECURSOS NATURALES, SERVICIO METEOROLÓGICO E HIDRÁULICA. Decadas 1994. San Salvador, El Salvador. M.A.G.
- 13.- CENTRO NACIONAL DE TECNOLOGÍA AGROPECUARIA. 1980. Guía Técnica Agropecuaria, manual técnico N° 1. San Andrés, La Libertad, El Salvador. p. 4 - 5.
- 14.- COMITÉ TÉCNICO DE LIRIOMYZA. 1990a. El minador de la hoja Liriomyza sp. (Diptera: Agromyzidae) San José, Costa Rica M.A.G. / C. A.T.I.E. / G.T.Z. Boletín divulgativo N° 95 : 2 - 4, 8.

- 15.- COMITE TECNICO DE LIRIOMYZA. 1990b. El minador de la hoja Liriomyza sp. (Díptera: Agromyzidae) San José, Costa Rica M.A.G. / C. A.T.I.E. / G.T.Z. Boletín divulgativo N° 97 : 2 - 3.
- 16.- COMITE TECNICO DE LIRIOMYZA. 1992. El minador de la hoja Liriomyza sp. (Díptera: Agromyzidae) San José, Costa Rica M.A.G. / C. A.T.I.E. Boletín divulgativo N° 105.
- 17.- DELVARE, G. 1988. Clasificación y particularidades biológicas de los himenópteros parasitos. In Miscelanea. Sociedad Colombiana de Entomología. Bogota Colombia. P. 3 - 9.
- 18.- DEN BELDER, I. E.; SEDILES, A. 1985. Control integrado de plagas (Tomo I), Instituto de Ciencias Agropecuarias. Escuela de Sanidad Vegetal. Managua, Nicaragua. P. 97 - 98.
- 19.- DEN BELDER, I. E.; SEDILES, A. 1985. Control integrado de plagas (Tomo II), Instituto de Ciencias Agropecuarias. Escuela de Sanidad Vegetal. Managua, Nicaragua. P. 143 - 160.
- 20.- DE BACH, P. 1954. Control biológico de las plagas de insectos y malas hierbas. trad. Carlos Manuel Castaño. México, D.F. Continental. P. 533.

- 21.- HIDALGO, J.; CARBALLO, V. 1991. Influencia de las malezas sobre insectos controladores naturales de Liriomyza huidobrensis (Blanchard), (Díptera : Agromyzidae). Manejo Integrado de Plagas (C.R.) N° 20: 49 - 54.
- 22.- JOHNSON, M. W.; HARA, A. 1987. Influence of Host Crop on parasitoids (Hymenoptera) of Liriomyza spp. (Díptera : Agromyzidae). En viron. Entomol (16): 339 - 342.
- 23.- KING, A. B. S.; SAUDERS, J.L. 1984. Las plagas invertebradas de cultivos anuales alimenticios en América Central. C.A.T.I.E Turrialba. Costa Rica. P. 96.
- 24.- KNODEL, J.; POE, L. 1982. Ovipositor morphology of three economically important Liriomyza species (Díptera: Agromyzidae). In Annual Industry Conference on the Leafminers, 3rd. The Cweter Commercial Floriculture Growers Division. Alexandria, Virginia. Nov. 8-10 p. 186 - 195.
- 25.- LATORRE, B.A. 1990. Plagas de las hortalizas. Manual de manejo integrado. Santiago, Chile. P. 92 - 95.
- 26.- LORINI, I.; FOERSTER, L. C. 1985. Flutuacao populacional e parasitismo de Liriomyza sativae (Blanchadr, 1938) (Díptera: Agromyzidae) Na cultura do pepino (Cucumis sativus L.). An. Soc. Ent. Brasil. N° 2: 244.
- 27.- McCLANAHAN, J. R. 1974. Notes on the vegetal Leafminer Lioromyza sativae (Díptera: Agromyzidae). In Ontario. Proceeding Entomological Society Of Ontario. (Cánada). Vol. 105: 40 - 42.

- 28.- McCLANAHAN, J. R. 1975. Biological control of leafminer Liriomyza sativae (Diptera: Agromyzidae). In Greenhouse Crops. Agriculture Canada, Research Station. Aarrow, Ontario, Canada. P. 45 - 48.
- 29.- MINISTERIO DE AGRICULTURA Y GANADERIA; DIRECCION DE DEFENSA AGROPECUARIA. 1984. Manejo integrado de plagas agrícolas. Programa de sanidad vegetal, San Salvador El Salvador. I.I.C.A. P. 1 - 4.
- 30.- MORALES, A.; ATENCIO, A.; LARA, M.; MUÑOZ, J. 1994. La mosquita minadora (Liriomyza spp) en Panama. Instituto de Investigación Agropecuaria de Panama. Monografía N° 1: 5 - 17.
- 31.- NATIONAL ACADEMY OF SCIENCES. 1988. Manejo y control de plagas de insectos. Control de plagas de plantas y animales. Vol. 3 Limusa. Trad. Modesto Rodriguez de la Torre, México. P.127, 132, 461, 470 - 473
- 32.- OCHOA, CHAVERRIA, P.; CARBALLO, VARGAS, M. 1993. Efecto de varios insecticidas sobre Liriomyza huidobrensis (Diptera: Agromyzidae) y su parasitoide Diglyphus isuea (Walker) (Hymenoptera: Eulophidae). Manejo Integrado de Plagas. Costa Rica. N° 26 : 8.
- 33.- PALUMBO, J.; MULLIS, C.; REYES, F. 1994. Composition, seasonal Abundance, and Parasitism of Liriomyza (Diptera: Agromyzidae) Species on lettuce in Arizona. Econ. Entomol. 87(4) 1071 - 1076.

- 34.- PARRELLA, M. P. 1983. Intraespecific competition among larvae of Liriomyza trifolli (Diptera: Agromyzidae). Effects of colony production. En viron entomol. 12 : 1412 - 1414.
- 35.- PARRELLA, M. P. 1987. Biology of Liriomyza. Ann Rev. Entomol. California. (E.E.U.U.) Nº 32: 201 - 224.
- 36.- RAMAN, K. V.; RODOLFI, I. 1984. Progress in biological control of major potato pest. In report of XXII Planning conference on integrated post Magnament Lima. Perú. P. 202 - 204.
- 37.- ROMERO, ZUNIGA, H.; ZOBISCH, T.; CARBALLO, M. 1991. Descripción e identificación de la genitalia femenina de la especie de Liriomyza huidobrensis (Blanchard) en Cartago, Costa Rica. Manejo Integrado de Plagas (C. R.). Nº 22: 5.
- 38.- SARMIENTO, C. J.; SARAY, M. P.; ACOSTA, G. F. 1986. Biología de Liriomyza huidobrensis (Blanchard) (Diptera: Argromyzidae) en Gypsophila peniculata L. Bajo invernadero comercial. Revista Colombiana de Entomología. 12 (2): 17 - 25.
- 39.- SERRANO CERVANTES, L.; SERMENO CHICAS, J. M.; PEREZ ASCENCIO, M. A. 1994. Control nativo de la mosca minadora Liriomyza sativae (Diptera: Argromyzidae) en tomate en la vertiente Sur-Occidental de la Cuenca del Lago de Ilopango. (E.S.) Protección vegetal. Nº 1: 52 - 53.

- 40.- VALENCIA, L. 1986. Plagas del cultivo de papa. Memorias del curso sobre Control Integrado de plagas de papa. Centro Internacional de la papa (C.I.P.). Instituto Colombiano Agropecuario (I.C.A.) Bogota, Colombia. p. 226.
- 41.- VAUGHAN, M. A. 1994. Anales del curso y foro Sub-regional Centroamérica y del Caribe del Control Biológico de Plagas. León. Nicaragua. P. 3, 5, 13, 53, 54.
- 42.- VELEZ, R. A. 1985. Notas sinópticas de entomología económica Colombiana. Universidad Nacional de Colombia, Seccional Medellín. P. 247 - 251.

8. ANEXOS

Cuadro A - 1. Clave para los parasitoides de Liriomyza en
 América Central. (Según Acosta y Cave, 1994).

- 1a. Ala anterior con venación más o menos completa, por lo menos con una celda cerrada 2
- 1b. Ala anterior con venación reducida, sin celdas cerradas (Chalcidoidea) 13
- 2a. Apices de las mandíbulas dirigidas hacia afuera, sin traslapar
Genonogastra sp.
- 2b. Apices de mandíbulas dirigidas hacia dentro (mesalmente) y traslapadas cuando están cerradas. 3
- 3a. Escutelo sin una elevación circular o en forma de gota 4
- 3b. Escutelo con una elevación más o menos circular o en forma de gota, con una fosa o cavidad (Eucoilidae) 9
- 4a. Mesopleura con surco o área punteada 5
- 4b. Mesopleura liso, sin surco ni área punteada 8
- 5a. Abertura ausente entre el clipeo y las mandíbulas, las mandíbulas adyacentes al clipeo cuando están cerradas; con fosa pequeña en el mesocuto; tergito I negro Opius mandibularis Gahan.
- 5b. Abertura presente entre el clipeo y las mandíbulas, cuando las mandíbulas están cerradas; mesocuto sin fosa 6
- 6a. Tergito I negro, tergito II amarillo Opius sp. 1
- 6b. Tergito I y II amarillos 7
- 7a. Mesocuto con dos filas de setas Opius sp. 3
- 7b. Mesocuto sin filas de setas Opius dimidiatus Ashmead.
- 8a. Tergitos I y II amarillos Opius dissitus Muesebeck.
- 8b. Tergito I negro, resto de la mesatoma anaranjada Opius sp. 2
- 9a. Alas oscuras en su mitad basal Tropiducoila sp.

9b. Alas completamente hialinas	10
10a. Metasoma sin anillo basal de pelos	11
10b. Metasoma con anillo basal de pelos	12
11a. Pronoto sin carina distinta que separa la parte anterior de la parte lateral	<u>Disorygma pacifica</u> (Yoshimoto)
11b. Pronoto con carina distinta que separa la parte anterior de la parte lateral	<u>Gronotoma</u> sp.
12a. Elevación del escutelo tan grande como el escutelo, sin dejar ninguna parte de su disco visible	<u>Ganaspidium utilis</u> Beardsley
12b. Elevación del escutelo más pequeña que el escutelo, dejando el disco reticulado visible	<u>Zaeucoila</u> sp.
13a. Tarsos con 5 segmentos; protibia con espolón largo y curvado (Pteromalidae)	14
13b. Tarsos con 4 segmentos; protibia con espolón muy corto y recto (Eulophidae)	17
14a. Macho con palpos maxilares muy agrandados y amarillos, tórax verde brillante; hembra con dientes clipeales asimétricos; tórax verde oscuro	<u>Malticoptera circulus</u> (Walker)
14b. Macho con palpos maxilares no agrandados, tórax negro; hembra con dientes clipeales simétricos o ausentes; tórax negro o azul oscuro...	15
15a. Propodeo no se extiende posteriormente en forma de cuello; metacoxas y metafémures azules metálicos	Género 1 sp.
15b. Propodeo se extiende posteriormente en forma de cuello; metacoxas negras metafémures levementes oscuros	16
16a. Genas sin dientes	<u>Heteroschema</u> sp. 1
16b. Cada gena con un diente entre el clipeo y la base de la mandíbula	<u>Heteroschema</u> sp. 2
17a. Escutelo con 4 setas; vena submarginal con 3 o más setas	18
17b. Escutelo con 2 setas; vena submarginal con 2 setas (Entedoninae).....	23

- 18a. Vena postmarginal ausente; cabeza y tórax completamente negros
(Tetrastichinae) (Género 2 sp.)
- 18b. Vena postmarginal presente; cabeza y tórax verdes metálicos o con
bandas amarillas (Eulophinae) 19
- 19a. Alas anteriores con marcas negras; cuerpo principalmente negro con
Bandas longitudinales amarillas lateralmente en la cabeza y el tórax ..
..... Zagrammosoma lineaticeps (Girault)
- 19b. Alas hialinas; cuerpo verde 20
- 20a. Notauli completos y distintos, alcanzando el margen posterior del
mesoscudo o axilas Diaulinopsis sp.
- Nota: Aunque no hemos visto especímenes de este género recolectados en
América Central, De Santis (1979) lo informa de México y el
Caribe. Lo incluimos en la clave porque es posible que esté
presente en la región.
- 20b. Notauli incompletos o no distintos 21
- 21a. Antenas con 4 segmentos foniculares; macho con segmentos foniculares
ramificados Pnigalio sp.
- 21b. Antenas con 2 segmentos foniculares; macho con segmentos foniculares
simples 22
- 22a. Escapo de la antena basalmente blanco; celda basal del ala anterior
con setas esparcidas Diglyphus websteri (Crawford)
- 22b. Escapo de la antena completamente negro; celda basal del ala anterior
con setas densas Diglyphus isaea (Walker)
- 23a. Antenas, especialmente el escapo, aplanadas; ala anteriores con una
banda oscura en el margen apical Closterocerus pulcher (Howard)
- 23b. Antenas, no aplanadas; alas sin bandas oscuras 24
- 24a. Vena postmarginal más corta que el estigma; metasoma sin peciolo
distinto Chrysonotomyia diastatae (Howard)

- 24b. Vena postmarginal más larga que el estigma; metasoma con peciolo distinto, aunque puede ser muy corto 25
- 25a. Metasoma con peciolo muy corto, tan ancho como largo
..... Chrysocharis vonones (Walker)
- 25b. Metasoma con peciolo largo, 3 - 4 veces más largo que ancho 26
- 26a. Brazos de carina frontal curvados hacia abajo; escutelo con ranura corta anteromediana Chrysocharis tristis Hansson
- 26b. Brazos de carina frontal en forma de "Y" o ausentes; escutelo con o sin ranura corta anteromediana 27
- 27a. Carina frontal presente, aunque los brazos no alcanzan los ojos; escutelo sin ranura corta anteromediana .. Chrysocharis ignota Hansson
- 27b. Carina frontal ausente, escutelo sin ranura corta anteromediana
..... Chrysocharis flacilla (Walker)

Cuadro A-2. Calibración de Micrómetro para microscopio estereoscópico.

Zoom 6			Zoom 18		
Trazos	Lectura	Micras	Trazos	Lectura	Micras
Ocular	Platina()	Por trazo()	Ocular	Platina()	Por trazo()
27	3900	144.44	10	500	50
43	6200	144.18	20	1000	50
34	4900	144.11	30	1500	50
36	5200	144.44	40	2000	50
18	2600	144.44	50	2500	50
09	1300	144.44	60	3000	50
	Promedio	144.44	12	600	50
Zoom 8			26	1300	50
10	1100	110.00	52	2600	50
20	2200	110.00		Promedio	50
30	3300	110.00	Zoom 20		
41	4500	109.75	09	400	44.44
52	5700	109.61	18	800	44.44
63	6900	109.52	27	1200	44.44
42	4600	109.52	36	1600	44.44
31	3400	109.67	45	2000	44.44
	Promedio	109.75	54	2400	44.44
			72	3200	44.44
			90	4000	44.44
				Promedio	44.44

Zoom 10			Zoom 25		
Trazos	Lectura	Micras	Trazos	Lectura	Micras
Ocular	Platina()	Por trazo()	Ocular	Platina()	Por trazo()
71	6300	88.73	115	4100	35.65
9	800	88.88	14	500	35.71
18	1600	88.88	28	1000	35.71
27	2400	88.88	42	1500	35.71
36	3200	88.88	56	2000	35.71
44	3900	88.63	70	2500	35.71
53	4700	88.67	87	3100	35.63
79	7000	88.60	101	3600	35.64
54	4800	88.88	112	4000	35.71
45	4000	88.88		Promedio	35.68
62	5500	88.71			
	Promedio	88.78			

Zoom 12			Zoom 31		
Trazos	Lectura	Micras	Trazos	Lectura	Micras
Ocular	Platina()	Por trazo()	Ocular	Platina()	Por trazo()
23	1100	73.90	07	200	28.57
46	2200	73.90	14	400	28.57
50	3300	74.00	21	600	28.57
69	4500	73.90	66	1900	28.78
	Promedio	73.90	73	2100	28.76
Zoom 15			80	2300	28.75
42	2500	59.52	87	2500	28.73
27	1600	59.26	94	2700	28.72
32	1900	59.37	101	2900	28.71
37	2200	59.46		Promedio	28.68
59	3500	59.32	Datos del equipo DPV: N° de fábrica: 404243 N° de equipo : 2 Marca : Wild Heerbrugg Ocular derecho de 20 X		
81	4800	59.26			
86	5100	59.30			
103	6100	59.22			
91	5400	59.34			
64	3800	59.37			
	Promedio	59.34			

Cuadro A - 3. Calibración de micrómetro para microscopio compuesto.

O B J E T I V O 4 X		
TRAZOS OCULAR	LECTURA PLATINA()	MICRAS POR TRAZO()
26	700	26.92
37	1000	27.02
74	2000	27.02
100	2700	27.00
11	300	27.20
48	1300	27.08
	Promedio	27.04
O B J E T I V O 10 X		
28	300	10.71
47	500	10.63
75	800	10.67
94	1000	10.64
56	600	10.71
	Promedio	10.67

Datos del equipo DVP :

N° de fabrica: 512795/060233

N° de equipo : 9

Marca : ERNST LEITZ WETZLAR

Ocular derecho de 10 X

Cuadro A - 4. Promedio equivalente a micras por trazo,
determinado en el microscopio estereoscópico
y microscopio compuesto.

MICROSCOPIO ESTEREOSCOPICO	
ZOOM	Promedio Micras/Trazo ocular
06	144.44
08	109.76
10	88.78
12	73.09
15	59.34
18	50.00
20	44.44
25	35.68
31	28.60
MICROSCOPIO COMPUESTO	
OCULAR	Promedio Micras/Trazo ocular
4 X	27.04
10 X	10.67

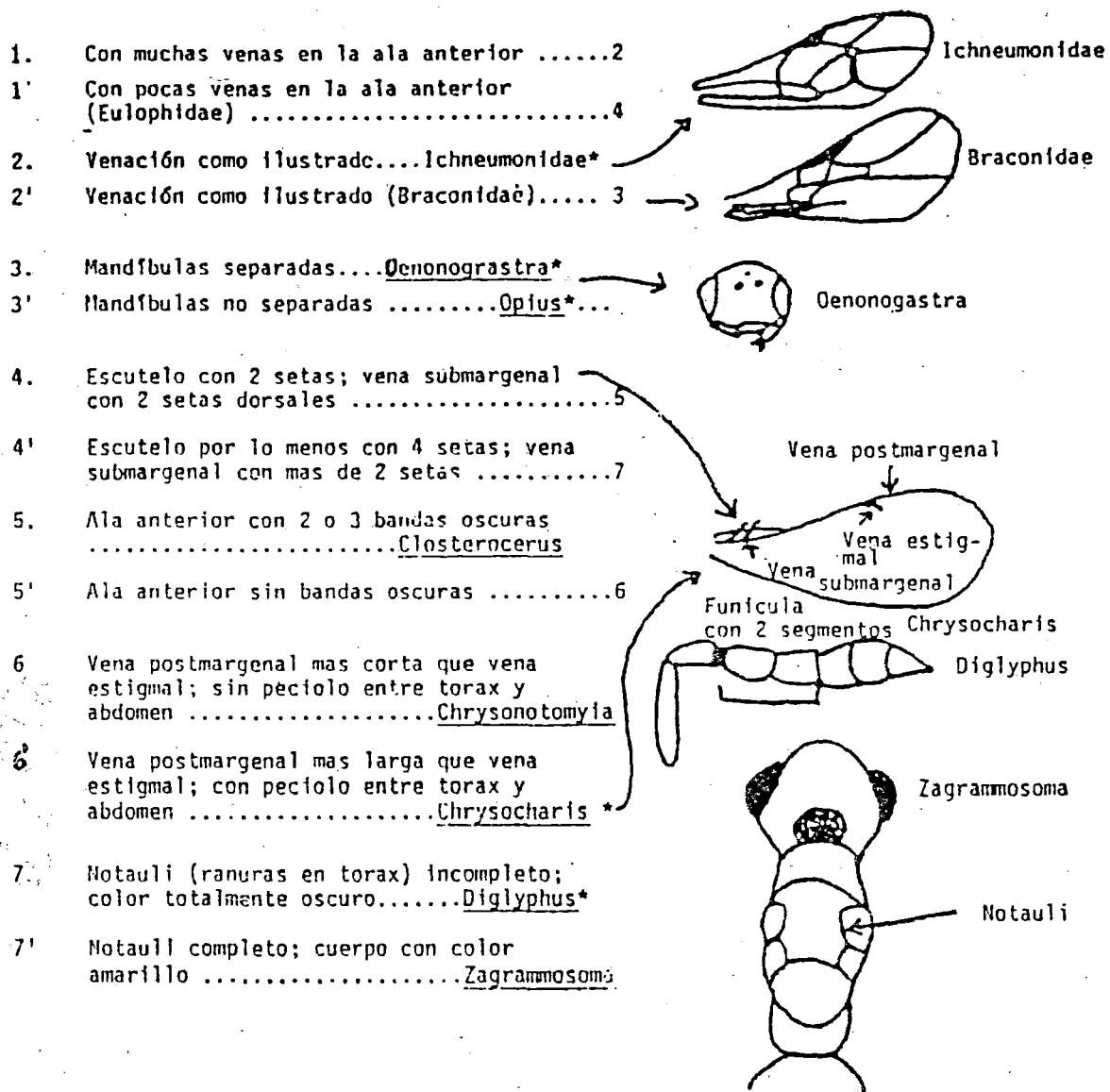
Cuadro A-5. Condiciones de temperatura y humedad relativa
prevalcientes en el Valle de Zapotitán.
(Septiembre - Diciembre de 1994).

M E S E S	Temperaturas (°C)	Humedad relativa (%)
Septiembre	26.40	83.00
Octubre	23.60	85.00
Noviembre	23.30	79.00
Diciembre	22.80	72.00
Promedio :	24.025	79.75

Fuente: Centro de Recursos Naturales, Servicio de Meteorología
e Hidráulica. Décadas. N.A.G. 1994.

Cuadro A - 6. Teaperaturas diarias promedio por semana registradas a nivel de invernadero en la multiplicación de parasitoides de mosca minadora (L. sativae), en el campus de la Facultad de Ciencias Agronómicas, en San Salvador (Octubre de 1994 a Marzo de 1995).

SEMANAS	FECHAS	LECTURAS			PROMEDIO
		10:AM	12:M	02:PM	
1	15 - 22 Oct.	27.0	30.2	29.6	28.9
2	23 - 30 Oct.	30.6	29.0	31.3	30.9
3	31 - 07 Nov.	31.5	30.0	30.0	30.5
4	08 - 15 Nov.	29.3	29.0	30.0	29.4
5	16 - 23 Nov.	30.5	29.1	29.5	29.7
6	24 - 31 Nov.	31.0	29.8	29.0	29.9
7	01 - 08 Dic.	28.5	30.0	30.3	29.6
8	09 - 16 Dic.	31.5	30.2	31.0	30.9
9	17 - 24 Dic.	31.0	29.9	30.0	29.9
10	25 - 31 Dic.	28.0	28.7	28.5	28.4
11	01 - 08 Ene.	27.5	26.3	28.0	27.2
12	09 - 16 Ene.	30.0	27.7	31.0	29.5
13	17 - 24 Ene.	28.5	28.5	28.3	28.4
14	25 - 31 Ene.	29.5	29.5	29.9	29.5
15	01 - 08 Feb.	27.5	29.6	29.9	29.0
16	09 - 16 Feb.	31.0	30.0	30.5	30.5
17	17 - 24 Feb.	30.2	31.5	29.2	30.3
18	25 - 28 Feb.	32.0	32.4	31.5	31.9
19	01 - 08 Mar.	30.5	30.0	30.1	30.2
20	09 - 16 Mar.	31.0	32.3	31.5	31.8
21	17 - 24 Mar.	27.5	26.3	30.0	31.5
22	25 - 31 Mar.	30.0	31.5	30.0	30.5
Promedio General				29.95	



NOTA : Esta clave sólo incluye alguno de los géneros que deben ocurrir como parasitoides de *Liriomyza* en Costa Rica; aquellos que he visto están indicados con*.

Figura A-1. Clave preliminar propuesta por el Dr. Paul Hanson, para la identificación de los parasitoides de *Liriomyza* en Costa Rica.

TOMADO DE : Comité Técnico de *Liriomyza*, 1990.

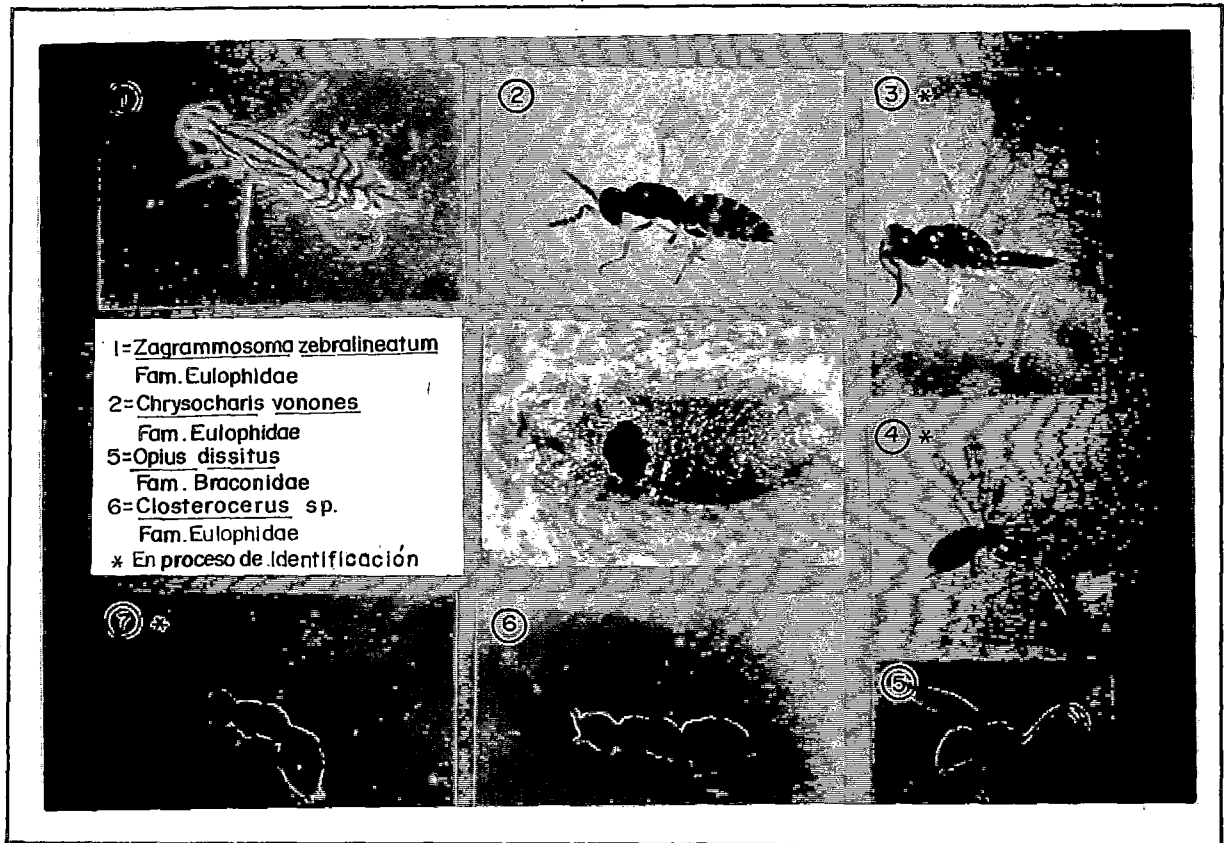


Fig. A - 2. Diversidad de parasitoides nativos de larvas de Liriomyza sativae en la vertiente sur occidental de la cuenca del lago de Ilopango.

Tomado de: Serrano, Sermeño, Pérez. 1994.

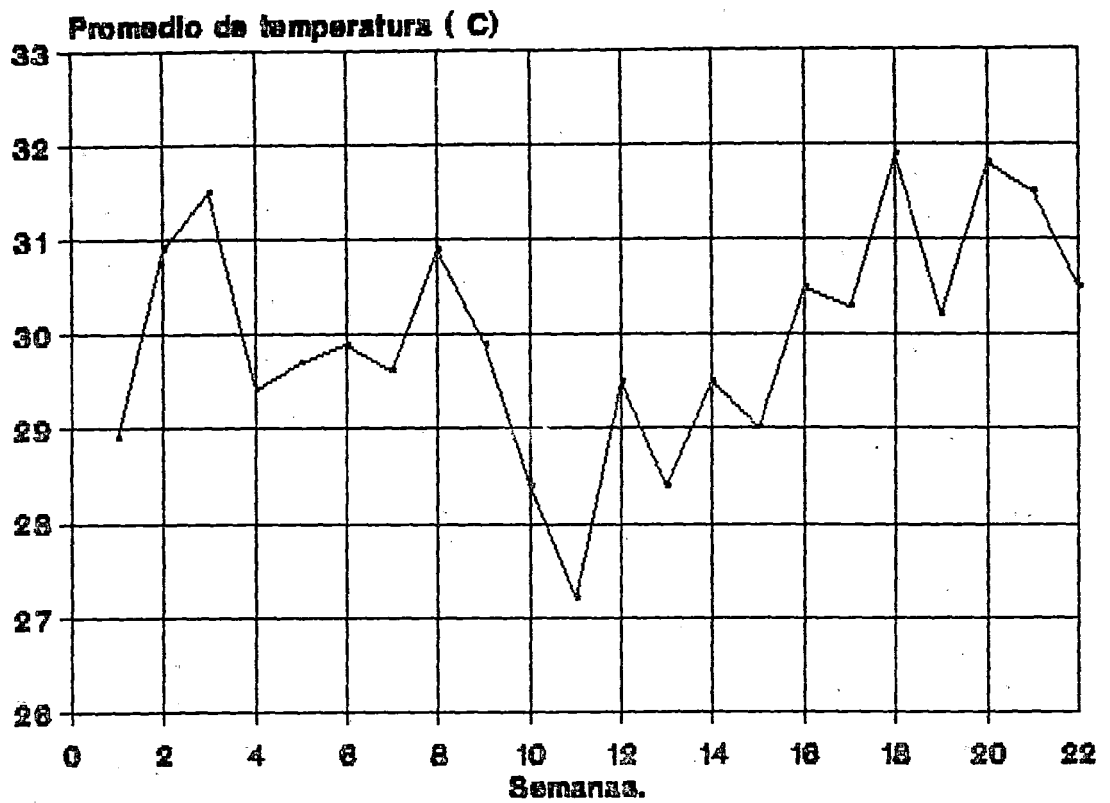


Fig. A - 3. Temperaturas diarias promedios por semana registrada a nivel de invernadero en la multiplicación de parasitoides de mosca minadora (*L. sativae*) en el Campus de la Facultad de Ciencias Agronómicas en San Salvador. (Oct. de 1994 a Marzo de 1995)