

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



RECONOCIMIENTO Y MULTIPLICACION DE  
PARASITOIDES DE Bemisia tabaci EN Phaseolus vulgaris  
Y Lycopersicon esculentum EN EL SALVADOR.

POR :

JUAN ENRIQUE DOMINGUEZ PENATE

RAUL IRAHETA VILLATORO

JOSE MIGUEL SERMENO CHICAS

REQUISITO PARA OPTAR AL TITULO DE

INGENIERO AGRONOMO

SAN SALVADOR, DICIEMBRE DE 1991.

Tesis  
D6712

000997  
Ej 1.

UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR



RECTOR : DR. FABIO CASTILLO FIGUEROA

SECRETARIO GENERAL : LIC. MIGUEL ANGEL AZUCENA

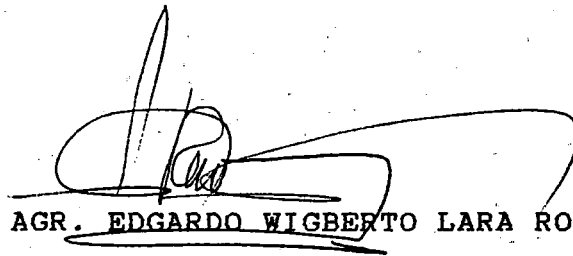
FACULTAD DE CIENCIAS AGRONOMICAS

DECANO : ING. AGR. GALINDO ELEAZAR JIMENEZ

SECRETARIO : ING. AGR. MORENA ARGELIA RODRIGUEZ DE SOTO

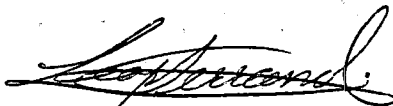
a) por la Secretaría de la Fac. de CC. AA. F-II-92.

JEFE DEL DEPARTAMENTO DE PROTECCION VEGETAL



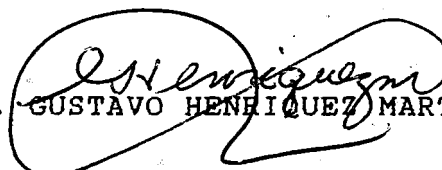
ING. AGR. EDGARDO WIGBERTO LARA RODRIGUEZ

ASESOR :



ING. AGR. LEOPOLDO SERRANO CERVANTES

JURADO EXAMINADOR :



ING. AGR. GUSTAVO HENRIQUEZ MARTINEZ



ING. AGR. JOSE CRISTOBAL ESCOBAR BETANCOURTH



ING. AGR. ADAN HERNANDEZ

## RESUMEN

El presente trabajo se desarrolló durante los meses de octubre de 1990 a septiembre de 1991, el cual se llevo a cabo en tres fases. La primera consistió en muestreos preliminares para detectar la presencia de parasitoides nativos de Bemisia tabaci en frijol común (Phaseolus vulgaris), tomate (Lycopersicon esculentum), algodón (Gossypium hirsutum) y Soya (Glycine max). Esta fase se realizó en la Estación Experimental y de Prácticas de la Facultad de Ciencias Agronómicas de la Universidad de El Salvador, Departamento de La Paz, ubicada a 50 msnm, y en El Valle de Zapotitán, Departamento de La Libertad, ubicado a 460 msnm.

Los porcentajes de parasitoidismo nativo obtenidos en campos cultivados del Valle de Zapotitán fueron mayores para el frijol (13,03%), en comparación con el tomate (3,22%). Para la zona de la Estación Experimental los datos de parasitoidismo nativo obtenidos fueron de mayor a menor: Soya (61,41%), algodón (57,23%), frijol (47,27%) y tomate (41,34%).

La segunda fase : Multiplicación de Parasitoides de Bemisia tabaci, se realizó en la Ciudad de San Salvador, ubicada a 710 msnm. A nivel de invernadero se desarrolló un método de reproducción de parasitoides lográndose obtener una eficiencia del 82,00% y 87,71% de parasitoidismo en Bemisia tabaci en plantas de frijol común y tomate respectivamente.

En el Laboratorio con la ayuda de un microscopio se dibujaron y midieron algunas características morfológicas que

permiten distinguir entre sí un total de doce avispas morfológicamente diferentes asociadas a altas poblaciones de ninfas de Bemisia tabaci.

La tercera fase : "Liberación de Parasitoides" se ubicó en el Valle de Zapotitán, realizándose a nivel de campo dos liberaciones con un total aproximado de 10710 estadios inmaduros de Encarsia tabacivora en plantas de frijol y tomate; y a nivel de invernadero del CENTA se realizó una liberación de aproximadamente 450 avispas adultas en plantas de frijol común.

En las liberaciones de parasitoides a nivel de campo, se logró incrementar el porcentaje de parasitoidismo desde un nivel de 4,71% hasta 16,36% y desde 8,94% hasta 25% para frijol común y tomate respectivamente, obtenidos en

NOTA ACLARATORIA

En base a comunicación escrita del Dr. Ronald D. Cave, de la Escuela Agrícola Panamericana, El Zamorano, Honduras, fechada 3 de diciembre de 1991 (Ref.: DPV-186-91-CB) y recibida el día 5 de febrero de 1992; se debe aclarar que el complejo de parasitoides ha sido examinado en forma más minuciosa en su diversidad taxonómica; resultando modificaciones a los reconocimientos preliminares del 20 de septiembre de 1991 (Ref. DPV-149-91. CB), aclarando que la especie de parasitoide de Bemisia tabaci, que se encontró como predominante dentro del complejo nativo es realmente Eretmocerus californicus Howard (Hymenoptero: Aphelinidae), el cual fue utilizado en el método de reproducción y en las liberaciones a nivel de campo e invernadero.


Entre las especies del complejo de parasitoides existe Encarsia tabacivora Viggiani y otras formas relacionadas con este último género, también pertenecientes a la familia Aphelinidae.


El mismo Dr. Cave indicó que los géneros pueden ser reconocidos así:


Eretmocerus: antenas de cuatro segmentos, de los cuales el último segmento es notablemente largo.

Encarsia: antenas de ocho segmentos. Dentro de este género E. tabacivora presenta una fórmula tarsal 5-5-5 y un área sinsetas debajo del estigma del ala.

Por lo antes expuesto se piden disculpas al lector, a quien se sugiere tomar nota de estos cambios para que lea Eretmocerus californicus en todos los párrafos de este documento (con excepción de la sección de revisión de literatura), en donde se haya escrito Encarsia tabacivora. Así mismo se informa que la Fig. 15 corresponde a esta última especie y no la Fig. 13 y 14 que en realidad representan a Eretmocerus californicus.

f.   
Enrique Domínguez P.

f.   
Raúl Iraheta V.

f.   
Miguel Sermeno Ch.

f.   
Leopoldo Serrano C.

jes de

10,67%

frijol

17,90%

centaje

70% en

## AGRADECIMIENTO

A la Universidad de El Salvador, especialmente a la Facultad de Ciencias Agronómicas por habernos brindado su ayuda en este trabajo y al mismo tiempo por habernos dado la oportunidad de forjarnos como nuevos profesionales.

Manifestamos un reconocimiento especial al Ing. Leopoldo Serrano Cervantes, por su acertada orientación brindada en la asesoría de la investigación.

Al JURADO EXAMINADOR, por sus valiosas observaciones en mejora del documento final.

Asimismo expresamos nuestros agradecimientos por la identificación del material biológico al: Dr. Ronald D. Cave y MSc Rafael Caballero, Departamento de Protección Vegetal de la Escuela Agrícola Panamericana, El Zamorano, Honduras.

Dra. Mary Lacey-Theisen, Entomologist Leader, Taxonomic Services Unit, Systematic Entomology Laboratory Plant Sciences Institute. USDA.

Dr. J.S. Keller, Biosystematiques Ottawa, Ontario.

Al Dr. Brian Schultz por su colaboración en búsqueda de información de literatura y en el envío del material biológico al "USDA", Estados Unidos.

Al personal de la biblioteca de la Facultad de Ciencias Agronómicas, en especial a los señores Osorio y Corvera.

A Josue Iraheta Villatoro y Anibal Vega por su valiosa colaboración en la filmación y edición del documental del presente trabajo.

A Milton Jiménez, Francisco Benítez y José María Martínez Dueñas, por su colaboración brindada.

Por la valiosa información de literatura donada en forma desinteresada para enriquecer la presente investigación expresamos nuestros sinceros agradecimientos a: Carla long Casler; Jack R. Coulson; Charles H. Pickett; Suzanne Cady; Brian Schultz; J.S. Keller; M. Y. Steiner; Robert P. Jaques; David R. Gillespie; J.L. Shipp; Gábor L. Lövei; Keith L. Andrews; Ronald D. Cave; John LaSalle; P. S. Baker; J.D. Möhr; G.L. Prinsloo; Tetsuo Saito; Bryan Cantrell; Tomas G. Zoebisch; N.A. Martin; Vanda Helena Paes Bueno; Miguel A. Altieri; José Rutilio Quezada; Aristobulo López Avila; Joaquín F. Larios; José G. Donoso, Orlando Arboleda; a la base de datos de Austria "AGRIS" y al Laboratorio de reproducción de insectos benéficos "Better Yield Insect", Ontario.

A todas las personas que de una u otra manera hicieron posible la realización de la investigación.

## DEDICATORIA

### A DIOS TODO PODEROSO :

Por haberme permitido alcanzar tan noble ideal

### A MIS PADRES :

Enrique Domínguez y Albina Peñate, por su ejemplo de rectitud y disciplina y al mismo tiempo brindarme su colaboración incondicional durante mi carrera.

### A MIS HERMANOS :

José Antonio, Jorge Alberto (Q.D.D.G.), Manuel de Jesús, Ana Luz, María Bertha y Martha Alicia, por haberme apoyado durante mi carrera.

### A MI HIJA :

Elizabeth del Carmen, como muestra de cariño.

### A MIS SOBRINOS Y DEMAS FAMILIARES :

Por sus muestras de afecto brindadas durante mi carrera.

A TODAS AQUELLAS PERSONAS QUE DE UNA U OTRA MANERA ME AYUDARON  
A SALIR ADELANTE EN MI CARRERA.

JUAN ENRIQUE



## DEDICATORIA

### A DIOS TODOPODEROSO :

Por haberme permitido la vida y así culminar mi carrera.

### A MIS PADRES :

Victor Raúl Iraheta Villalta y Mercedes Villatoro de Iraheta quienes siempre tuvieron la sabiduría en sus consejos oportunos en momentos críticos.

### A MIS HERMANOS :

Josue, Yanira, Lidia, Mercedes y Karen por su apoyo moral.

### A MIS TIOS :

Mamá Luz, Calín y Memo siempre por su valioso apoyo

A TODOS MIS AMIGOS Y COMPANEROS DE ESTUDIO.

RAUL.

## DEDICATORIA

### A DIOS TODOPODEROSO :

Por haberme guiado y a la vez fortalecido para seguir adelante y terminar mi carrera con éxito.

### A MI MADRE :

Maria Elena Chicas Sosa; por todo su amor y apoyo incondicional para que pudiera concluir mi carrera exitosamente.

### A MI PADRE :

Francisco Jeremías Angel Sermeño Azcunaga (Q.D.D.G.):,  
Por ser un ejemplo digno de imitar mostrándome el camino recto a seguir.

### A MIS HERMANOS :

Jeremías Angel y Juan Carlos, como muestra de cariño.

### A MIS FAMILIARES :

Por alentarme a seguir adelante

### A MIS AMIGOS :

Que de una u otra forma hicieron posible mi éxito.

### A LA UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR :

Por forjarme como un nuevo profesional

JOSE MIGUEL.



2.2.2.6.	Pupa. . . . .	15
2.2.2.7.	Adulto. . . . .	16
2.2.3.	Ciclo de vida. . . . .	17
2.2.3.1.	Duración. . . . .	17
2.2.3.2.	Fecundidad y periodo de pre-oviposición. . .	18
2.2.3.3.	Partenogénesis y proporción de sexo . .	19
2.2.3.4.	Generaciones por año. .	19
2.3.	Enemigos naturales. . . . .	19
2.3.1.	Patógenos. . . . .	20
2.3.2.	Depredadores. . . . .	20
2.3.3.	Parasitoides. . . . .	21
2.3.3.1.	<u>Encarsia formosa</u> (Gahan) . . . . .	21
2.3.3.2.	<u>Encarsia pergandiella</u> (Howart) . . . . .	27
2.3.3.3.	<u>Encarsia lutea</u> (Masi). . .	30
2.3.3.4.	<u>Encarsia deserti</u> . . . .	32
2.3.3.5.	<u>Encarsia tabacivora</u> . .	33
2.3.3.6.	<u>Eretmocerus mundus</u> Mercet . . . . .	33
2.3.3.7.	<u>Eretmocerus</u> <u>californicus</u> . . . . .	36
2.3.3.8.	<u>Eretmocerus serius</u> . .	36
2.3.3.9.	<u>Prospaltella clypealis</u> . .	37

2.4.	Enfoque del control biológico dentro del manejo integrado . . . . .	38
2.5.	Multiplicación . . . . .	46
3.	<b>MATERIALES Y METODOS . . . . .</b>	<b>51</b>
3.1.	Recolección de información . . . . .	51
3.2.	Fase de campo: información preliminar . . . . .	51
3.3.	Fase de laboratorio . . . . .	59
3.4.	Fase de la cría masal en condiciones de jaula e invernadero. . . . .	60
3.4.1.	Producción de plantas limpias . . . . .	65
3.4.2.	Mantenimiento de colonias de Mosca Blanca. . . . .	65
3.4.3.	Multiplicación de Parasitoides . . . . .	66
3.5.	Fase de campo : Liberación de parasitoides . . . . .	68
4.	<b>RESULTADOS Y DISCUSION . . . . .</b>	<b>74</b>
4.1.	Fase de campo : Información preliminar. . . . .	74
4.2.	Fase de laboratorio. . . . .	87
4.3.	Fase de cría masal en condiciones de jaula e invernadero . . . . .	97
4.3.1.	Producción de plantas limpias . . . . .	97
4.3.2.	Mantenimiento de colonias de mosca blanca . . . . .	97
4.3.3.	Multiplicación de parasitoides . . . . .	99
4.4.	Fase de campo: Liberación de parasitoides . . . . .	106

4.4.1.	Liberación de parasitoides en condiciones de campo. . . . .	106
4.4.2.	Liberación de parasitoides en condiciones de invernadero. . . . .	115
5.	CONCLUSIONES . . . . .	122
6.	RECOMENDACIONES . . . . .	124
7.	BIBLIOGRAFIA . . . . .	126
8.	ANEXOS . . . . .	142

## INDICE DE CUADROS

CUADRO	PAGINA
1. Biocontrol nativo de <u>Bemisia tabaci</u> en la Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas, UES registrados a nivel de jaulas de recuperación de adultos (1990-1991). . . . .	75
2. Biocontrol nativo de <u>Bemisia tabaci</u> en al valle de Zapotitán en cultivos comerciales sujetos a la aplicación de insecticidas (1990-1991). . . . .	82
3. Características morfológicas de los parasitoides asociados a <u>Bemisia tabaci</u> en El Salvador. (1990-1991). . . . .	88
4. Tasa de reproducción de <u>Encarsia tabacivora</u> parasitoide de <u>Bemisia tabaci</u> , en tomate a nivel de jaula. . . . .	104
5. Tasa de reproducción de <u>Encarsia tabacivora</u> parasitoide de <u>Bemisia tabaci</u> , en frijol común a nivel de jaula. . . . .	104

6.	Biocontrol de <u>Bemisia tabaci</u> en parcelas experimentales (196 mts <sup>2</sup> c/u) en el Valle de Zapotitán, antes después de la liberación de <u>Encarsia tabacidora</u> , reproducido masivamente en jaulas sobre una colonia de <u>Bemisia tabaci</u> procedente del mismo lugar (1991).	108
7.	Biocontrol de <u>Bemisia tabaci</u> en plantas de frijol en un invernadero del CENTA antes y después de la liberación de <u>Encarsia tabacivora</u> reproducida masivamente en jaulas sobre una colonia de <u>Bemisia tabaci</u> procedente del Valle de Zapotitán (1991).	116
A-1.	Plantas Hospederas de <u>Bemisia tabaci</u> (Según : Greanthead, 1986).	143
A-2.	Registro de depredadores de <u>Bemisia tabaci</u> (Según : López-Avila, 1986).	152
A-3.	Alternativa de hospederos de los parasitoides registrados de <u>Bemisia tabaci</u> . (Según : López-Avila, 1986).	153
A-4.	Valoración de la cantidad de oviposición, fecundidad y longevidad de <u>Encarsia formosa</u> (Según : Van Der Laan, 1982).	157



A-5. Longevidad y número de hospederos muertos por relación hospedero-alimento de <u>Encarsia formosa</u> (6 hembras muestreadas). (Según : Arakawa, 1982). . . . .	158
A-6. Porcentajes de sobrevivencia de los estados inmaduros y períodos de desarrollo de huevo a la emergencia del adulto de <u>Encarsia formosa</u> en varios estadios de <u>Bemisia tabaci</u> . (Según: Arakawa, 1982) . . .	158
A-7. Caracteres de identificación de pupas parasitadas y no parasitadas de mosca blanca <u>Trialeurodes abutilonea</u> (Según : Vatve, 1969-1970). . . . .	159
A-8. Resultados del control del crecimiento de poblaciones de <u>T. vaporariorum</u> y la eficiente parasitoidización de <u>Encarsia formosa</u> en 4 especies de plantas hospederas, [ + = bueno (resultado del control), rápido (crecimiento de la población) ó alto (parasitoidización eficiente) ]. (Según: Hulpas 1978). . . . .	160
A-9. Porcentajes de parasitismo de mosca blanca por <u>Encarsia</u> spp en el cultivo del algodón para los años de 1977-1978, en El Salvador. (Según: Escobar, 1983). . . . .	160

- A-10. Parasitoides del orden Hymenóptero registrados de Bemisia tabaci. (Según: López-Avila, 1986). . . . . 161
- A-11. Temperaturas y humedad relativa promedio registradas a nivel de jaula e invernadero en la cria masiva de Bemisia tabaci y Encarsia tabacivora, en San Salvador, El Salvador. (Registrado mediante un Hydrotermografo, 1991). . . . . 164
- A-12 Temperaturas diarias registradas a nivel de un invernadero del CENTA, lugar de la liberación de Encarsia tabacivora parasitoide de Bemisia tabaci (Registrados mediante un termómetro, 1991). . . . . 165

## INDICE DE FIGURAS

1.	Plano de distribución de parcelas sembradas de frijol y tomate en la Estación Experimental y de Prácticas de la Facultad de Ciencias Agronómicas, UES. (1990-1991) . . . . .	53
2.	Jaula con trampa de luz para la recuperación de adultos . . . . .	56
3.	Caja Entomológica modificada para la recuperación de adultos . . . . .	56
4.	Diseño de jaulas "Tipo A" para el mantenimiento de plantas limpias y reproducción de colonias de <u>Bemisia tabaci</u> . . . . .	57
5.	Diseño de Jaulas "Tipo B" para la reproducción de parasitoides de <u>Bemisia tabaci</u> . . . . .	58
6.	Distribución espacial de jaulas Tipo A y B en el invernadero . . . . .	62
7.	Aspirador Entomológico manual . . . . .	64
8.	Frasco plástico con ventilación . . . . .	64

9.	Método de reproducción de parasitoide de <u>Bemisia tabaci</u> en El Salvador (1990-1991) . . . . .	69
10.	Plano de distribución de parcelas en el Valle de Zapotitán, lugar de la liberación de <u>Encarsia tabacivora</u> parasitoide de <u>Bemisia tabaci</u> (1991) . . . . .	70
11.	Biocontrol nativo de <u>Bemisia tabaci</u> en la Estación Experimental y de Prácticas, Facultad de Ciencias Agronómicas. UES, registrados a nivel de jaulas de recuperación de adultos (1990-1991) . . . . .	80
12.	Biocontrol nativo de <u>Bemisia tabaci</u> en parcelas Experimentales en el valle de Zapotitán en cultivos comerciales sujetos a la aplicación de insecticidas registrados a nivel de jaulas de recuperación de adultos (1990-1991) . . . . .	86
13.	<u>Encarsia tabacivora</u> ( ♂ ) parasitoides de <u>Bemisia tabaci</u> utilizado en el método de reproducción : A, dimensiones de las alas; B, dimensiones de la cabeza . . . . .	89
14.	<u>Encarsia tabacivora</u> ( ♀ ) parasitoide de <u>Bemisia tabaci</u> utilizado en el método de reproducción : A, dimensiones de las alas; B, dimensiones de la cabeza . . . . .	90

15. Parasitoides de Bemisia tabaci obtenidos en el método de reproducción : A, dimensiones de las alas; B, dimensiones de la cabeza . . . . . 91
  
16. Parasitoides de ex-pupa de Bemisia tabaci, sin estructuras sensoriales características en las antenas : A, dimensiones de las alas; B, dimensiones de la cabeza . . . . . 92
  
17. Parasitoide de ex-pupa de Bemisia tabaci con estructuras sensoriales características en los últimos seis segmentos antenales : A, dimensiones de las alas; B, dimensiones de la cabeza . . . . . 92
  
18. Parasitoide de ex-pupa de Bemisia tabaci con estructuras sensoriales características del cuarto al octavo segmento antenal : A, dimensiones de las alas; B, dimensiones de la cabeza . . . . . 93
  
19. Parasitoides de ex-pupa de Bemisia tabaci sin estructuras sensoriales características en las antenas: A, dimensiones de las alas; B, dimensiones de la cabeza . . . . . 93
  
20. Parasitoide asociado a poblaciones de ninfas de Bemisia tabaci, con estructuras sensoriales características en el cuarto y quinto segmento

	antenal:A, dimensiones de las alas; B, dimensiones de la cabeza . . . . .	94
21.	Parasitoide asociado a poblaciones de ninfas de <u>Bemisia tabaci</u> , con tres estructuras sensoriales características en el último segmento antenal: A, dimensiones de las alas; B, dimensiones de la cabeza . . . . .	94
22.	Parasitoide menos frecuente asociado a poblaciones de ninfas de <u>Bemisia tabaci</u> : A, dimensiones de las alas; B, dimensiones de la cabeza . . . . .	95
23.	Parasitoide menos frecuente asociado a poblaciones de ninfas de <u>Bemisia tabaci</u> , con un borde metálico en el dorso : A, dimensiones de la cabeza . . . . .	95
24.	Parasitoide menos frecuente asociado a poblaciones de ninfas de <u>Bemisia tabaci</u> , con mayor número de segmentos antenales: A, dimensiones de las alas; B, dimensiones de la cabeza . . . . .	96
25.	Primera aproximación a la secuencia de eventos en el desarrollo de una cría a pequeña escala de <u>Encarsia, tabacidora</u> parasitoide de <u>Bemisia tabaci</u> , utilizando plantas de tomate en El Salvador (1991) . . . . .	100

26.	Primera aproximación a la secuencia de eventos en el desarrollo de una cría a pequeña escala de <u>Encarsia tabacidora</u> parasitoide de <u>Bemisia tabaci</u> , utilizando plantas de frijol Rojo de Seda en El Salvador (1991) . . . . .	101
27.	Biocontrol de <u>Bemisia tabaci</u> en parcelas experimentales en el Valle de Zapotitán, al momento y después de la liberación de <u>Encarsia tabacivora</u> , reproducido masivamente en jaulas sobre una colonia de <u>Bemisia tabaci</u> procedente del mismo lugar (1991) .	114
28.	Biocontrol de <u>Bemisia tabaci</u> en frijol común en un invernadero del CENTA antes y después de la liberación de <u>Encarsia tabacivora</u> reproducida masivamente en jaulas sobre una colonia de <u>Bemisia tabaci</u> procedente del Valle de Zapotitán (1991) . . . . .	117
A-1	Dinámica de población de ninfas de mosca blanca y acción de enemigos naturales en el cultivo del algodón en la Estación Experimental, La Providencia, El Salvador (1977). (Según: Escobar, 1983) . . .	166
A-2	Dinámica de población de ninfas de mosca blanca y acción de enemigos naturales en el cultivo del algodón en la Estación Experimental, La Providencia, El Salvador (1978). (Según: Escobar, 1983) .	167

## INTRODUCCION

En la mayoría de países subdesarrollados los cultivos de frijol y tomate constituyen un componente de importancia alimenticia por ser fuente de proteínas y vitaminas, las cuales son base fundamental de alimentación de la población Salvadoreña.

En muchas áreas cultivadas de El Salvador los rendimientos de frijol y tomate son inferiores a los niveles de producción promedios nacionales, debido a diversos factores que interfieren, como el caso de las plagas, dentro de las cuales tenemos aquellos agentes transmisores de enfermedades virales. La mosca blanca (Bemisia tabaci) es una de las principales plagas que disemina enfermedades virales en cultivos de frijol y tomate, por lo que el agricultor se ve en la necesidad de recurrir al uso de pesticidas, los cuales son de alto costo y al mismo tiempo representan un mayor efecto nocivo para el hombre, animales y medio ambiente, al mismo tiempo las plagas adquieren resistencia a la acción de insecticidas.

Los problemas virales con los que se relaciona la mosca blanca en los cultivos de frijol y tomate son de efectos serios en las plantas, tal es el caso el mosaico dorado del frijol y el virus mosaico amarillo del tomate presentes en varios países de America Latina y muy severamente en El Salvador, (hasta el 100% de pérdidas en frijol); y con fuertes sospechas en el segundo caso. Ante esta situación se hace



necesario buscar alternativas tendientes a disminuir los niveles de población de la plaga con menos riesgos ecológicos y económicos, tal como el control biológico que es una valiosa pieza funcional para el control integral de las plagas, a través del uso de los enemigos naturales, entre los cuales son muy importantes los parasitoides. Por tales razones en el presente trabajo se describen los detalles de una propuesta básica para un método de reproducción de parasitoides de "Mosca Blanca" criada en varios hospederos; teniendo como objetivo contribuir al desarrollo de técnicas alternativas de control de tal plaga dentro de un enfoque de manejo integral, a través del estudio y aprovechamiento de los agentes de su control biológico nativo. Ello implica el registro de presencia, diversidad taxonómica y abundancia en condiciones de campo y laboratorio.

El presente estudio se planificó como una evaluación preliminar de los parasitoides nativos de Bemisia tabaci, en El Salvador, aplicados a plantas de frijol común y tomate a nivel de campo y de jaula; realizando un intento deliberado de reproducción de tales parasitoides; lo cual podría ser aprovechado a futuro para incrementar el control biológico contra dicha plaga, a nivel de agroecosistemas locales.

## 2. REVISION DE LITERATURA

### 2.1. Importancia de Bemisia tabaci.

La mosca blanca Bemisia tabaci, Genn., es una especie de distribución cosmopolita. Es probablemente de origen Asiática u Oriental, aunque ahora ocurre en regiones de agricultura tropical y subtropical y más recientemente en latitudes de clima templado como Canadá y Suecia en 1987 (15,62). Existe una lista de variedades de plantas huéspedes (Cuadro A-1) (38).

Supuestamente Bemisia tabaci ha sido distribuída geográficamente por el hombre fuera de sus rangos naturales donde la diversidad más grande de enemigos naturales efectivos suelen ser los esperados; teniendo actualmente una gran distribución que su origen parece oscuro de comprender (24).

La mosca blanca B. tabaci para el año de 1967 no era considerada una plaga de importancia económica en los países de México, Centroamérica y Panamá (55); pero con el curso del tiempo ya figura como una plaga (65).

En las zonas aldoneras de Centroamérica y a partir de la década de los años 50, se usaron las aplicaciones de insecticidas como una táctica virtualmente exclusiva para combatir a las plagas como el picudo, Anthonomus grandis, lo que acarrió la destrucción de insectos benéficos y la aparición de plagas secundarias como mosca blanca, Bemisia tabaci y otras que antes no tenían importancia (6,25,76).

También en otros cultivos como por ejemplo el frijol y el tomate este insecto se ha vuelto plaga por la destrucción de sus enemigos naturales (73).

Las plantaciones de algodón, tabaco y tomate son las responsables de las altas poblaciones de moscas blancas en El Salvador y Guatemala (21).

El siguiente sumario reporta algunos hospederos de importancia para B. tabaci como una plaga.

#### 2.1.1. Algodón (Gossypium spp.)

Severos ataques de B. tabaci en campos de algodón están siendo más frecuentes en Punjab (Pakistan) desde 1919 (Hussain y Trehan, 1933), Irán desde 1955 (Habibi, 1975), Turquía desde 1974 (Sengónca, 1975), Israel desde 1976 (Gerling et al, 1980), Nicaragua desde 1967 (Hidalgo, Salvatierra et al, 1975, y también otros cerca del Oriente y países tropicales Americanos (24).

B. tabaci causa daño directo por succionar la savia del follaje y daño indirecto como vector de enfermedades virosas. Ambos el adulto y el estado ninfal causan daño succionando la savia de las plantas.

Altas poblaciones alimentándose del follaje pueden afectar los procesos fisiológicos de la planta, debilitando a la planta y causando enanismo. Puntos cloróticos aparecen sobre la superficie de la hoja causando marchitez y defoliación. Como una consecuencia del daño del follaje, el

desarrollo de las estructuras reproductivas es afectado, causando finalmente abundante pérdida en las cosechas. En general es considerado que el daño directo no es muy serio y algunos estudios han sido hechos sobre este aspecto. Mound (1965) usó cultivos para realizar estudios experimentales sobre el efecto de B. tabaci en el algodón. El demostró una seria reducción en cosechas, en parte debido a un decremento en el número de bellotas afectando la cosecha y en parte a una declinación del peso de la semilla y fibra de la bellota, resultando un debilitamiento general de la planta.

B. tabaci causa serios daños indirectos a algunos cultivos por la excreción de mielecilla de todos los estados, especialmente el último estado ninfal. La acumulación de mielecilla en la planta resulta en el desarrollo de el Moho tiznado reduciendo la fotosíntesis y otros procesos fisiológicos en el algodón por la abundancia de secreción de mielecilla. Sobre la fibra de algodón, el negro moho tiznado reduce seriamente la calidad de la fibra. Esto de acuerdo con Horowitz, Podoler y Gerling (1984) es el más serio daño económico causado en el algodón, en algunos países.

Los efectos adversos de los insecticidas sobre los enemigos naturales nativos permitió que B. tabaci comenzara a ser una plaga seria en toda la estación causando la caída de las hojas por el succionamiento de savia, reduciendo el número de bellotas y fibras pegajosas por la producción de mielecilla (52).

### 2.1.2. Frijol común (Phaseolus vulgaris)

La mosca blanca causa dos tipos de daño, el primero consiste en el debilitamiento de las plantas por la succión de sus jugos por lo que se secan las plantas (58,71). En segundo lugar cuando los insectos vienen de alimentarse de plantas virosas, transmiten enfermedades, siendo éste el mayor daño en cultivos de frijol (59,77).

El virus del mosaico dorado del frijol es uno de los principales problemas en la producción de frijol en las partes bajas y secas de México, América Central, El Caribe y América del Sur donde esta leguminosa es un alimento básico (31). Debido a la magnitud de los daños causados al cultivo del frijol, por el virus; importante zonas tradicionalmente destinadas a la producción de frijol en El Salvador, Guatemala y Brasil han sido dedicadas a otros cultivos (32).

Los agricultores pequeños, son por lo tanto los principales damnificados con los ataques del virus del mosaico dorado, el cual llegó a destruir hasta el 100% de algunas cosechas en Guatemala y El Salvador (31).

Publicaciones realizadas en Colombia mencionan que para inducir epidemia de mosaico dorado del frijol es necesario que se presenten altas poblaciones del insecto vector (78). Es frecuente que un genotipo de frijol tolerante al virus en condiciones de presión moderada de moscas blancas virulíferas resulte severamente afectado cuando las poblaciones de este insecto vector sean altas (59)

Las plantas de tomate y tabaco, son hospederas del virus del mosaico dorado de frijol (61), y la transmisión viral en la naturaleza se lleva a cabo principalmente por la mosca blanca (48), ya que el virus no se transmite por la semilla, ni por medios mecánicos (17,18,21).

En los cultivos los mayores daños se presentan cuando la aparición del virus se manifiesta en los primeros 50 días de desarrollo (14).

Según Hallman y Andrews, es difícil y antieconómico el control químico de éstos insectos vectores de virus (41).

#### 2.1.3. Frijol vigna (Vigna radiata)

B. tabaci es el vector del "Mungbean Yellow Mosaic" el cual puede causar severas pérdidas en la India (Agrawal et al 1979), es considerada la más importante peste primaria por las pérdidas arriba del 74% (Satya, 1984).

#### 2.1.4. Frijol Soya (Glycine max)

B. tabaci es en algunos momentos una plaga sin importancia en las Filipinas (Rodrigo 1947), pero Shaheen (1977) la incluye en una lista de 14 pestes importante en Egipto, y Turham et al (1983) la considera la peste más importante en Turquía donde el frijol soya es cultivado como el cereal que ocupa el segundo lugar de importancia (52).

### 2.1.5. Tomate (Lycopersicon esculentum)

El virus mosaico amarillo del tomate ha sido reportado en Venezuela, México, Brasil y recientemente en Costa Rica, determinándose a B. tabaci como vector. Una sintomatología similar en tomate ha sido observada en El Salvador, Panamá y Guatemala (56).

Shaheen (1977) considera que B. tabaci es la más importante peste del tomate en Egipto, como vector del "Tomato leaf curl virus" y "Tomato yellow leaf curl virus" (52).

El 24 de Agosto de 1988, B. tabaci fue identificada en tomate a nivel de campo por primera vez en Canadá. Se identificaron pupas de tal especie en tomate, infestando el follaje junto con la especie Trialeurodes vaporariorum. En Canadá hay preocupación de que este insecto se pueda mover al exterior en el verano y meses de otoño y dañe el tomate de campo. El posible impacto en la industria del tomate de campo, Canadiense, valorado en 91 millones de dólares en 1986 está todavía por ser determinado (15).

Helyer advierte que la mosca blanca puede transmitir algunos virus, el más problemático es en el tomate "The tomato yellow leaf curl virus" (8).

Rosset menciona a la mosca blanca como una plaga grave en el estado de plantula e inicios del crecimiento vegetativo del tomate (72).

### 2.1.6. Yuca (Manihot esculenta)

El virus del mosaico africano de la yuca es transmitido por B. tabaci y está registrado en Africa tropical y la India. Las pérdidas estimadas debido a esta enfermedad se encuentran en un rango de 30-80%. La transmisión por uso de material infectado es probablemente mas importante que el de mosca blanca. En áreas de Africa donde ocurren otras plagas como el piojo harinoso de la yuca (Phenacoccus manihoti) y el acaro verde de la yuca (Mononychellus spp.), la mosca blanca no se encuentra presente. En Malawi B. tabaci es de menos importancia (Sauti 1982).

En Sur América, Vargas y Bellotti (1985) establecieron pérdidas en cultivos por B. tabaci arriba del 80%.

### 2.1.7. Tabaco (Nicotiana tabacum)

B. tabaci fué de interés como vector de la "hoja acarrugada" en Malawi (Smee 1933) y Zimbabwe (Chorley 1943-1944; Jack 1936; 1938; Mossop 1932), presentándose en el cierre de la estación afectando al cultivo en Zimbabwe (52).

## 2.2. Taxonomía y Biología

### 2.2.1. Taxonomía

Bemisia tabaci (Cennadiun) pertenece a la subfamilia



Aleyrodinae, familia Aleyrodidae, superfamilia Aleyrodoidea, la cual es ubicada en el sub-orden Homóptera de el orden Hemíptera (Richards y Davies 1977; Woodward, Evans y Eastop 1970), o en el sub-orden Sternorrhyncha, orden Homóptera (Borror y Delong 1964).

Aunque hay claves para clasificación de Aleyrodidos en géneros y sub-familias basadas en niveles de morfología de adultos (Hidalgo et al 1975), la mayoría de especies de mosca blanca no pueden ser identificadas por características morfológicas del adulto (51). El género y la especie son definidos en base a la estructura del cuarto estado ninfal, el así llamado "Cápsula pupal" por Mound y Halsey 1978 (60). Desafortunadamente especies de moscas blancas polifagas, tales como Trialeurodes vaporariorum (Westwood) y Bemisia tabaci, varían en la apariencia de su cápsula pupal dependiendo de la cutícula de las plantas hospederas en las cuales se desarrollan (Mound 1963; Russell 1948).

B. tabaci fué primeramente descrita como Aleurodes tabaci, de tabaco, en Grecia (Gennadius 1899), pero los diferentes hospederos correlacionados con la variación morfológica y diversidad de plantas hospederas han dado origen a un gran número de sinónimos. Takahashi (1936) y Russell (1958) sinonimizaron algunas especies descritas de Bemisia con Bemisia tabaci, y Mound y Halsey (1978) listan los sinónimos (51).

### 2.2.2. Biología y morfología

Muchos estudios sobre el ciclo de vida y morfología de Bemisia tabaci han sido llevados a cabo en diferentes condiciones climáticas, con diferentes plantas hospederas (particularmente algodón), y con diferentes nombres: Avidov (1956); Azab, Megahed y El-Helaly, El-Shazli y El-Gayer (1971); Hussain y Trehan (1933); Misra y Lamba (1929); Priesner y Hosny (1934).

Los estados inmaduros de mosca blanca son llamados usualmente larvas, pero debido al tipo incompleto de la metamorfosis experimentada por este insecto, esto parece ser más apropiado para ser llamadas ninfas (51).

El ciclo de desarrollo de la mosca blanca, consiste en una metamorfosis que pasa por los siguientes estados: huevo, cuatro estados ninfales y adulto. El ciclo se inicia con la eclosión de una ninfa, la cual se desarrolla pasando por cuatro estados; al final de cada estado en la ninfa ocurre una muda y se desarrolla progresivamente otras estructuras hasta llegar al último estado denominado pupa, para pasar luego al estado adulto (9).

#### 2.2.2.1. Huevo

Algunos trabajos establecen que el período de incubación varía principalmente con la temperatura y la humedad relativa (H.R.). Avidov (1956) estableció que los huevos no son

afectados con la humedad relativa del aire.

Azab, Megahed y Mirsawi (1972) encontraron que Bemisia tabaci criada en camote y bajo condiciones del cultivo, en Egipto, experimentaba un período de incubación que varió de 3 a 29 días para los períodos de Julio-Septiembre y Diciembre-Enero con una temperatura media diaria (TMD) de 28.4°C y 14.3°C respectivamente.

En su análisis ellos establecieron una alta correlación negativa y significativa entre la temperatura media diaria y el período de incubación. Ellos también establecieron un efecto positivo de la H.R. sobre el período de incubación (51)

Eichelkravt (1987) determinó que el promedio de duración del estado de huevo en plantas de frijol, berenjena y gandul fué de  $5,1 \pm 2,4$  días (29).

Butler, Henneberry y Clayton (1983) establecieron que la duración del estado de huevo varía de 22,5 días a 16.7°C y 7,6 días a una temperatura de 25°C y 5,0 días a una temperatura de 32.5°C, pero los huevos no incubaron a una temperatura de 36°C (16).

López-Avila (1986) menciona que en condiciones constantes de 25°C, HR 75%, luz: oscuridad (L:D) 16: 8 horas, la duración del estado de huevo fué de 6,14 días en planta de frijol, 6,37 días en plantas de tabaco, 6,9 días en lantana, 7,3 días en tomate y 7,63 días en algodón (51).

#### 2.2.2.2. Primer estadio ninfal.

El primer estadio ninfal también es llamado "reptil" por su hábito de arrastrarse en la superficie de la hoja de su eclosión hacia el encuentro de un lugar adecuado para colonizar y comenzar a alimentarse.

La duración del primero y demás estadios ninfales varían y está relacionado con la temperatura tal como fue establecido por Azab, Magahed y El-Mirsawi (1972), quienes establecieron que la correlación entre la Temperatura Media Diaria (TMD) y la duración de este estado es negativa y así un incremento de 1°C fue asociado con decremento de 0,30 días. En base a sus condiciones de estudio, las cuales fueron parecidas a las condiciones ambientales, ellos establecieron que la duración del primer estadio ninfal varió de 2 a 6 días. Sharaf y Batta (1985) establecieron que la duración del primer estadio ninfal a 25°C fue de  $2,8 \pm 0,2$  días y  $9,0 \pm 0,9$  días a 14 °C (51).

Eichelkravt (1987) determinó que la duración del primer estadio ninfal va de 2,4 a 7,1 días, dependiendo del hospedero (29).

#### 2.2.2.3. Segundo estadio ninfal.

Azab, Megahed y El-Mirsawi (1972) establecieron la duración de este estadio ninfal que varia de 1 a 5 días.

Sharaf y Butler (1987) reportaron  $7,0 \pm 0,4$  días a  $14^{\circ}\text{C}$ , y  $2,8 \pm 0,1$  días a  $25^{\circ}\text{C}$  (51).

Eichelkravt (1987) determinó que la ninfa era de mayor tamaño en frijol, seguido por berenjena y de menor tamaño en el gandul. La duración de este estadio va de 2,4 a 6,7 días (29).

#### 2.2.2.4. Tercer estadio ninfal.

El cuerpo es oval. Sus ojos son circulares, pequeños e inconspicuos. Las antenas son atrofiadas y dirigidas hacia la línea intermedia del cuerpo.

Azab, Megahed y El-Mirsawi (1972) establecieron la duración del tercer estadio ninfal de 2 a 7 días. Ellos también establecieron una correlación negativa entre la temperatura y la duración de este estadio ninfal en una variación de 0,38 días por  $1^{\circ}\text{C}$  (51).

Eichelkravt (1987) reportó que el rango de duración del tercer estadio ninfal varía de 2,6 a 8 días a una temperatura de  $26,3^{\circ}\text{C}$  y 55,2% de HR (29).

#### 2.2.2.5. Cuarto estadio ninfal.

Se reconocen fácilmente (sin esfuerzo) dos entidades en el desarrollo de Bemisia tabaci entre la tercera muda y la emergencia del adulto. Tales entidades son denominados como el cuarto estado ninfal y el estadio de pupa.

López-Avila (1986) menciona que en condiciones constantes de 25°C, HR 75%, L:D 16:18 horas, el cuarto estadio ninfal ha sido listado en lantana 3,8 días, 3,4 días en frijol 2,2 días en tabaco, 2,1 días en algodón y 2,2 días en tomate (51).

Eichelkravt (1987) estableció que a 26.3°C y HR 55.2% la duración del cuarto estadio ninfal varía de 2,5 y 8,5 días (29).

#### 2.2.2.6. Pupa.

No hay muda entre el cuarto estadio ninfal y el estadio de pupa, pero algunas características morfológicas son completamente diferentes. El cuerpo es en forma elíptica con una región cefálica semicircular. La superficie dorsal es convexa, y los segmentos torácicos y abdominales aparecen.

Los ojos parecen dos puntos rojos constrictos en la mitad y son completamente conspicuos; lo cual es un carácter distintivo del estadio de pupa. El color del cuerpo cambia de verdoso en el cuarto estadio ninfal a amarillo claro y los micetomas comienzan a ser menos aparentes.

Pruthi y Samuel (1941) y Mound (1963) establecieron que hay un dimorfismo sexual entre la pupa de B. tabaci; los sexos pueden ser distinguidos por tamaño; las hembras emergen de pupas grandes y los machos emergen de pupas pequeñas. No obstante Azab, Megahed y El-Mirsawi (1970) establecieron que

las pupas de machos y hembras fueron de similar tamaño.

La duración del estado de pupa según cita López-Avila fue de 4,5 días en tabaco, 4,4 días en frijol, 2,4 días en tomate, 2,3 días en lantana y 1,7 días en algodón (51).

Eichelkravt (1987) determinó que el estadio de pupa varió entre 3,1 y 9,2 días a una temperatura de 26.3°C y a una HR de 55,2% (29).

#### 2.2.2.7. Adulto.

Azab, Megahed y El-Mirsawi (1970) y Gupta (1972) describen y discuten la morfología externa del adulto macho y la hembra de B. tabaci. El adulto recién emergido es suave, y de color blanquecino amarillo, pero después de algunas horas el color cambia a completamente blanco, debido a la deposición de cera sobre el cuerpo y las alas.

En Egipto, Azab, Megahed y El-Mirsawi (1972) establecieron que en el macho, la longevidad varía de 2 a 17 días, mientras que en las hembras varía de 8 a 60 días (51).

Butler, Henneberry y Clayton (1983) establecieron que a 26.7 y 32.2°C los machos viven un promedio de 7,6 y 11,7 días y las hembras un promedio de 8,0 y 10,4 días respectivamente (16). Sharaf y Batta (1985) establecieron que a 25°C las hembras viven de 1 a 29 días (media 14,8) mientras que los machos viven de 2 a 19 días (media 8,9). Para condiciones standard de laboratorio (25°C, HR 60%, L:D 16:8), el autor

establece que la longevidad varió de 5 a 15 días (media 8,66) para machos y de 5 a 32 días (media 19,75) para hembras (51).

Kranz, Schmutterer y Koch (1982) mencionan que la longevidad de los adultos varía mucho y depende, entre otros factores, de las condiciones del medio ambiente. Los machos son siempre de vida corta. Viven alrededor de 9,54 a 17,2 días con un promedio de  $13,19 \pm 3,65$  días y las hembras  $37,75 \pm 74,2$  días, con una media de  $61,5 \pm 10,86$  días (47).

### 2.2.3. Ciclo de vida.

#### 2.2.3.1. Duración.

Russel (1975) observó que, en diferentes estudios, el reporte del ciclo de vida de B. tabaci varía considerablemente y está correlacionado con el clima y las condiciones de la planta hospedera. Azab, Megahed y El-Mirsawi (1971) establecieron que la duración del ciclo de vida varía de 14 a 75 días bajo condiciones de campo, en Egipto. El ciclo de vida fue corto en verano (Junio a Septiembre) de 14 a 20 días (media 16,4 días) y largo en invierno (Diciembre a Marzo) de 74 a 75 días (media 74,6 días).

López-Avila (1986) menciona que el desarrollo desde la oviposición a la emergencia del adulto es de 21,5 días en frijol, 22,4 días en tabaco, 23,0 días en algodón, 23,5 días



en tomate y 25,35 días en lantana. Similar resultado fue obtenido por Coudriet et al. (1985). Ellos establecieron que el tiempo requerido para que B. tabaci complete el desarrollo de huevo a adulto a 26,7 ± 1°C fue influenciado por la planta hospedera en la cual fue confinada. El desarrollo completo fue un 30% menos del tiempo en lechuga, pepino y calabaza más que en brócoli o zanahoria (51).

#### 2.2.3.2. Fecundidad y período de pre-oviposición.

Sharaf y Batta (1985) establecieron que la fecundidad de B. tabaci fue de 76,0 y 56,4 días a 25°C y 14°C respectivamente. Ellos establecieron un período de oviposición de 3,6 y 4,9 días para las dos temperaturas. A una temperatura de 25°C B. tabaci comienza a ovipositar durante las primeras 24 horas después de la emergencia (51).

Campos (1987) menciona que B. tabaci oviposita de 38 a 108 huevos durante su vida (17).

Hussain y Trehan (1933) establecieron que en cautividad un máximo de 119 huevos fueron puestos en 18 días por una sola hembra. El número promedio de huevos puestos por un período de 24 horas fue de 6 y 8 en dos años diferentes y un máximo número de 16. Azab, Megahed y El-Mirsawi (1972) establecieron que el número de huevos por hembra varían de 48 a 394 con una media de 161. Butler et al (1983) reportaron que el promedio del número de huevos por hembra a 26.7°C y 32°C fue de 81 y 72 respectivamente. De los huevos puestos a 26.7°C, 68%

eclosionaron y aquellos que fueron puesto a 32.2°C experimentaron un 75% de eclosión (51).

#### 2.2.3.3. Partenogenesis y proporción de sexo

Las hembras vírgenes de B. tabaci ponen huevos los cuales dan altas progenies únicamente de machos (Azab, Megahed y El-Mirsawi 1972; Hussain y Trehan 1933; Mound 1983; Sharaf y Batta 1985). Sharaf y Batta (1985) establecieron que un decremento en la temperatura de 25°C a 14°C causa un notorio incremento en el número de hembras adultas. La relación de sexo fue de 1:1,8 y 1:3,1 (macho:hembra) respectivamente a estas temperaturas.

#### 2.2.3.4. Generaciones por año.

Las observaciones de Hussain (1931), Avidov (1956), Azab, Megahed y El-Mirsawi (1972) están de acuerdo que el número de generaciones de B. tabaci varían entre 11 y 15 por año, para condiciones de cultivos tropicales (51), y una generación dependiendo de las condiciones climáticas tarda de 4 a 5 semanas (10).

### 2.3. Enemigos naturales.

La mosca blanca, tiene sus propios enemigos naturales y para facilitar su estudio se han separado éstos en tres

categorías: Patógenos, Depredadores y Parasitoides.

### 2.3.1. Patógenos.

Varios tipos de hongos son los principales agentes patogénicos de la mosca blanca, su incidencia se ha registrado más comúnmente en los cítricos. Los más frecuentes son: Hongo café de Webber (Aegerita webberi), Hongo amarillo (Aschersonia goldiana), Hongo rojo (Aschersonia aleyrodinis) y Hongo de fleco blanco (Fusarium aleyrodinis Petch). Estos hongos se han notado especialmente en moscas blancas (posiblemente Bemisia tabaci (Genn)) en campos de Nicaragua (49).

### 2.3.2. Depredadores.

Entre los depredadores de Bemisia tabaci se reportan, alimentándose tanto de estados inmaduros como de adultos los siguientes órdenes de insectos: Neuróptera, Hemiptera, Coleóptera, Diptera y entre los Acaros, las familias Phytoseiidae y Stigmaeidae (Cuadro A-2) (50,64).

En El Salvador estudios realizados por Escobar (1983) en la Estación Experimental y de Prácticas La Providencia del Departamento de La Paz sobre "Dinámica de Población y Control Natural de B. tabaci en el Cultivo del Algodonero", se detectaron los siguientes depredadores: Chrysopa sp. (Chrysopidae, Neuróptera), Condylostilus sp. (Dolichopodidae, Diptera) y varias especies de Coccinellidae. La fluctuación de

larvas de Chrysopa sp. se observa en las Figuras A-1 y A-2 siendo un depredador muy consistente en ambos años de estudio (1977-1978) y presentando su mayor población de larvas en el mes de Agosto de ambos años. El índice de población de 1978 fue mayor que en 1977, fenómeno también observado en la población de ninfas de mosca blanca (30).

### 2.3.3. Parasitoides.

La distribución geográfica de Bemisia tabaci comprende todo el globo pero se carece aún de un completo conocimiento de la fauna parasitoide en Centro y Sur América y grandes partes de Asia Central y Oriental (33).

La mayoría de las investigaciones sobre enemigos naturales de B. tabaci han sido conducidos con parasitoides (33), por lo que a continuación se detallan algunos de ellos.

#### 2.3.3.1. Encarsia formosa (Gahan)

Los estudios sobre E. formosa que a continuación se detallan han sido hechos en la mosca blanca Trialeurodes vaporariorum.

Estudios detallados y observaciones referentes a E. formosa indican que los parasitoides de esta especie y otros del mismo género son originarios de América tropical y subtropical (49). Así Parr y Scopes 1972; Stacey, 1975 mencionan que E. formosa es más activa en condiciones cálidas

(68). El rango de hospederos (Cuadro A-3) es muy restringido

(50). E. formosa es un parasitoide muy solitario, en pupas recién emergidas de mosca blanca los períodos de interfase son: Huevo, 4 días; larva, 14 días; pupa, 10 días (en condiciones óptimas) (49).

E. formosa tiene un largo tiempo de desarrollo y pone sus huevos a temperaturas bajas, o no los pone (Burnett, 1949; Madveke, 1979).

Kajita y Van Lenteren (1982) ensayaron la maduración del huevo de E. formosa a diferentes temperaturas y establecieron que el huevo madura bajo temperatura de 10°C (46,87). En un estudio de laboratorio llevado a cabo en Rusia sobre la biología del parasitoide se determinó que el desarrollo de huevo a adulto varió de 17-19 días a 21°C-24°C. La longevidad del adulto hembra fue de 15-30 días (4); sin embargo en estudios realizados por Van Der Laan et al, a una temperatura de 18°C por día y 7°C por la noche determinó el promedio de longevidad el cual fue de 24,7 ± 18,1 días. En estudios realizados por varios autores (Cuadro A-4) se ha establecido la variación en la oviposición, fecundidad y longevidad del parasitoide (87). Según Arakawa la proporción de longevidad de la avispa hembra adulta fue de 36,8 días. Vet (1980) y Vet y Van Lenteren (1981) establecieron que E. formosa pone un promedio de 165,8 huevos durante 20 días a 17°C. Burnett (1949), determinó el potencial total de fecundidad de E. formosa siendo alrededor de 30 huevos siendo tal valor prácticamente constante de 18-27°C. En un ensayo utilizando 6

hembras del parasitoide se determinó que en un período de 36,8 días las avispas depositaron alrededor de 442 huevos (Cuadro A-5). En un experimento se colocaron de 4 a 5 hospederos por avispa hembra. Así se supuso que la abundancia de superparasitoidismo ocurriría y la superoviposición fue inevitable (7).

Arakawa en un experimento conducido con un fotoperíodo de 16 horas luz y 8 horas de oscuridad a  $25 \pm 1^{\circ}\text{C}$  determinó que el porcentaje de sobrevivencia de *E. formosa* varía escasamente con los diferentes estados del hospedero parasitoidizado, pero el período de desarrollo desde huevo hasta la emergencia del adulto de la avispa fue significativamente afectado por el estado del hospedero parasitoidizado. Cuando los huevos fueron depositados en los hospederos jóvenes (1o, 2o y 3er. estadio ninfal) el período de huevos a la emergencia del adulto tomó largo tiempo más que cuando el cuarto estado ninfal fue parasitoidizado (Cuadro A-6) (7).

Las pupas de mosca blanca parasitoidizadas se reconocen por su color negro al final del desarrollo larval del parásito (49).

Watve, especificó las características de parasitoidismo en mosca blanca (Cuadro A-7).

Los trabajos de Gerling indican un comportamiento diferente al descrito por Speyer en el sentido que la oviposición ocurre en ninfas y no en pupas. Stoner señala que todas las hembras nacen en su mayoría de moscas blancas, pero los machos emergen de huevos de lepidópteros, en donde pueden

tener el desarrollo de los huevos fértiles aún en dos días de edad. Butler observó que Encarsia parasitoidiza huevos de gusano bellotero (Heliothis zea) y de falso medidor (Trichoplusia ni) antes de copular (49). Encarsia formosa es una especie deuterotokica. Los machos los cuales son raros se desarrollaron como parasitoides secundarios en larvas hembras de la misma especie (Gerling 1966) así en este estudio los huevos depositados en el hospedero fueron supuestamente hembras porque casi todos los hospedero usados no fueron parasitoidizados (7).

La avispa hembra necesita una fuente de proteína para desarrollar sus huevos esta proteína es obtenida por medio de la alimentación sobre ninfas de mosca blanca. E. formosa prefiere el segundo y el final del cuarto estadio ninfal para esta actividad.

Sin los estadios preferidos para que se realice la relación alimento-hospedero, el parasitoide adulto podría competir por los recursos de los estadios inmaduros del parasitoide, el adulto matará por alimentarse del hospedero, períodos en los cuales es necesario que se desarrollen los estado inmaduros del parasitoide (63).

Los hospederos parasitoidizados por E. formosa continúan desarrollándose por algunos días después de que el huevo es ovipositado (Nechols y Tauber 1977). En este lapso de tiempo la ninfa puede continuar produciendo mielecilla la cual es dañina para plantas y frutas, esto finaliza con la muerte de la ninfa por E. formosa. Por lo tanto la alimentación de E.

formosa por el hospedero es un importante factor de mortalidad (7).

Los efectos de la temperatura en el desarrollo e interacción de ambos, enemigo y parasitoide han sido estudiados (Burnet, 1949, Helgesen y Tauber 1974; Melleron 1940, Stenseth 1971, 1976). Estos estudios describieron los desarrollos en términos de días, porque la temperatura influye diferencialmente en el porcentaje de desarrollo de ambos, mosca blanca y parasitoide y puede afectar el éxito del control (63). La temperatura es importante en la determinación de la actividad voladora y muchos insectos tienen para esta función un umbral de temperatura definido (Taylor 1963) (82).

Según Burnett 1949 y Madueke 1979 demostraron que E. formosa es capaz de volar a temperaturas de 18°C, mientras que fue previamente establecido que el umbral de temperatura para el vuelo fue de 21°C.

En estudios llevados a cabo en un invernadero de Nueva Zelanda, se demostró que E. formosa es capaz de volar a temperaturas bajas de 13°C; siendo capaz de establecerse en plantas infestadas con mosca blanca (87).

E. formosa es capaz de cubrir distancias de por lo menos 10 metros en las migraciones a nuevas plantas infestadas. En pruebas con sólo una pupa de mosca blanca por 28 plantas, E. formosa fue capaz de parasitoidizarla (28).

En otoño E. formosa fue más activa entre las 14 y 16 horas. Pruebas de laboratorio en días largos demostraron baja actividad durante las primeras horas de la mañana (8-10



horas).

El aparente retraso entre la salida del sol y el período más activo para E. formosa puede ser un factor que afecta la eficiencia del parasitoide cuando la longitud del día es corta. Algunos autores (Parr et al, 1976; Hussain et al, 1976) no obstante sugieren que la longitud del día e intensidad de luz son factores importante para la parasitoidización efectiva (82).

En algunos cultivos el control biológico por E. formosa es exitoso (buenos resultados han sido registrados en cultivos de tomate) y en otros no (resultados no exitosos han sido registrados en cultivos de pepino). Esas diferencias de control son el resultado en particular de las distintas superficies de hojas (estructura), particularmente en la pubescencia. Así una posible explicación sugiere que las hembras de E. formosa son impedidas en la búsqueda del hospedero por la pubescencia de la hoja de pepino. El desplazamiento rápido por la superficie de la hoja podría ser de crucial importancia para la eficiencia de la avispa en el control biológico. La avispa es mucho más estorbada por los pelos gruesos y firmes en hojas de pepino por lo cual reduce más su rapidez de caminado y así disminuye su parasitoidización eficiente más drásticamente (Cuadro A-8).

Este efecto es cada vez más fortalecido por el factor de más mielecilla, (una sustancia excretada por las ninfas y adultos de mosca blanca); la cual es más retenida en hojas con pubescencia que en la superficie lisa. En una hoja con gran

cantidad de mielecilla las avispas consumen más tiempo, limpiando su cuerpo, el cual comienza a cubrirse con mielecilla. El tiempo perdido en limpiarse podría reducir cada vez más la parasitoidización eficiente de la avispa (43).

En Dinamarca se han realizado pruebas con el parasitoide E. formosa como un agente de control biológico contra Bemisia tabaci sobre Pascua (una planta ornamental) y se presenta como una estrategia de control para la plaga (83).

#### 2.3.3.2. Encarsia pergandiella (Howart)

Es un autoparasitoide solitario de especies de mosca blanca; las hembras son endoparasitoides de las moscas blancas y los machos son endoparasitoides sobre hembras conspecíficas u otro parasitoide primario (42,44).

E. pergandiella ha sido evaluada por su potencial para el control de la mosca blanca del invernadero [T. vaporariorum (Westwood)] a temperaturas frías (Vet y Van Lenteren 1981).

No obstante que el desarrollo de E. pergandiella es más corto que la especie telitokia, E. formosa (Gahan) a una temperatura de 17°C (Vet y Van Lenteren, 1981), la necesaria asignación de algunos de sus recursos reproductivos para los machos ha sido considerado como una desventaja relativa en relación con E. formosa. Debido a que los macho pueden ser producidos y desarrollados únicamente a expensas de parasitoides hembra disponibles como hospederos, es también importante considerar si una sola liberación de hembras

apareadas dentro del invernadero y lograr un establecimiento de E. pergandiella que controle la mosca blanca o si debieran disponerse varias liberaciones. En un experimento se desarrolló el macho de E. pergandiella a 24°C en condiciones de laboratorio, usando diferentes estados inmaduros de las hembras del parasitoide incluido dentro de la cutícula de T. vaporariorum como hospedero. Hembras adultas no apareadas del parasitoide fueron confinadas individualmente en hojas con plantas con ninfas alojando larvas de parasitoides de una edad de 5 días (del comienzo al final del 3er. estadio larval) de 7 días (desde finales del 3er. estadio larval hasta prepupa), o de 9 días (pupa), como hospedero. En un tratamiento de control los hospederos fueron dejados intactos para un completo desarrollo sin exponerlos a adultos hembras no apareadas; registrándose la emergencia subsecuente de machos y hembras en todos los tratamientos. El tiempo de desarrollo de los machos fue de 15 ± 1 día en el tratamiento de 9 días y de 16 ± 1 día en el tratamiento de 7 días.

La proporción de emergencia de parasitoides en el tratamiento de 5 días no fue significativamente diferente al tratamiento de control.

Los datos sugieren que la capacidad de colonización de E. pergandiella en invernadero sea probablemente limitada por el retraso de 7-9 días entre la oviposición de huevos que dan origen a hembras y la capacidad de éstas hembras para ovipositar huevos que den origen a machos.

Debido a que el tiempo de desarrollo de los dos sexos es

similar este retraso podría causar una diferencia de sincronía en la emergencia.

La duración del retraso entre la oviposición de las hembras colonizadoras y el apareamiento de las hembras de la primera generación (F1) debería ser relacionado con:

a) Tiempo que le toma a una hembra madura desde el estado de huevo hasta el estadio en el cual este apta para ser parasitada, y la duración del desarrollo de

b) machos

c) hembras (44).

En 1976 profesores del Departamento de Parasitología de la Facultad de Ciencias Agronómicas y del Departamento de Ciencias y Humanidades de la Universidad de El Salvador (81), trabajando en investigación en el cultivo del algodón, detectaron nuevos parasitoides de Bomigia tabaci en la Estación Experimental y de Práctica "La Providencia" del Departamento de La Paz, se trató de Encarsia pergandiella How y Encarsia quantancei how, identificados por el Dr. Gordon Gordh de U.S.D.A.. Posteriormente, otro miembro docente del mismo departamento de Protección Vegetal (30), ya citado realizó una investigación en el mismo lugar durante los años 1977-1978; encontrando nuevamente las dos especies de parasitoides del género Encarsia spp. que habían sido registrados en 1976. En dicho estudio las ninfas de mosca blanca parasitoidizadas por Encarsia spp. se detectaron inicialmente en la segunda quincena de agosto, su presencia se mantuvo hasta finales del ciclo vegetativo del algodón. El

máximo nivel de parasitoidismo registrado fue de 44.4% y 32.98% en 1977 y en 1978 respectivamente; ocurrieron en los meses de septiembre y octubre de tales años (Cuadro A-9; Fig. A-1 y A-2).

#### 2.3.3.3. Encarsia lutea (Masi).

Encarsia lutea fue descrita como Prospaltella lutea de dos especímenes hembra encontrados en una "Cochinilla" sobre Citrus salvafolius colectado en Portici, Italia. Mercet (citado por Ferriere 1965) describió el macho de un espécimen colectado en España. Se tiene el nombre de E. lutea desde que fue descrito por Gómez-Menor (1944), Ferriere (1965) y Viggiane y Mazzone (1980). Encarsia lutea es la especie típica de un grupo de Encarsia spp. caracterizada por la estructura de las antenas del macho (Viggiane y Mazzone 1980).

Algunos aspectos de la biología y ecología de Encarsia lutea han sido estudiados. Gerling, Foltyn y Horowitz (en Israel 1982) y Foltyn y Gerling (Israel 1984) establecieron que E. lutea prefiere el tercero y cuarto estadio de Bemisia tabaci para la oviposición, y que el primero y segundo estadio no fueron aprovechados bajo circunstancias normales (50).

Gerling y Foltyn (1987), demostraron que la duración de huevo a adulto es de 13-18 días en hembras y de 14-15 días en machos (34).

La duración del desarrollo de las hembras a 25°C fue de 17 días y los machos desarrollaron en un período mayor de 2

días que las hembras.

Sus observaciones demostraron que E. lutea pondría más de un huevo en el mismo hospedero hasta cuando otro hospedero sin parasitar estuviese disponible (50).

Se conoce también algo de la biología de Prospaltella lutea (Encarsia lutea) criada de ninfas de Bemisia tabaci en hojas de camote. Los huevos se colocaron en el segundo o tercer estadio ninfal o en la pupa. A 15 y 28°C, el huevo y todos los estadios ninfales durarán 25,6 y 8,8 días, respectivamente, para machos y 26 y 8,9 días para hembra.

El estadio de pupa promedio 14,8 y 5,7 días para machos y 16,1 y 6,2 días para hembras. Los estadios adultos promediaron 21 y 5,8 días para machos y 3,7 y 8,3 días para hembras. La mayor longevidad (6,3 días para machos y 8,8 días para hembras) ocurrió en individuos alimentados con miel y agua. El estado pupal del parasitoide puede ser almacenado por 37 días a 9°C (con 35% de mortalidad), pero hubo evidencia de que el período de almacenamiento podría ser extendido a 117 días bajo condiciones de laboratorio, lo cual facilitaría la liberación simultánea de grandes cantidades de parasitoides para el control de Bemisia tabaci (3).

Gerling, Motro y Horowitz (1980) establecieron que Encarsia lutea fue un enemigo natural importante de Bemisia tabaci en el cultivo de algodón en la planicie costera de Israel pero ellos también establecieron que el porcentaje de parasitoidismo no se elevó con el incremento de la población de mosca blanca. Horowitz, Motro y Gerling (1981) realizaron

similares observaciones durante el verano de 1977-78 (50).

#### 2.3.3.4. Encarsia deserti

Esta especie comprende a parasitoides originarios del sur de E.U.. El presente material proviene de Poston, Arizona, mientras el material discutido por Gerling (1967) es proveniente de localidades de Indio y Westmoreland en California. En adición, él también hizo un resumen general de los parasitoides que fueron establecidos en Coachella y el Valle Imperial de California y el Condado de Yuma en Arizona.

E. deserti fué descrita por 10 hembras y siete machos en Bemisia tabaci en la Universidad de Tel Aviv. Estos fueron descendientes de E. deserti que fué revisada en una típica localidad, Poston, Arizona, E.U. en Bemisia tabaci sobre algodón. El holotipo hembra, allotipo macho y algunos paratipos están montados en medio PERMOUNT y están depositados en el Departamento de Entomología de la Universidad de Tel Aviv.

E. deserti un parasitoide de Bemisia tabaci Genn. semejante a E. formosa Gahan, con la diferencia que tiene una mancha en la cabeza y tórax, es pequeña y biparental. Esta especie fué establecida en la zona meridional de California parasitoidizando a Bemisia tabaci y fué introducida a Israel para el control de la plaga. Gerling (1967) establece que ésta especie tiene una mancha mas clara en la cabeza y en el tórax en comparación con la especie Encarsia formosa Gahan su ninfa no melaniza la pupa de T. vaporariorum (Westwood). En este

estudio no se contempló la biología y morfología, y la posibilidad de comenzar a separar estas especies fué solamente mencionada.

Además fué asumido que todos los machos oscuros pertenecían a esta especie. Con la asistencia del Dr. George Butler a través de varios estudios sobre parasitoides en Israel demostró que ésta especie no es una forma de E. formosa (35).

#### 2.3.3.5. Encarsia tabacivora

Esta especie fué descrita de especímenes encontrados en Honduras y Florida (Estados Unidos). El Dr. Ronald D. Cave (en consulta por correspondencia), explica que ésta especie se conoce por el ala anterior, cabeza y pronoto de la hembra no son negros (aunque la cabeza a veces puede ser oscura, pero nunca el pronoto) y el ovipositor corto, igual a la longitud de la metatibia.

El Dr. Tomas G. Zoebisch (en consulta por correspondencia) menciona que el Dr. Fred Bennett de la Universidad de Florida en Gainesville, identificó en la zona Sur de Honduras, en cultivo de melón los siguientes parasitoides de mosca blanca : Encarsia tabacivora, Encarsia transvena, Encarsia negricephala y Eretmocerus californicus .

#### 2.3.3.6. Eretmocerus mundus Mercet

Esta especie fué descrita de especímenes encontrados en



Italia y España sobre especies de Aleyrodis. Ferriere (1965) estableció un sinónimo de este parasitoide nombrándolo Eretmocerus corni Masi y dió una distribución como sigue: Algerlo, Italia, España y toda la región del Mediterráneo. Viggiani y Bettaglia (1983) reportan que E. mundus es un parasitoide muy activo en Bemisia tabaci en la región Paleártica. Así también ha sido registrado en Egipto, Grecia, Illinois (E.U.) y varios lugares de Sudán (Cuadro A-10).

Foltyn y Gerling (1985), Gameel (1969), Hafez et al (1983), Sharaf (1982) hicieron estudios sobre la biología de E. mundus. Los huevos pueden ser puestos en los cuatro estadios ninfales, pero no en la pupa; siendo de mayor preferencia el segundo y tercer estadio ninfal. Cuando la hembra comienza a ovipositar, colocándose en un ángulo de 90° al hospedero, con las alas abiertas e insertando el ovipositor bajo la ninfa de la mosca blanca. Los huevos son puestos cerca del punto de inserción de la proboscis de la mosca blanca dentro de la hoja. Después de la oviposición la hembra aparentemente marca al hospedero mientras lo golpea con sus patas.

Los huevos solamente son incubados en el cuarto estadio o pupa. Después de ser incubados, el primer estadio del parasitoide perfora el hospedero y se desarrolla internamente. La ninfa parasitoidizada comienza a hincharse, y la pupa comienza a tornarse de un color pardo y es mas pequeña que la no parasitoidizada. La pupación de la avispa se desarrolla dentro del hospedero emergiendo luego el adulto por medio de

un agujero semicircular en la parte anterior dorsal del hospedero.

E. mundus acepta todos los estadios ninfales de Bemisia tabaci para la oviposición cuando ellos no tienen que escoger, excepto para el cuarto estadio tardío de ninfa (pupa). La avispa prefiere ovipositar bajo los estadios 2 y 3 y puede discriminar entre hospederos parasitoidizados y no parasitoidizados evitando así el superparasitismo (50).

E. mundus distingue casi todos los hospederos parasitoidizados de los no parasitoidizados y se abstienen de no poner sus huevos en el hospedero parasitoidizado. La discriminación es efectuada después de ser tocada con las antenas. Aunque en la mayoría de casos un huevo es depositado por hospedero; en algunos casos cuando son puestos dos huevos, solamente el segundo es incubado y por consiguiente en todos los casos un parasitoide emerge en cada pupa. Bajo condiciones de laboratorio de 18°C, una hembra apareada deposita 15 huevos en toda su vida; bajo condiciones de 30°C una hembra copulada oviposita 48 huevos y una hembra sin aparearse 42 huevos. A 30°C el Período total de desarrollo es de 18 días, a 12°C, 35 días. Ambos sexos pueden copular pocas horas después de emergidas. Existe reproducción partenogenética de ambos sexos. El porcentaje de hembras en la progenie de hembras apareadas alcanza un promedio de 81,4%, la progenie de hembras vírgenes promedia solamente 36%. Los parasitoides adultos viven un máximo de 5 días en condiciones ambientales (25.6°C) cuando se les provee agua y mielecilla (50).

En Febrero y Marzo de 1984, Gerling (1985) realizó una investigación de parasitoides de Bemisia tabaci en yuca como principal hospedero en Kenia y Malawi, determinando que casi todas las muestras contenían Eretmocerus mundus. La cantidad de parasitoides mostraba una tendencia ascendente en respuesta al incremento de la densidad de Bemisia tabaci (23).

#### 2.3.3.7. Eretmocerus californicus

Se encuentra distribuido a través del Sur-Este de los Estados Unidos, sur de Africa y Brasil. Se adapta bien en condiciones de cría en invernaderos. Las hembras depositan sus huevos sobre la superficie de la hoja. E. californicus acepta todos los estadios ninfales, pero prefiere el 2º y 3er. estadio. Después de nacer la larva eventualmente penetra en el hospedero para completar su desarrollo como un endoparásitoide. El desarrollo requiere de 18-24 días a 25°C. Los adultos son similares a Encarsia trasvena. Las hembras ponen de 5-6 huevos por día durante la primera semana después de la emergencia, después de la cual la oviposición va disminuyendo. E. californicus también se alimenta del hospedero, causando una mortalidad adicional, ambos sexos se desarrollan como parasitoides primarios (64).

#### 2.3.3.8. Eretmocerus serius

Es un parasitoide primario que se cría sobre varias

moscas blancas en Indomalaya y Malaya. Su ciclo es de 23 a 40 días en el verano, dependiendo del hospedero. Oviposita en cualquier estadio ninfal, aunque prefiere las ninfas de muda tardía y las pupas que se encuentran en las hojas expuestas al sol y protegidas del viento (Desmidt, 1966).

Los imagos salen solo de pupas. Las hembras depositan 200 huevos en 7 a 10 días. La relación de sexo es de dos hembras a un macho. Los huevos son ovipositados ventralmente entre el hospedero y la superficie foliar. El primero y segundo estadio larval son ectoparasitoides, penetrando a la pupa un poco antes de que ocurra la segunda muda después de la cual, el desarrollo a madurez es muy rápido. El lugar de entrada a la pupa se reconoce fácilmente por la mancha café claro en el integumento ventral oscuro de Aleurocanthus sp. (49).

El adulto emerge de la región dorsal anterior de la pupa, a través de un orificio circular u oval, en vez de la rotura de "T" típica de la mosca blanca adulta (9,45,49).

#### 2.3.3.9. Prospaltella clypealis

Es otro parasitoide de Bemisia tabaci, muy abundante en la India. La vida del adulto es de cuatro a seis semanas. La oviposición predominante es partenogénica, pues la relación de sexo es de siete hembras a un macho. Las larvas macho son hiperparasitoides en larvas y pupas hembra. Los huevos son insertados con el ovipositor en el dorso del hospedero (49).

Los parasitoides antes mencionados han sido estudiados en

varios aspectos característicos de su biología, pero existen otros parasitoides que solamente figuran en listados (Cuadro A-10) (50).

#### 2.4. Enfoque del control biológico dentro del manejo integrado

Dentro de las herramientas para el control de plagas especialmente Bemisia tabaci, se puede disponer del control biológico a través de sus enemigos naturales, entre los cuales se consideran a los depredadores y parasitoides; además de algunos posibles patógenos.

Los depredadores son móviles en estadios larvales y adultos, siendo a menudo activos en la noche, por lo que no pueden ser asociados de inmediato con un huésped particular, y su papel y valor son dificultosos de establecer. Consecuentemente, muy poco es conocido acerca de su posible uso como agentes de control (33).

Entre los enemigos naturales de B. tabaci se consideran de manera especial a los parasitoides; quienes a nivel de muestreos de campo con el objetivo de cuantificar frecuencia y porcentaje de parasitismo; han demostrado ser de mayor utilidad, como es el caso de Encarsia formosa que ha sido reportada como un agente efectivo de control en muchos casos (63).

Para el control biológico es necesario tener alguna indicación de que papel juegan los enemigos naturales en la regulación de la población en su habitat indígena (Cock, 1986)

(23). Por lo tanto de las 11 especies de parasitoides de B. tabaci que han sido obtenidos en Pakistan, Gerling concluye que es tiempo de encontrar afinidades biológicas y ecológicas de esas 11 especies no estudiadas (33,39).

El desarrollo de métodos de control biológico surgió debido a la ineficiencia de los controles químicos los cuales interrumpen el control biológico de otras plagas (64,85). El subsecuente desarrollo de la infestación de B. tabaci es también influenciado por el control de tácticas adoptadas contra otras plagas; así en el ecosistema del algodón, insecticidas no selectivos usados contra el gusano rosado de la bellota pueden tener un efecto de detrimento sobre los enemigos naturales de B. tabaci (54). El problema del uso de insecticidas y su efecto sobre el parásito puede ser enfrentado a través de la selección de pesticidas apropiados y por el cuidado de escoger el método de aplicación (33).

La preferencia de ninfas por la superficie de las hojas de los cultivos vegetales no únicamente protege a éstos de los cambios extremos del microclima, sino también de los insecticidas asperjados por encima de las hojas (Joyce, 1955). Así las aspersiones de productos usualmente resultan en una pobre penetración en el follaje, por lo que únicamente insecticidas con un efecto traslaminar son adecuados para afectar las ninfas (54). Algunos estudios hechos que examinan el impacto relativo de un insecticida sobre los enemigos naturales, así como sobre la plaga por Watson, Hopper y Tipton (1982) y Shires, Murray y Sadig (1983) refiriéndose a

la aplicación de Chlorfen Vinphos (Birlane) anotaron que altos niveles de parasitismo por Eretmocerus spp. y Encarsia spp. no fueron afectados. Similarmente Amitraz ha sido recomendado para el control de B. tabaci ya que es poco o no activo contra depredadores de las ordenes Coleóptera, Neuróptera y Heteróptera (Peregrine, 1983) (23). El uso de piretroides con relativa poca persistencia son particularmente adecuados para un programa de control integrado (Kowalska, Szczepanska y Bartkowiak, 1981) (68).

Van Lentere (1983) discutió el potencial de los parasitoides para el control de pestes y enunció algunas situaciones cuando el control biológico tal vez no es necesario o es imposible. Esto incluye situaciones donde la planta del cultivo escapó al daño por la peste, condiciones de cero tolerancia y transmisión de virus, condiciones climáticas no favorables, la pérdida o escasez de insecticidas selectivos a enemigos naturales propios y el hecho que algunos cultivos pueden ser tan buenas plantas huéspedes para una especie plaga que el desarrollo de la población de la plaga es demasiado rápido para que el parásito gane control.

La selección de insecticidas apropiados tales como Pirimorfinas de hormona juvenil o jabones insecticidas pueden minimizar daños causado por el veneno. También la aplicación de materiales solamente sobre algunas plantas o parte de la planta usando métodos específicos como aplicaciones de áreas, puede dejar porcentajes de parasitismo inafectados (33).

En un estudio de efectos de insecticidas en el

parasitismo de Trialeurodes vaporariorum por E. formosa, se llegó a la conclusión de que depósitos de  $27,6 \times 10^{-7}$  ml/cm<sup>2</sup> de Pynosect 30 ULV en pequeñas gotas (de diámetro 100  $\mu$ m) son menos nocivos para la actividad del parásito (68). Similarmente estudiando los efectos de un jabón insecticida producido por la casa comercial "Safer Agro-Chem Ltd.", en Canadá, se determinó que si se usa una concentración al 0,5%, el jabón insecticida controlaría efectivamente la población de mosca blanca con un pequeño efecto sobre adultos de E. formosa (69).

Otros estudios indicaron que el control químico no afectó a los parásitos introducidos tres semanas después del tratamiento (67).

El uso de cobertura de plástico transparente del cultivo son efectivos en la reducción del número de moscas blancas en cultivos de pepino, y la demora en el rociado de insecticidas hasta el estado de floración conservó la cantidad de varios enemigos naturales (1).

El control químico de la mosca blanca tiene varias desventajas: los huevos de la plaga son altamente resistentes a casi todos los insecticidas (Harris, 1974) y los períodos "larvales" y pupales son mucho menos sensitivos que los adultos (French et al, 1973). Esta variación en la tolerancia de los diferentes períodos de crecimiento acoplado con la reproducción partenogénica de la mosca blanca necesita aspersiones frecuentes durante la estación de crecimiento (69).

La mosca blanca ha demostrado que rápidamente desarrolla



resistencia a la mayoría de compuestos de fósforo y Cloro-orgánicos, tales como BHC y Malathion (Harris, 1974). El tratamiento químico puede también implicar problemas de fitotoxicidad, riesgos ambientales y costos (67,69).

En vista a la escasez de otros métodos de control, la introducción de especies adicionales de parasitoides parece importante, debido a la gran reserva de enemigos naturales que están disponibles y por su aparente adaptación a diferentes ecoclimas que pueden permitirle ocupar diversos nichos inhabitados de huéspedes. De las especies estudiadas podrían ser probadas algunas en varios países y bajo diversas condiciones, como agentes de control de B. tabaci y sus afinidades biológicas y ecológicas deberían ser determinadas.

En consecuencia es posible disponer de una fauna parasitoide para mantener bajo control a B. tabaci en sus hábitos naturales y del todo en sus sistemas agrícolas (33).

En estudios ecológicos sobre parásitos de B. tabaci en Egipto en cultivos sin aspersion de insecticidas se determinó que el parasitismo en algodón varió del 22 al 74% en mayo-octubre de 1978; en soya del 20-65% de mayo-septiembre y en tomate para todo el año y hasta abril de 1979, se reportó arriba del 50% de parasitación con 78% en mayo 1979 (2).

En plantaciones de algodón en California en 1982 y 1983, las poblaciones de ninfas de B. tabaci estuvieron sujetas a poco parasitismo por Eretmocerus spp. en la primera mitad de la temporada pero el parasitismo se incrementó a cerca del 70% en la segunda mitad de la temporada (11).

Los cálculos numéricos de la mortalidad de enemigos naturales son pocos y difíciles de interpretar porque las proporciones fluctúan sobre la temporada y entre estadios. De este modo, antes de la rutina de riego en la Gezira (Israel), Cowlan (1935) obtuvo emergencias de muestras de 200 hojas de algodón oscilando entre 2263 moscas blancas y 708 parásitos (24% de parasitismo) y de 7 moscas blancas y 37 parásitos (84% de parasitismo), mientras que Jayce (1955) notó que el parasitismo fué bajo (5-10%) cuando se usaron aspersiones de DDT, siendo más susceptibles (90-100%) las ninfas parasitadas en su último estadio.

Como se vé, se cree que los insecticidas han reducido los parásitos severamente en cultivos de algodón, pero Gerling et al (1980) sugiere que ni las moscas blancas ni los parásitos son eliminados por completo (24).

En la URSS se realizó un detallado análisis de la efectividad del parasitoide Encarsia spp. y el hongo Verticillium para el control de B. tabaci en pepino de invernadero, comparado con las medidas químicas normalmente empleadas. Las producciones de pepino se incrementaron en 17,3% y 14,0% con el uso de Encarsia y Verticillium, respectivamente y los costos de producción se redujeron en 16,7% y 13,4% (22).

El control biológico sucesivo de T. vaporariorum y B. tabaci sobre "Pascua" en invernaderos de la República Federal de Alemania usando el parasitoide E. formosa en 1988, proporcionó un costo de 0,054 marcos/planta, comparado con

0.074 marcos/planta, para el control químico en 1987 (5).

Entre otras alternativas de control se cuenta con el uso de trampas de platos amarillos en cultivos de tomate, lo cual es eficaz para el control de mosca blanca y minador de la hoja (Liriomyza bryoniae); mientras que el parasitoide E. formosa no es afectado, indicando la completa compatibilidad de atracción de colores y control biológico (86).

El uso de E. formosa y trampas amarillas pegajosas contra T. vaporariorum en Ajerja y Tomate fué ensayado en 216 m<sup>2</sup> de invernadero en Austria; llegando a obtener una captura alta y un incremento del parasitoidismo resultando una clara reducción en la infestación por lo que el uso de tratamiento químico contra la plaga no fué necesario (13).

En Israel se evaluó una combinación de control físico (filtrado de aire) y químico (Piretroides) para el control de B. tabaci en tomate sembrado en invernadero, llegándose a disminuir la población del insecto plaga, siendo imperceptible el número de plantas infestadas con el virus amarillo del tomate, comparado con un invernadero donde solamente se aplicó control químico (12).

Para el control biológico de mosca blanca es muy posible que los resultados del control biológico puede ser aumentado usando variedades de plantas hospederas con menos pubescencia en las hojas (43).

Cultivadores de tomate en invernadero en Bélgica usando E. formosa pueden usar Bacillus thuringiensis Berliner para matar larvas de Noctuidae y puede usar Pirimicarb para

erradicar afidos (86).

En una investigación evaluando la efectividad de los policultivos tomate-frijol se determinó que se logra reducir el daño por los insectos plagas, sobre todo la mosca blanca, el complejo de gusanos del fruto, minadores de la hoja y también en las enfermedades, siendo más afectado el monocultivo (40).

En Brasil se ha considerado el manejo integrado de plagas de tomate y entre las plagas de mayor importancia se incluyen a B. tabaci y otras. Los enemigos naturales de mayor importancia han sido determinados y su potencial para control biológico ha sido discutido y también se ha considerado el uso de insecticidas y otras tácticas auxiliares (37).

Dentro del manejo integrado de B. tabaci se puede incluir el uso de variedades resistentes, ciertas prácticas agronómicas y culturales, vigilancia y monitoreo regular, control biológico y la cuidadosa aplicación de insecticidas seguros y selectivos para conservar los enemigos naturales (70).

Con el propósito de minimizar la aplicación de pesticidas y crear un medio ambiente favorable para el desarrollo de los enemigos naturales son necesarios estudios para : (a) determinar tablas de vida (diferentes regiones) para evaluar la acción de los enemigos naturales existentes e indicar cual de las especies adicionales podrían ser más deseable; (b) conducir estudios comparativos en algodón y hospederos alternativos particularmente cultivos y malezas que se desarrollan a los alrededores para evaluar la importancia de

estas otras plantas como fuentes de infestación de mosca blanca y parásitos; (c) realizar investigaciones de mosca blanca en áreas climáticamente adecuadas en Asia sobre algodón y otros huéspedes de importancia para la búsqueda de enemigos naturales adicionales efectivos, los cuales pueden ser activos en el cultivo y sus alrededores; (d) aclarar los factores de la preferencia de hospederos y plantas hospederas por parte de enemigos naturales apropiados, teniendo presente que la taxonomía formal puede ocultar las especies crípticas o razas las cuales presentan mayor especificidad para sus hospederos específicos que lo que sus nombres sugieren; (e) considerar vigilancia constante de colonización y post-colonización de otras introducciones (23, 24).

#### 2.5. Multiplicación

La cría de parasitoides de mosca blanca ha sido realizada y descrita en varios países.

Encarsia formosa es un parásito de mosca blanca que fué colectado inicialmente en los Estados Unidos, su importancia como agente de control de Trialeurodes vaporariorum fué descubierta en Inglaterra por Speyer (26). En 1926 un jardinero en Hertfordshire, Inglaterra informó que las ninfas de mosca blanca desarrollaban coloraciones anormales (negro). El envió estas ninfas negras a la Estación de Investigación de Cheshunt para la identificación, en donde se estableció que las ninfas habían sido parasitadas por E. formosa. En la

Estación de Investigación se crió y liberó el parasitoide a los cultivadores de 1929 hasta 1940, donde el uso de DDT finalizó la práctica. No obstante el uso de E. formosa resurgió en 1970 en dicho país (88).

Scopes y Biggerstaff (79), mencionan a E. formosa como un parasitoide efectivo contra la mosca blanca de vivero (Trialeurodes vaporariorum), y hasta 1953 fué criada en grandes cantidades y distribuídas en hojas de tomate a cultivadores de vivero en Gran Bretaña y Canadá, a pesar de que para ese tiempo no había sido desarrollado un sistema de uso racional. El desarrollo de insecticidas eficientes redujo drásticamente la demanda de el parasitoide; pero el interés ha sido renovado recientemente.

En 1967 Parr demostró los beneficios de introducir pequeñas cantidades de E. formosa en tomate. Un plan de control biológico de mosca blanca fué usado exitosamente en pepino en 1969 (Parr, 1970) y ha sido evaluado comercialmente durante 1970 y 1971. El costo de producción de este parasitoide ha sido estimado (Scopes 1969) y Scopes y Biggerstoff, describen los detalles prácticos referentes a sus producción, almacenaje y uso subsecuente (79). Su uso en relación a control químico de plagas ha sido discutido en otros lugares (Belevski 1964; McClanahan 1970; Speyer 1929; Speyer y Parr 1947).

Existen tres métodos de producción del parasitoide E. formosa, uno es sofisticado y preciso para producir altas cantidades y otros son de menores recursos necesarios, son

quizas más adaptables para producir menores cantidades (36).

En Europa Occidental, se ha controlado de manera satisfactoria la mosca blanca de los invernaderos (T. vaporariorum) por medio del parasitoide E. formosa (27).

Durante 1969-1974, se evaluaron comercialmente diferentes métodos usando el parasitoide E. formosa para el control de la infestación de mosca blanca en tomate en invernadero. El control más efectivo fué registrado por el Instituto de Investigaciones de Cultivos de Invernadero de Inglaterra programando el momento de la introducción del parasitoide en cantidades totalizando 120 000 parasitoides por hectárea (48 000 por acre) siguiendo un pre-establecimiento de la plaga en todas partes del cultivo. Otros métodos, incluyendo la introducción regular de el parasitoide después de plantado el cultivo en anticipación de la infestación de la mosca blanca o iniciando cuando las primeras moscas blancas aparecen en el cultivo, han sido también descritas (67).

Cuando la luz es de pobres condiciones inhibe el movimiento de parasitoide reduciendo su capacidad; aunque los parasitoides puedan localizar las ninfas de mosca blanca esparcidas y distribuidas en todas parte del cultivo (Parr et al 1976). Las observaciones realizadas en "El Instituto de Investigaciones de Cultivos de Invernadero", de Inglaterra sugieren que este movimiento es estimulado por la luz brillante del sol, la cual puede no coincidir con la introducción de el parasitoide.

La producción de plantas conteniendo ninfas

parasitodizadas por E. formosa y su uso en el control de mosca blanca del invernadero en el cultivo de tomate, se logró establecer una exitosa interacción mosca blanca-parasitoide en relación a T. vaporariorum, cuando se introduce sobre cultivo comercial de tomate en cantidades de 50 a 89 plantas por hectárea. Cada planta produce alrededor de 8000 parasitoides bajo un período mínimo de ocho semanas (85).

En los países donde se usa el control biológico de la mosca blanca, también se usa, la introducción de la peste. Woctz (1978) menciona que a los cultivadores no les agrada introducir la plaga en su cosecha. Como otro aspecto él señala que aproximadamente todos los cultivadores obtienen plantas con algunas moscas blancas en ellas. Así que en todos los casos de infestación no tienen que ser introducida artificialmente. Una vez que la Mosca Blanca ha sido descubierta; se realizan introducciones de al menos dos parasitoides por planta con intervalos de dos semanas. En la mayoría de países una introducción completa del parasitoide sobre el invernadero, es recomendada, ya que la capacidad de búsqueda del parasitoide es buena (28).

En el uso combinado de platos amarillos y E. formosa para el control de la mosca blanca, se llevó a cabo la liberación de parasitoides en disco colgante, conteniendo cada uno  $\pm$  110 ninfas de mosca blanca parasitoidizadas. Un total de 40 discos fueron introducidos, resultando un número aproximado de 4,400 parasitoides. Esto correspondió al número de parasitoides recomendados para el control de mosca blanca en



Nueva Zelandia (Woets 1978)..

Se confirmó que las moscas blancas fueron fuertemente atraídas a los platos amarillos, mientras que el parasitoide E. formosa no fué atraído, lográndose obtener un máximo del 90% de parasitoidismo, indicando la completa compactibilidad del uso de atracción de colores y control biológico (86).

### 3. MATERIALES Y METODOS

#### 3.1. Recolección de información

Para iniciar el método de reproducción de parasitoides se buscó bibliografía relacionada con trabajos similares realizados en otros lugares, dentro y fuera del país. La búsqueda de información se inició en las principales bibliotecas agrícolas del país; lo cual evidenció que en nuestro medio prácticamente no existía la información necesaria para la realización de este trabajo; razón por la cual se inicio una búsqueda de información procedente de otros países, escribiendo a diferentes direcciones de personas e instituciones relacionadas con la investigación en control biológico preferentemente enfocado a moscas blancas. Así fué posible recibir respuestas que implicaron artículos selectos y direcciones más específicas de otras personas quienes a su vez colaboraron desinteresadamente; lo cual fué de trascendental importancia ya que así se amplió el banco de la información sobre el tema de este trabajo del que ahora se dispone en la Facultad de Ciencias Agronómicas de la Universidad de El Salvador.

#### 3.2. Fase de campo: información preliminar

Esta fase consistió en un muestreo preliminar para verificar la presencia de la plaga (Bemisia tabaci), así como

sus parasitoides, diversidad y porcentaje de parasitismo existente, en cada una de las zonas muestreadas. Al mismo tiempo se eligió la especie de parasitoide de mayor abundancia para su reproducción a nivel de jaula e invernadero.

Los muestreos se iniciaron en el Campo Experimental y de Prácticas La Providencia de la Universidad de El Salvador, Facultad de Ciencias Agronómicas; ubicado a una altura de 50 msnm en la comprensión del cantón Tecualhuya, Jurisdicción de San Luis Talpa en el Departamento de La Paz. El clima de dicho lugar se caracteriza por tener una precipitación anual de 1727 mm un promedio anual de humedad relativa de 80% y una temperatura promedio anual de 26°C (20).

En esta zona se muestreo un área de 2 Ha. de algodón (var. Stoneville), ubicadas en el lote el mango, además se sembró un área de 0,055 Ha. de frijol (var. Rojo de Seda) y tomate (var. Santo Cruz) respectivamente ubicado en el lote de la bomba (Fig. 1), para coleccionar material biológico de parasitoides. De tales cultivos no se dispuso de información acerca de su fecha de siembra en algodón y soya.

Los muestreos se iniciaron a partir del 15 de octubre de 1990, con intervalos de quince días cada uno, finalizando el primero de Enero de 1991 para el algodón, continuando con los cultivos sembrados de frijol y tomate y finalizando en un área de 0,040 Ha. sembradas de Soya el cual se encontraba en la etapa fisiológica de llenado de vainas, caracterizándose por presentar altas poblaciones de mosca blanca, así como también de parasitoide, la cual fué de primordial importancia para

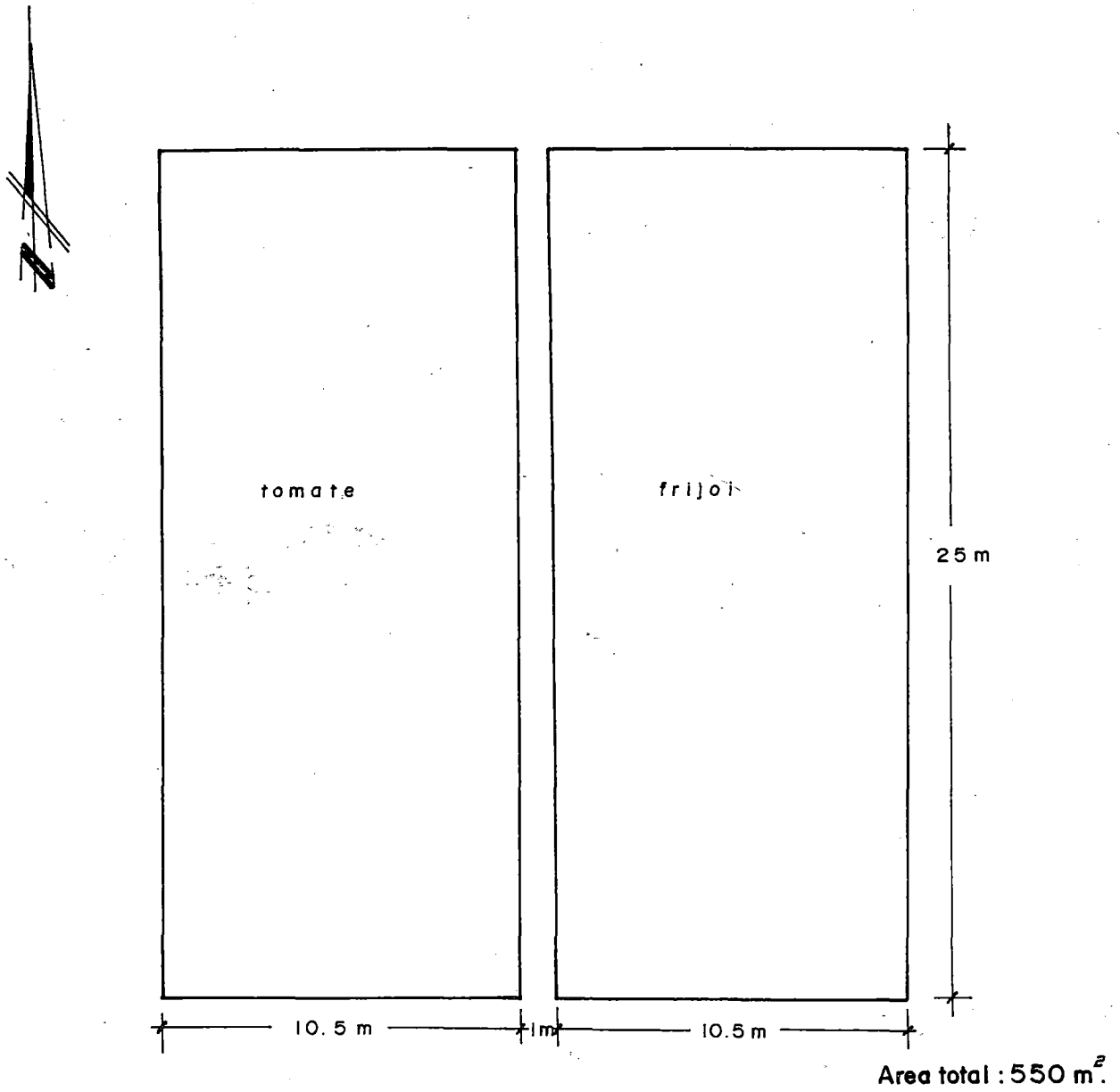


Fig. 1 Plano de distribución de parcelas sembradas de frijol y tomate en la Estación Experimental y de Practicas de la Facultad de Ciencias Agronómicas, UES. (1990-1991).

iniciar la reproducción de parasitoides a nivel de jaula e invernadero.

La siembra y trasplante de frijol y tomate respectivamente, se realizó el 20 de noviembre de 1990, continuando con una fertilización de fórmula 16-20-0 a razón de 440 Kg/Ha, 15 días después de siembra y trasplante de los cultivos mencionados. Un mes después de la fertilización, se realizó una segunda fertilización con Sulfato de Amonio a razón de 440 Kg/Ha en ambos cultivos.

La preparación del terreno se realizó con maquinaria, para luego proceder a la siembra del frijol, para la cual se utilizaron distanciamientos de 0,60 mts entre surco y 0,20 mts entre planta colocando 2 semillas por postura. Para el trasplante de tomate se utilizaron distanciamientos de 1.0 mts entre surco y 0,50 mts entre planta, colocando 2 plantas por postura.

La segunda zona muestreada comprendió el Valle de Zapotitán ubicado a 460 msnm, Jurisdicción de Ciudad Arce en el Departamento de La Libertad, cuyo clima se caracteriza por tener una precipitación promedio anual de 1701 mm, un promedio anual de H.R. de 76% y una temperatura promedio anual de 23.80°C (20).

Los cultivos muestreados en esta zona fueron de tomate y frijol (var. Rojo de Seda y ejote) en áreas de 2.5 Ha, 2.0 Ha y 0.01 Ha respectivamente, las cuales pertenecían a agricultores de la zona. De tales cultivos no se dispuso de información acerca de la fecha de siembra.

El tamaño de la muestra para cada una de las zonas muestreadas fué de 50 hojas por cultivo, la cual fué tomada al azar de las diferentes estratos de la planta.

El material colectado fué colocado en bolsas plásticas y éstas a su vez en bolsas de papel kraft, para ser llevado al laboratorio en hieleras.

Posteriormente el material colectado, se confinó en jaulas de recuperación de adultos (Fig. 2 y 3); determinando el porcentaje de parasitoidismo natural, utilizando una fórmula tradicional y sencilla propuesta por Silveira et al (80).

$$\% \text{ de parasitismo} = \frac{\text{Total de parásitos}}{\text{Población total de hospederos}} \times 100$$

Así Dowden, Jaynes y Carolin, 1953; Bean 1958, citados por Southwood (84) y Alam y Chesnut, 1966, citados por Serrano et al (74,75) han usado fórmulas para calcular el porcentaje de parasitismo tomando los mismos parámetros de la fórmula antes mencionada, adaptándolas a los insectos utilizados en cada estudio. Por lo tanto para el presente trabajo dicha fórmula ha sido modificada y adaptada a nuestra investigación de la siguiente manera:

$$\% \text{ de parasitoidismo} = \frac{\text{No. de parasitoides adultos}}{\text{No parasitoides adultos} + \text{No moscas blancas adultas}} \times 100$$

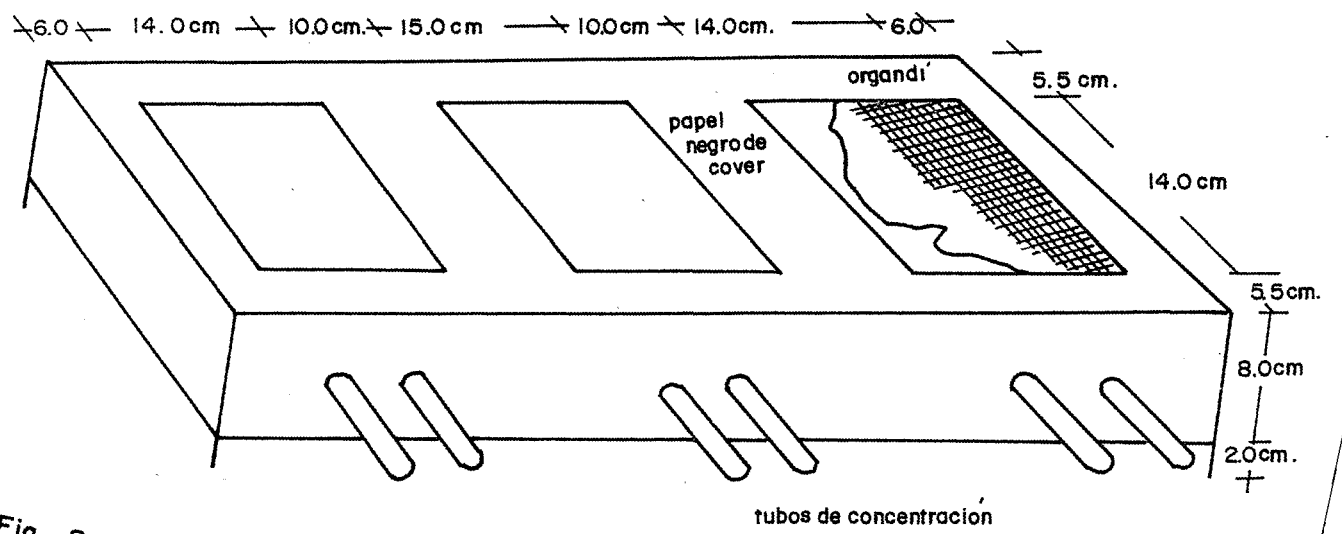


Fig. 2 Jaula con trampa de luz para la recuperación de adultos .

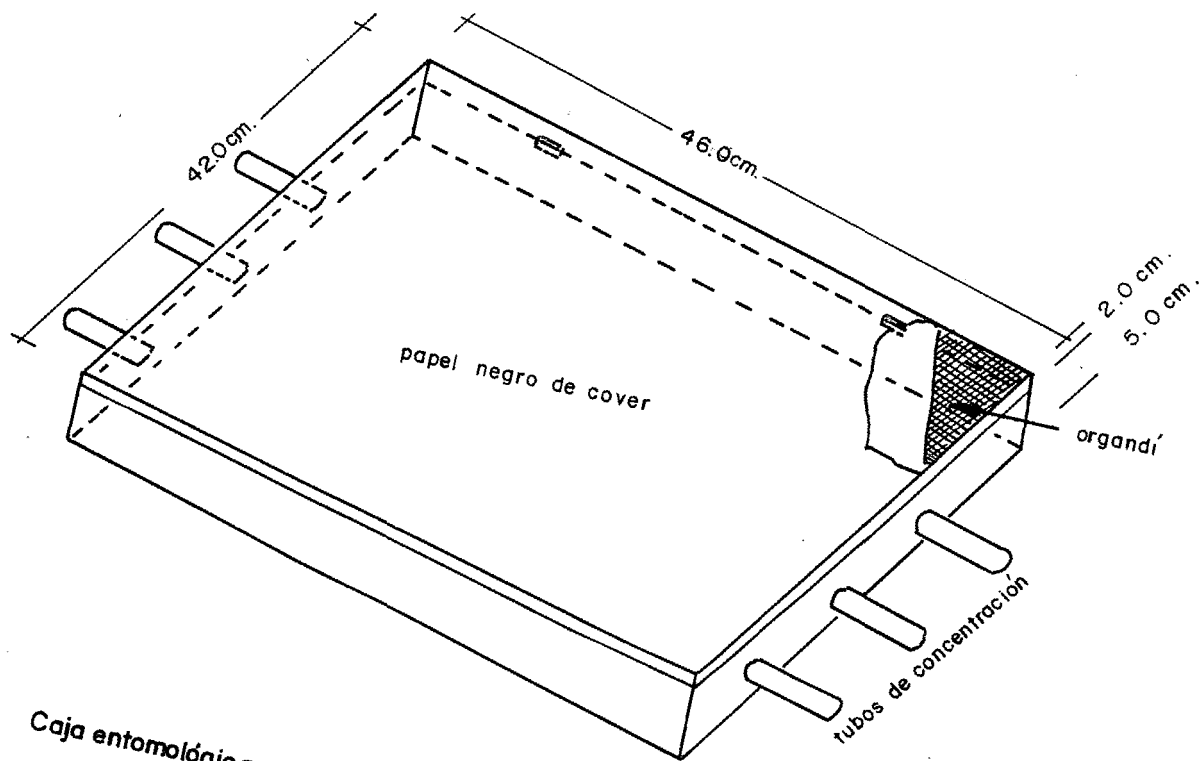


Fig. 3 Caja entomológica modificada para la recuperación de adultos .

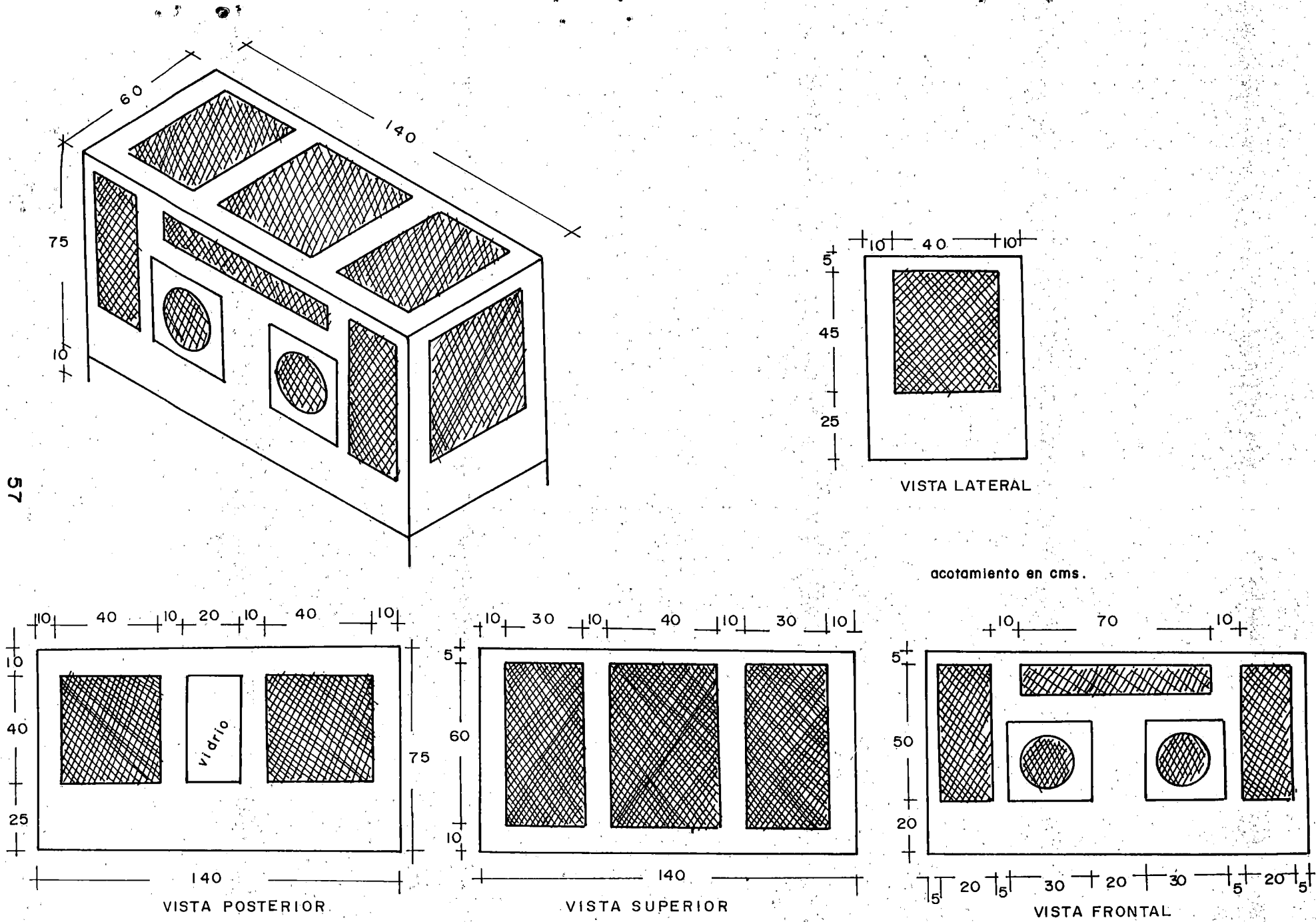
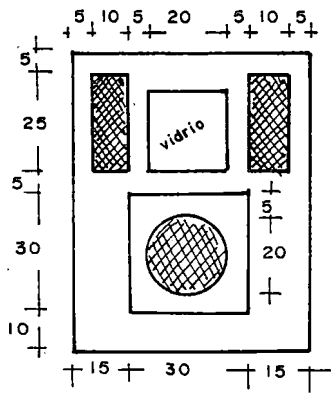
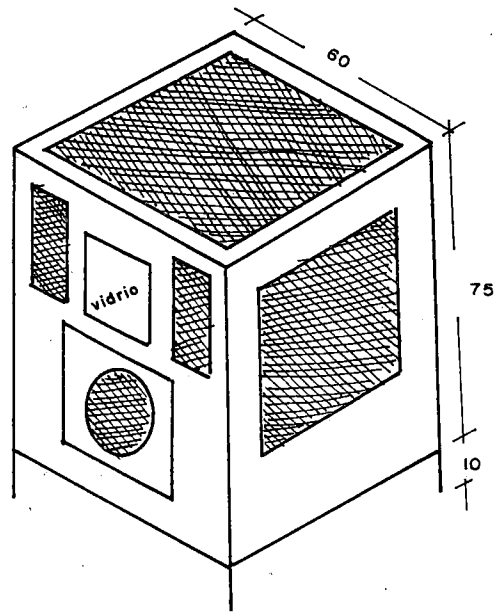
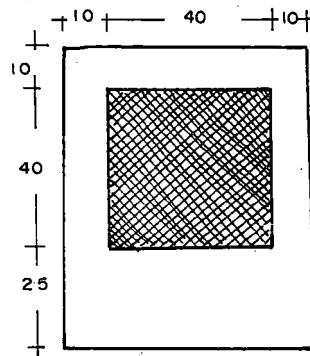


Fig. 4 Diseño de jaulas tipo "A" para el mantenimiento de plantas limpias y reproducción de colonias de *B. tabaci*.

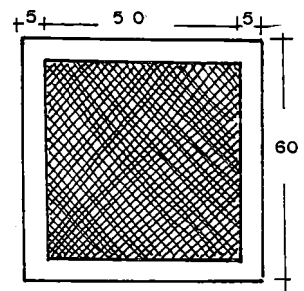




VISTA FRONTAL



VISTA LATERAL



VISTA SUPERIOR

acotamiento en cms.

Fig. 5 Diseño de jaulas tipo "B" para la reproducción de parasitoides de B. tabaci

Parte de los parasitoides obtenidos anteriormente se utilizaron para iniciar primeros ensayos a pequeña escala con el propósito de multiplicarlos dentro de jaulas (Fig. 4 y 5). La otra parte de los parasitoides se utilizaron para determinar su diversidad taxonómica a través de apropiada preservación para posterior remisión a consulta con especialistas, y para realizar las ilustraciones esquemáticas de su morfología general, medición de sus tamaños y tomar las fotografías conveniente.

### 3.3. Fase de laboratorio

Para poder dibujar y medir con la ayuda de un microscopio algunas características morfológicas que diferenciaban a un parasitoide de mosca blanca de otro, se desarrolló el siguiente procedimiento (53,66), el cual ha sido adaptado en base a prueba y error.

- 1) Colocar los parasitoides en un tubo de ensayo conteniendo alcohol etílico 60%, pasando por baño de maría para estirar por calor los apéndices.
- 2) Vertir los parasitoides en vidrio de reloj, realizando observaciones y separación de formas diferentes con la ayuda de un microscopio-estereoscopio.
- 3) Descripción y registro de características diferenciales entre formas, con codificación adecuada.
- 4) Maceración química con NaOH 5%; dentro de tubo de ensayo y con baño de maría, durante cinco minutos.

- 5) Limpiar (lavar) los especímenes con alcohol etílico 95% más dos gotas de ácido acético.
- 6) Lavar sales con alcohol etílico 60% y 95%.
- 7) Trasladar un máximo de cinco especímenes a laminilla con medio Hoyer (1 gota); hundir cuidadosamente los especímenes en el medio.
- 8) En algunos casos se usó calces (alzas) hechas con pelo humano cortado en trocitos de tres milímetros aproximadamente.
- 9) Colocar cubreobjeto cuidadosamente y en forma horizontal.
- 10) Someter la laminilla a vapor de agua por unos tres minutos.
- 11) Poner a secar la preparación en estufa ( 40-45°C ); en forma horizontal por tres a seis días.
- 12) Sellado con esmalte de uña.
- 13) Dibujar y medir con la ayuda de un microscopio con tubo de dibujo.

#### 3.4. Fase de la cría masal en condiciones de jaula e invernadero.

Esta fase se realizó en el municipio de San Salvador, ubicado al norte de San Salvador y a una altura de 710 msnm y con coordenadas geográficas de 13 grados 43,3 latitud norte y 89 grados 12,4 longitud oeste. El lugar se ubicó en la zona urbana de la ciudad capital, en la cual las condiciones de

clima son: precipitación promedio anual de 1740 mm., temperatura promedio anual de 23.0°C, humedad relativa promedio anual de 72% (20).

El área donde se desarrollaron las actividades fué de 54 mt<sup>2</sup> (Fig. 6); dicha área fué cubierta con plástico para garantizar protección de la lluvia simulando así un pequeño invernadero en el cual se distribuyó un total de 12 jaulas con dos dimensiones diferentes. Las primeras seis jaulas con dimensión de 1,40 mts de largo, 0,60 de ancho y 0,85 mts de alto (Fig. 4). Las seis restantes con 0,60 mts de largo, 0,60 mts de ancho y 0,85 mts de alto (Fig. 5). Todas las jaulas fueron forradas con tela organdi color blanco, colocándole a las compuertas mangas de manta para facilitar la manipulación de las plantas y los insectos.

La distribución de las jaulas en el invernadero fué de Este a Oeste (Fig. 6), enumerándolas con números correlativos para el ordenamiento de su manejo. Se utilizaron diferentes jaulas en relación a su dimensión y utilización considerándose estas categorías: jaulas para producción de plantas limpias, jaulas para el mantenimiento de moscas blancas, jaulas para el desarrollo de estados inmaduros de mosca blanca, jaulas de infestación y reproducción de parasitoides. Además, se construyeron y utilizaron jaulas especiales para la recuperación de adultos de parasitoides (Fig. 2 y 3) de las cuales se utilizaron inicialmente seis con un diseño sencillo e improvisado, presentando las dimensiones de 46 cm de largo, 42 cm de ancho y 7 cm de alto; cada jaula contenía 6 tubos de

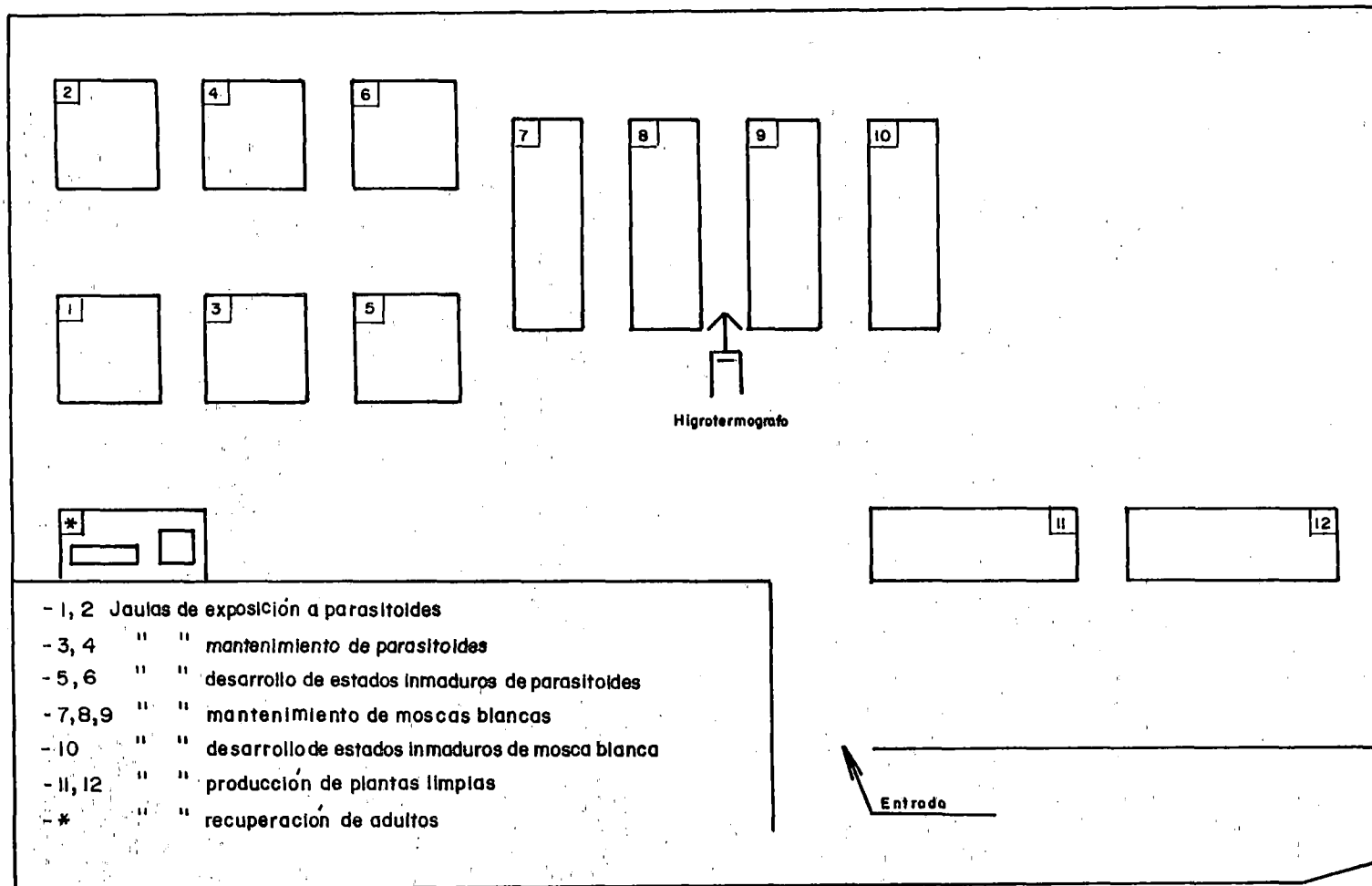


Fig. 6 Distribución espacial de las jaulas tipo "A" y "B" en el invernadero.

ensayo, y luego con un diseño más elaborado y funcional se utilizaron cinco presentando las dimensiones de 75 cm de largo, 25 cm de ancho y 10 cm de alto; cada jaula contenía 6 tubos de ensayo y pintadas de negro en su interior.

Las 11 jaulas de recuperación de adultos se colocaron a un metro de distancia de las jaulas de desarrollo de estados inmaduros de mosca blanca con el objetivo de facilitar el manejo. En el centro del invernadero se colocó un higrotermógrafo a una altura del suelo de 0,5 m el cual proporcionó un rango de temperatura promedio de 21.32°C-33.52°C y una humedad relativa promedio de 49,18%-89,76% (Cuadro A-11). A cada una de las jaulas se les aisló del posible acceso de organismos no deseados sumergiendo sus patas dentro de pequeños recipientes (huacales) provistos de una mezcla de agua y detergente.

Se utilizaron bolsas de polietileno negras de 14" x 9" para la siembra y/o ~~trasplante de las plantas~~, para un mejor manipuleo dentro del invernadero. ~~Previo al comienzo del proceso de multiplicación de parasitoides~~, se dispuso de 3 ~~jaulas en las cuales se mantuvo la mosca blanca en diversas plantas hospederas~~: Frijol (Phaseolus vulgaris), tomate (Lycopersicon esculentum), camote (Ipomoea batatas), algodón (Gossypium hirsutum) y flor amarilla (Mellampodium divaricatum). El pié de cría de estas moscas blancas procedió del campo, de una parcela sembrada con algodón; de donde se colectaron mediante aspiradores entomológicos manuales (Fig. 7) y se depositaron con la ayuda de los mismos dispositivos en frascos plásticos con ventanas para su adecuada ventilación (Fig. 8).

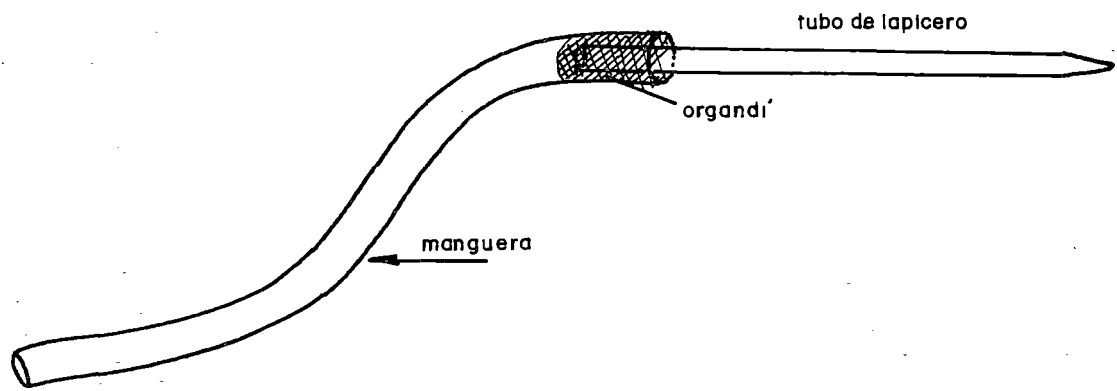


Fig. 7 Aspirador entomológico manual

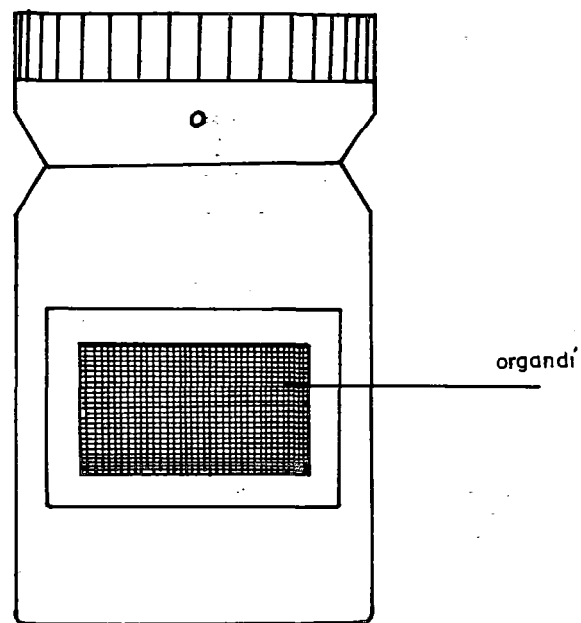


Fig. 8 Frasco plástico con ventilación

para ser transportadas a jaulas con hospederos vegetales ya mencionados para establecer colonias numerosas de moscas blancas.

#### 3.4.1. Producción de plantas limpias

La producción de plantas limpias de frijol y tomate se realizó utilizando dos jaulas con organdi blanco (Fig. 4). Las plantas de tomate permanecieron en éste lugar hasta un estado de desarrollo correspondiente a la presencia de 5 a 6 hojas (26 días después del trasplante), y las de frijol hasta completar de 2 a 3 hojas trifoliadas (23 días después de la siembra).

Posteriormente tales plantas fueron utilizadas para mantener la colonia de moscas blancas y las generaciones sucesivas de parasitoides.

#### 3.4.2. Mantenimiento de colonias de Mosca Blanca.

La producción de grandes cantidades de huevos de mosca blanca dependió fundamentalmente del mantenimiento de altas poblaciones de adultos. El sistema operó utilizando tres jaulas forradas con tela de organdi (Fig. 4). En estas "jaulas de mantenimiento de moscas blancas", además de las plantas de frijol y tomate; en ocasiones, resultó mas eficaz utilizar plantas de mayor duración vegetativa (algodón, camote, flor amarilla, etc.) procedentes de las correspondientes "jaulas de



producción de plantas limpias".

Cuando las plantas llegaron a su madurez fisiológica o eran dañadas por enfermedades e insectos extraños, fueron reemplazadas; para lo cual se corto el material vegetal y se depositó en una esquina de la jaula por una semana para permitir que cualquier ninfa madura de mosca blanca pueda eclosionar dando origen a un adulto adicional. La bolsa plástica con tierra ("pilón") donde había estado sembrada la planta era removida de la jaula ocupando su espacio por una planta limpia nueva. Posteriormente, tal material vegetal ya inservible (aproximadamente a los 30 días) era colocado en bolsas plásticas bien amarradas y expuestas al sol por 5 días. Cuando ocasionalmente se presentaron insectos extraños dentro de la jaula fueron removidos de ella con la ayuda de un aspirador entomológico (Fig. 7) a través de la manga de la jaula evitándose así el escape de moscas blancas.

#### 3.4.3. Multiplicación de Parasitoides

Las plantas de frijol o tomate procedentes de las jaulas de producción de plantas limpias fueron infestadas por gran número de moscas blancas adultas durante 24 horas. Las plantas se agitaron suavemente de 4 a 5 veces durante el período de exposición para asegurar la distribución de los adultos y de las ovipositoras; éstas técnicas se basan fundamentalmente en las que mencionan Scopes y Biggerstaff (79). Para facilitar la infestación-oviposición, al iniciar el proceso con plantas

nuevas, generalmente se colocó sobre la jaula una manta color negro.

Al finalizar el período de infestación previsto (24 horas), las plantas fueron agitadas manualmente para ahuyentar los adultos de mosca blanca y el resto se removió con la ayuda de un aspirador entomológico. Las plantas ya exentas de adultos, fueron transferidas a una "jaula de desarrollo de estados inmaduros de mosca blanca", permaneciendo aquí hasta que se formaron los estados ninfales aptos para ser parasitoidizados (10 días en frijol rojo de seda y 12 días en tomate variedad Santa Cruz), lo cual pudo conocerse mediante observaciones periódicas con lupa de mano y bajo microscopio-estereoscopio. Al cabo del período ya mencionado las plantas fueron transferidas a una "jaula de exposición a parasitoides" en la cual fueron colocados tubos de ensayo conteniendo avispa adultas para ser liberadas, llegando a completar aproximadamente 400 parasitoides, los cuales fueron alimentados con miel de una especie de abeja sin aguijón (Apidae: Meliponinae) probablemente del género Trigona. Estos endoparasitoides se obtuvieron en "jaulas con trampas de luz" las cuales contenían material vegetal infestado por ninfas de mosca blanca parasitoidizadas las cuales fueron traídas del campo o procedentes de las "jaulas de mantenimiento de parasitoides".

En la jaula de exposición a parasitoides permanecieron las plantas por un período de 8 días, posteriormente se revisaron y se transfirieron a la "jaula de desarrollo de

estados inmaduros de parasitoides".

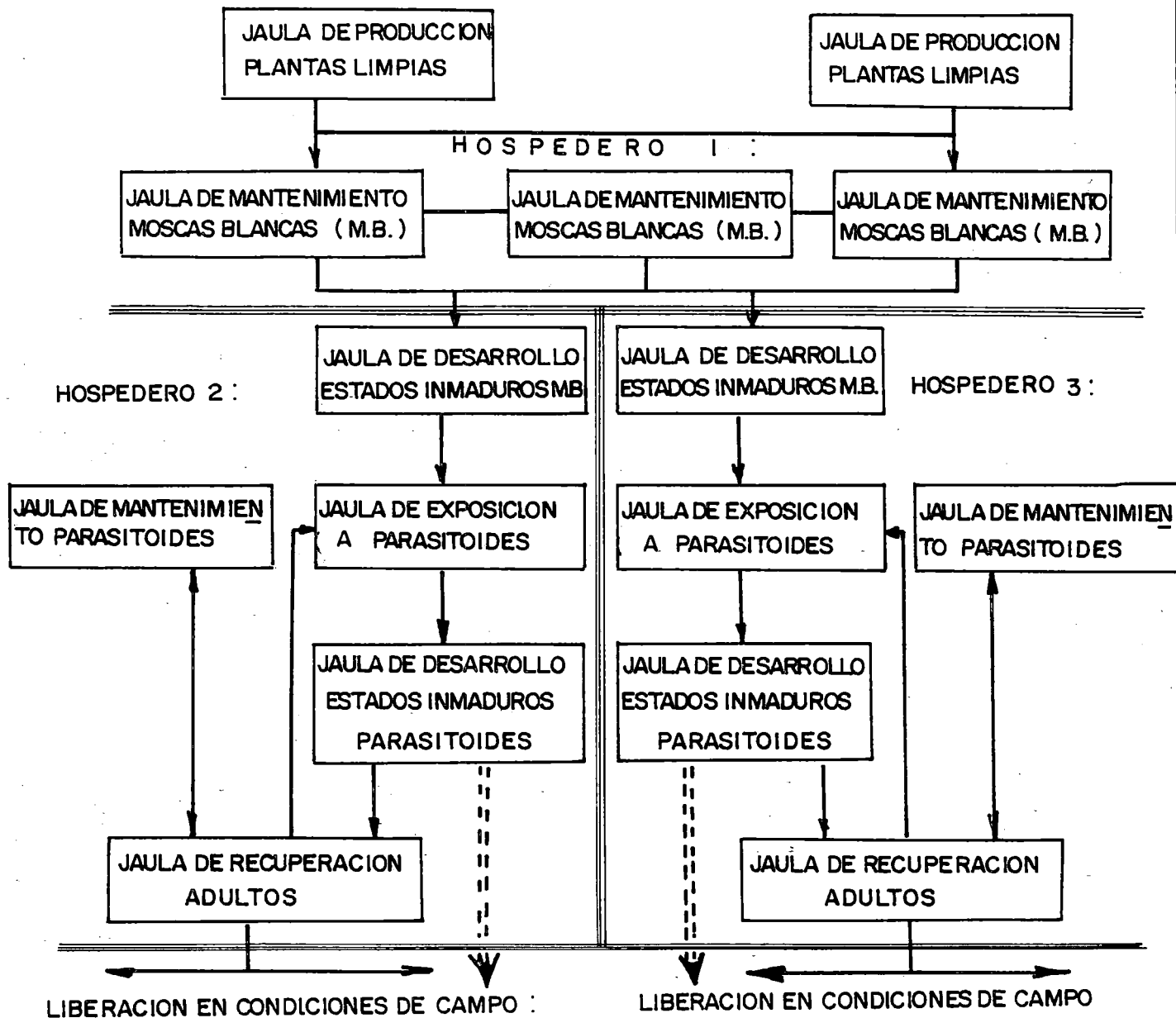
Cuando la mayoría de ninfas presentaron apariencia característica de haber sido parasitoidizadas (color amarillo intenso), las hojas se separaron de las plantas y se colocaron en "jaulas de recuperación de adultos" (Fig 2 y 3) de donde se obtuvieron nuevas generaciones de parasitoides (por lo general esto sucedió a los 12 días después de exposición de las ninfas a los parasitoides).

Los parasitoides obtenidos se utilizaron para :

- a) Mantener en funcionamiento la "jaula de exposición a parasitoides".
- b) Mantener en funcionamiento la "jaula de mantenimiento de parasitoides".
- c) Realizar liberaciones en condiciones de campo (Fig. 9)

### 3.5 Fase de campo : Liberación de parasitoides

Para realizar una evaluación preliminar del comportamiento de los parasitoides en el campo se sembró un área de 0.0896 Ha, la cual se dividió en tres parcelas de 196 mts<sup>2</sup> cada una (Fig. 10), ubicadas de Norte a Sur en el Valle de Zapotitán a 460 msnm y situadas en la comprensión del caserío Los Cerritos, Cantón Veracruz, Jurisdicción de Ciudad Arce en el Departamento de La Libertad. Caracterizándose el lugar por tener una precipitación promedio anual de 1701 mm, un promedio de humedad relativa anual de 76% y una temperatura promedio anual de 23.8°C.



HOSPEDEROS : 1 : Ej: Melampodium divaricatum  
 2 : Ej: Ipomeea batatas  
 3 : Ej: Lycopersicon esculentum  
 3 : Ej: Phaseolus vulgaris

Fig. 9 Método de reproducción de parasitoides de Bemisia tabaci en El Salvador (90 - 91)

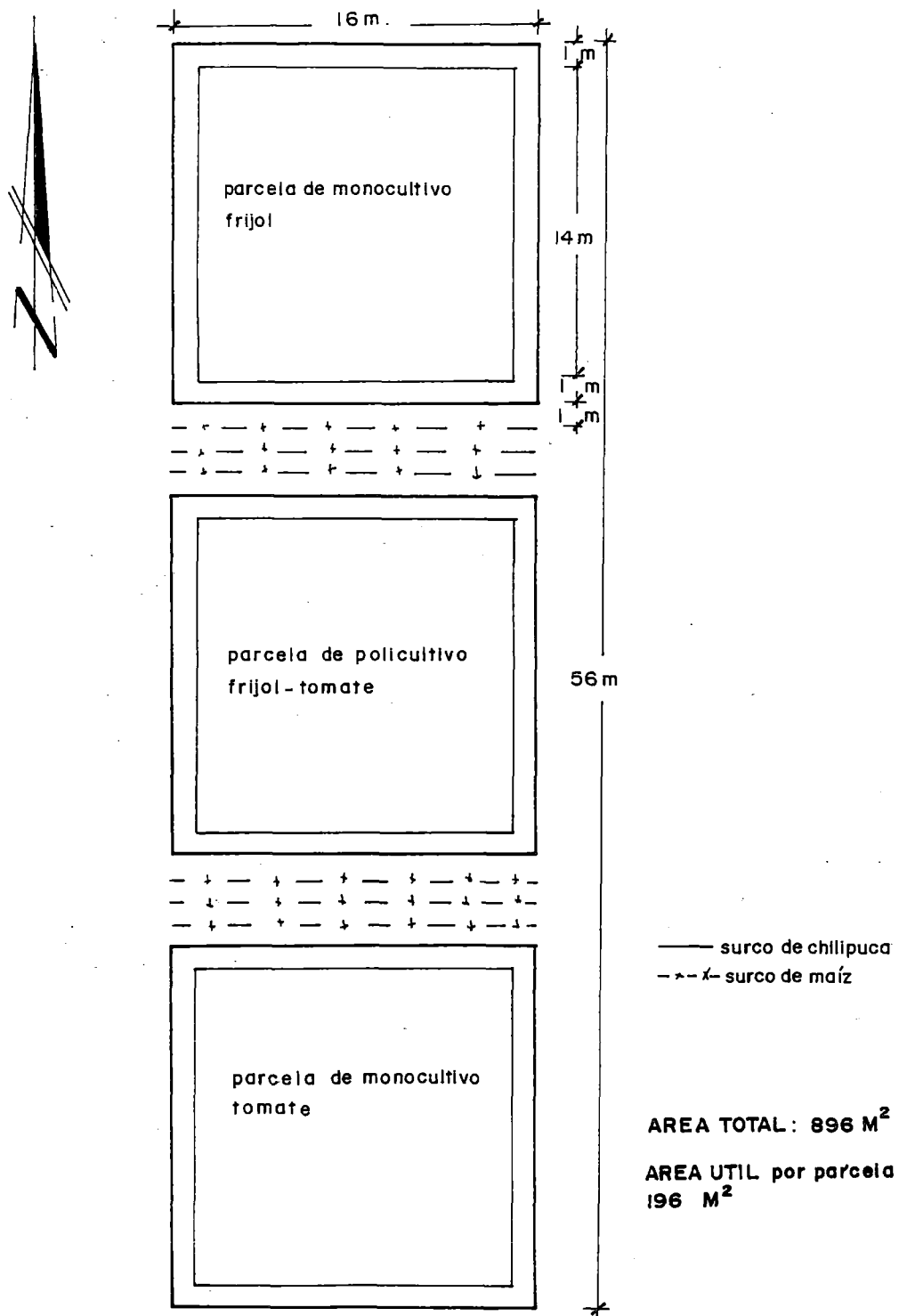


Fig. 10 Plano de distribución de parcelas en el Valle de Zapotitán, lugar de la liberación de Encarsia tabacivora parasitoide de Bemisia tabaci (1991).

Una de las parcelas fué sembrada con policultivo de frijol común var. Rojo de Seda y tomate var. Santa Cruz, intercalando dos surcos de frijol por uno de tomate respectivamente. Las parcelas fueron separadas por tres surcos de maíz H-5 y a la vez rodeadas por dos surcos de frijol chilipuca (Phaseolus lunatus) (sembradas el 17 de abril de 1991). El frijol chilipuca fué utilizado con el propósito de atraer y favorecer el incremento de moscas blancas, para generar una fuente y segura "presión de placa" previa a la presencia de los parasitoides a liberar en las parcelas (Fig 10).

El frijol fué sembrado el 2 de mayo de 1991 a un distanciamiento entre surco de 0,60 mts y entre plantas de 0,20 mts, depositando dos granos por postura. El tomate se sembró en forma indirecta (trasplante) el 6 de mayo de 1991 a un distanciamiento entre surco de 1,0 mts y entre plantas de 0,40 mts, colocando dos plantas por postura. En todos los cultivos (chilipuca, maíz, frijol y tomate) se ejecutaron todas las prácticas agronómicas con excepción del uso de insecticidas.

Previamente a iniciar la liberación de los parasitoides se realizó un muestreo general de las parcelas (Fig. 10) tomando dos hojas trifoliadas por surco de frijol y tres hojas por surco de tomate, considerando las diferencias de distanciamiento de los cultivos. Posteriormente dicho material vegetal (50 hojas por cultivo) fué llevado a jaulas de recuperación de adultos, con el objetivo de determinar y

evaluar la presencia de la plaga y sus parasitoides.

Debido a la poca presencia de mosca blanca observada a nivel de campo, se procedió a realizar una liberación de moscas blancas reproducidas a nivel de jaula en plantas de tomate procedentes del mismo lugar de liberación.

Transcurridos 12 días después de dicha liberación, se procedió a realizar una primera liberación de parasitoides el 8 de junio de 1991; la cual consistió en trasplantar 8 macetas con plantas de tomate conteniendo una cantidad total estimada de 7140 ninfas parasitadas obtenidas a nivel de jaula e invernadero.

El 15 de Junio de 1991 se realizó un segundo muestreo general de la parcela. Continuando con una segunda y última liberación el 16 de Junio de 1991 con un total de 4 macetas de tomate, las cuales contenían una cantidad total estimada de 3570 ninfas parasitadas. Luego se continuó con un tercer muestreo el 28 de Junio de 1991.

La distribución de las plantas de tomate en el terreno para la primera liberación fué en grupos de dos macetas en cada parcela y entre cada parcelas se colocó una maceta, completando un total de ocho macetas.

Las plantas de tomate utilizadas en las liberaciones fueron trasplantadas al centro de cada parcela y a la vez se colocó en la parte superior de cada maceta un techo improvisado con un lienzo de polietileno transparente para protegerlas de la lluvia.

En la última liberación se colocó alguna cantidad de miel

de una especie de abejas sin aquíjón (Apidae: Meliponinae) probablemente del género Trigona en las plantas silvestres presentes en las parcelas con el objetivo de que el parasitoide tuviese mejores posibilidades de alimentarse en su fase adulta.



#### 4. RESULTADOS Y DISCUSION

##### 4.1. Fase de campo : Información preliminar.

Los muestreos preliminares realizados en los cultivos de Algodón, Tomate, Frijol, y Soya, en el Campo Experimental de la Facultad de C.C.A.A., se presentan en el Cuadro 1 y las Figuras 11 (a-e) y se discuten a continuación.

En el cultivo del Algodón (Fig. 11a) se observó un mínimo de incremento de moscas blancas adultas en la última quincena de Octubre de 1990, existiendo luego un decremento el 30 de Octubre hasta el 30 de Noviembre de 1990. Mientras que el número de parasitoides incrementó en el periodo antes mencionado, obteniendo un máximo de parasitoidismo del 57,23% correspondiente al 30 de Noviembre de 1990. Posteriormente el número de parasitoides adultos disminuyó, observándose al mismo tiempo un incremento de los adultos de mosca blanca, disminuyendo el porcentaje de parasitoidización llegando a un mínimo del 8,22% el primero de Enero de 1991. La disminución del número de parasitoides adultos probablemente se relaciona directamente con el ciclo final del cultivo en estudio; además se observó un incremento en el número de áfidos (observación a nivel de campo). Lógicamente al disminuir el porcentaje de parasitoidización aumentó la población de mosca blanca adulta.

Escobar (30), en estudios realizados en el cultivo de Algodón en el mismo lugar registró las máximas infestaciones

Cuadro 1. Biocontrol nativo de *Bemisia tabaci* en la Estación Experimental y de Prácticas de la Facultad de Ciencias Agronómicas, UES, registrados a nivel de jaulas de recuperación de adultos (1990-1991).

Fecha de Muestreo	ALGODON			TOMATE			FRIJOL			SOYA		
	ADULTOS		% DE Parasitoide	ADULTOS		% DE Parasitoide	ADULTOS		% DE Parasitoide	ADULTOS		% DE Parasitoide
	M.B.	Parasitoide		M.B.	Parasitoide		M.B.	Parasitoide		M.B.	Parasitoide	
15 de Oct./90	141	42	22.95									
30 de Oct./90	179	146	44.92									
15 de Nov./90	143	167	53.87									
30 de Nov./90	133	178	57.23									
15 de Dic./90	136	68	33.33	260	33	11.26	211	179	45.90			
19 de Ene./91	201	18	8.22	166	101	37.83	58	52	47.27			
15 de Ene./91				149	105	41.34	292	145	33.18			
19 de Feb./91				176	98	35.77						
15 de Feb./91				201	68	25.28						
28 de Feb./91										1565	735	31.96
11 de Mar./91										1487	1213	44.93
22 de Mar./91										1116	1776	61.41
19 de Abril/91										568	145	20.34
Σ	933	619	220.53	952	405	151.47	561	376	126.35	4736	3669	158.63
X	155.50	103.17	36.76	190.40	61.00	30.29	187.00	125.33	42.12	1184.00	967.25	39.66
r	27.84	68.91	18.95	43.22	30.57	12.21	118.83	65.74	7.77	454.99	693.90	17.64
C.V. (%)	17.90	66.79	51.56	22.70	37.74	40.29	63.55	52.46	18.45	38.43	71.74	44.48

de ninfas de mosca blanca en el mes de Octubre para los años de 1977 y 1978 (Fig. A-1 y A-2), entre el total de ninfas registradas por el autor, habían ninfas parasitoidizadas y no parasitoidizadas; por lo que no es posible comparar sus datos con los resultados obtenidos del porcentaje de parasitoidización en el invernadero a través de jaulas de recuperación de adultos (Fig. 2 y 3).

El parasitoidismo en ninfas por Encarsia spp. en el cultivo del algodón (sin aplicación de insecticidas) registradas por el autor ya citado demuestran que éste parasitoidismo inició desde la primera quincena de Agosto y se mantuvo hasta finales del ciclo vegetativo del cultivo. Lo mismo sucedió en el presente trabajo con la diferencia de que el primer muestreo se realizó el 15 de Octubre de 1990 (Cuadro 1).

En 1977 el máximo de parasitoidismo fué de 44,4% y 32,98% en 1978, presentándose en los meses de Septiembre y Octubre respectivamente los mayores porcentajes de parasitoidismo (Cuadro A-9) (30).

En el presente trabajo se obtuvo en el mes de Noviembre de 1990 el máximo porcentaje de parasitoidismo (57,23%).

En el cultivo del tomate (Fig. 11b) se observó el 15 de Diciembre de 1990 un máximo de población de moscas blancas adultas en todos los muestreos realizados, existiendo luego un decremento de la plaga hasta el 15 de Enero de 1991. Mientras que el número de parasitoides incrementó en el período antes mencionado, obteniendo un máximo de parasitoidismo del 41,34%

correspondiente al 15 de Enero de 1991. Posteriormente el número de parasitoides adultos disminuyó, observándose al mismo tiempo un incremento de los adultos de mosca blanca, disminuyendo el porcentaje de parasitoidismo llegando a un mínimo del 25,28% el 15 de Febrero de 1991. En la gráfica 11b se observa que en el período de muestreo el menor porcentaje de parasitoidismo correspondió al 11,26% realizado el 15 de Diciembre de 1990 (Cuadro 1).

En la Figura 11c. que representa al cultivo del frijol se observa que la población de moscas blancas adultas decreció luego de realizado el primer muestreo el 15 de Diciembre de 1990, igual fenómeno sucedió con la población de parasitoides adultos, esto no afectó el porcentaje de parasitoidismo, ya que este experimento un ligero incremento. Luego del decremento de la población de la mosca blanca, hubo un rápido crecimiento de la misma, sucediendo lo mismo con la población de parasitoides adultos, pero no en la misma proporción de la mosca blanca lo que no fué suficiente para incrementar el porcentaje de parasitoidismo ya que el 1 de Enero de 1991 fué de 47,27% disminuyendo hasta llegar a un 33,18% correspondiente al 15 de Enero de 1991 último muestreo realizado. En este cultivo se notó una alta incidencia de tortugilla en la última quincena de Diciembre, por lo que se decidió realizar una aplicación de insecticida (Metamidophos), en dosis de 15 cc/galón de agua lo cual pudo haber disminuido el número de moscas blancas y parasitoides adultos en el segundo muestreo (Cuadro 1). Posteriormente hubo un notorio incremento del

número de mosca blanca la cual procedió de un frijolar aldeaño que había sido abandonado.

El porcentaje de parasitoidismo disminuyó ya que el incremento de mosca blanca en relación al parasitoide fué superior. Es necesario aclarar que en éste cultivo solamente se realizaron tres muestreos debido a la alta incidencia de virosis.

En la Figura 11d se observan los muestreos realizados en el cultivo de Soya en el cual la población de mosca blanca se mantuvo casi constante del 28 de Febrero al 11 de Marzo de 1991. En los muestreos posteriores disminuyó la población de adultos de mosca blanca. En cambio el número de parasitoides adultos fué incrementando hasta llegar a un máximo en el muestreo realizado el 22 de Marzo de 1991, correspondiente a un máximo de parasitoidismo de 61,41%. Posteriormente el número de parasitoides adultos disminuyó notoriamente, afectando directamente al porcentaje de parasitoidismo el cual decreció hasta un 20,34% correspondiente a la última fecha de muestreo realizada el 1 de Abril de 1991 (Cuadro 1).

En éste cultivo se tubo acceso a partir del estado fisiológico de llenado de vainas momento en el cual no se utilizó insecticidas. Es importante notar que el insecticida (Metamidophos) fué aplicado en todas las fases fisiológicas del cultivo en dosis de 15 cc por galón de agua con intervalos de 5 días, y no logró eliminar a la mosca blanca<sup>1/</sup>; lo cual se

---

1/ MORENO ORELLANA, JOSE. 1991. (Estudiante Tesista de la Facultad de Ciencias Agronómicas, Universidad de El Salvador).

correlaciona con lo señalado por Gerling et al. (1980) en relación a que ni las moscas blancas ni los parasitoides son eliminados por completo con la aplicación de insecticidas (24). El incremento de la población de parasitoides adultos en los primeros muestreos probablemente fué favorecido por la no aplicación de insecticida lo que consecuentemente significó un incremento del porcentaje de parasitoidismo.

En el último muestreo realizado el 1 de abril de 1991, el decremento de la población de mosca blanca y parasitoides, aparentemente fué influenciado por el estado fisiológico de maduración del grano lo que ocasionó la caída de las hojas en la soya, lo cual posiblemente desfavoreció la posibilidad de un nivel estable o en incremento del porcentaje de parasitoidismo.

La situación comparativa del porcentaje de parasitoidismo sobre ninfas de mosca blanca Bemisia tabaci en diferentes cultivos en El Campo Experimental de La Facultad de Ciencias Agronómicas, se han graficado en la Figura 11e, en la cual se observa que el mayor porcentaje de parasitoidismo obtenido en dicha zona fué en cultivo de soya (61,41%) el 22 de Marzo de 1991, Algodón (57,23%) el 30 de Noviembre de 1990, frijol Rojo de Seda (47,27%) el 1 de Enero de 1990 y tomate (41,34%) el 15 de Enero de 1991. Los mínimos porcentajes de parasitoidismo se registraron en los cultivos de tomate (11,26%) el 15 de Diciembre de 1990 y en Algodón (8,22%) el 1 de Enero de 1991 (Cuadro 1).

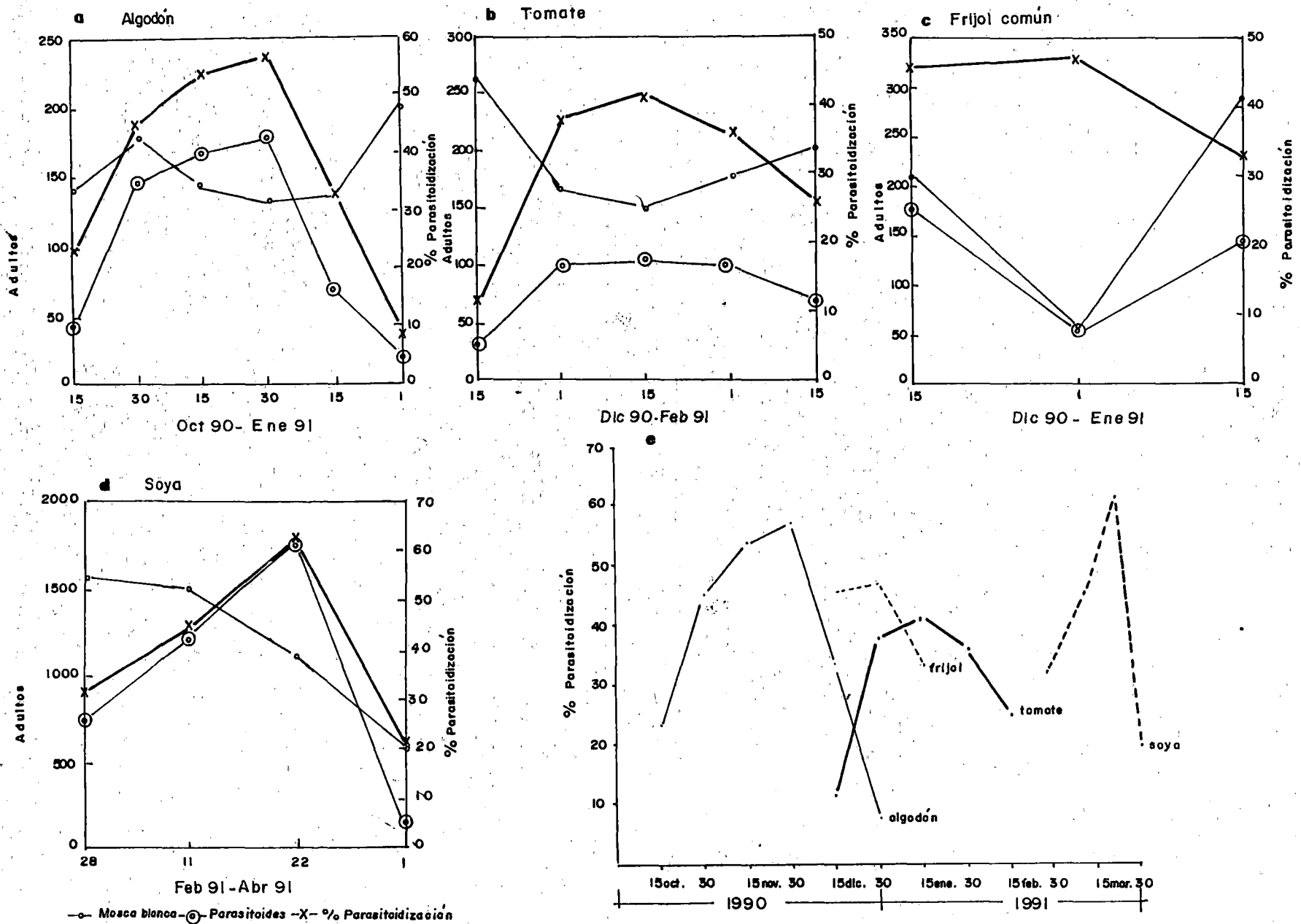


Fig. II. Biocontrol nativo de *Bemisia tabaci* en la Estación Experimental y de Practicas de la Facultad de Ciencias Agronomicas, U.E.S. , registrados a nivel de jaulas de recuperación de adultos (1990 - 1991).

En relación al coeficiente de variación (Cuadro 1) que representa la variabilidad existente entre los muestreos realizados en cada cultivo y entre uno y otro cultivo (en los cuales no se realizó igual número de muestreo, ni se hicieron en la misma época), se observa que la variabilidad del nivel de parasitoidismo (%) se presentó con el mayor valor en algodón (51,56%) seguido de soya (44,48%) y tomate (40,29%) y presentándose la menor variabilidad en frijol (18,45%).

En cuanto a la población de Mosca Blanca adulta, en algodón y tomate se obtuvo menor variabilidad entre muestreo, seguido por soya y finalmente frijol. En el cultivo de soya se obtuvo la mayor población de mosca blanca (4,736 en cuatro muestreos)

La población de parasitoides adultos fué mayor en soya (3869 en cuatro muestreos) y la variación también fué mayor en éste cultivo (71,74%) seguidos por algodón (66,79%) frijol (52,46%) y tomate (37,74%).

La información obtenida de la localidad del Valle de Zapotitán se presenta en el Cuadro 2 y las Figuras 12 (a-d) de los muestreos preliminares realizados en cultivos comerciales de tomate, frijol Rojo de Seda y frijol de ejote.

En el cultivo de tomate (Fig.12a) se aprecia un incremento en la población de mosca blanca adulta a partir del 15 de Diciembre de 1990, llegándose a un máximo el 15 de Enero de 1991, notándose posteriormente un decremento en la población. La densidad de población de parasitoides adultos aumentó luego de realizado el primer muestreo el 15 de



Cuadro 2. Biocontrol nativo de Bemisia tabaci en el Valle de Zapotitán, en cultivos comerciales sujetos a la aplicación de insecticida (1990-1991).

Fecha de Muestreo	TOMATE			FRIJOL			FRIJOL EJOTE		
	ADULTOS		% DE Parasitoide	ADULTOS		% DE Parasitoide	ADULTOS		% DE Parasitoide
	M.B.	Parasitoide		M.B.	Parasitoide		M.B.	Parasitoide	
30 de Oct./90							247	37	13.03
15 de Nov./90							317	28	8.12
30 de Nov./90							261	35	11.82
15 de Dic./90	2286	76	3.22	338	33	8.90	510	8	1.54
19 de Ene./91	3047	91	2.90	380	30	7.32			
15 de Ene./91	3112	10	0.32	669	16	2.34			
19 de Feb./91	2389	10	0.42	389	21	5.12			
15 de Feb./91	1724	6	0.36	1568	11	0.70			
Σ	12,558.00	193.00	7.21	3,344.00	111.00	24.38	1,335.00	108.00	34.51
X	2,511.60	38.60	1.44	668.80	22.20	4.88	333.75	27.00	8.63
σ	577.36	41.36	1.48	519.54	9.26	3.39	121.33	13.24	5.17
C.V. (%)	22.99	107.15	102.49	77.68	41.70	69.56	36.35	49.04	59.88

M.B. = Mosca blanca

% de parasitoidismo = (Σ de parasitoide)100/(Σ parasitoide + Σ mosca blanca)

Luego declinó en el siguiente muestreo realizado el 15 de Enero de 1991 permaneciendo más o menos constante hasta el último muestreo realizado el 15 de Febrero de 1991. El máximo porcentaje de parasitoidismo ocurrió el 15 de Diciembre de 1990, (3,22%) y el mínimo el 15 de Enero de 1991, (0,32%) (Cuadro 2). Se consideró probable que el bajo porcentaje de parasitoidismo notorio en todos los muestreos se debió al excesivo uso de insecticidas ya que en consultas personales el agricultor<sup>2/</sup> explicó que la plaga de mayor importancia en la zona era la Mosca Blanca y para su control se había utilizado el producto insecticida comercial Tamarón 600 (Metamidophos) a un intervalo de 4-8 días en dosis de 15 cc por galón de agua; realizando aplicaciones cada 8 días durante los primeros 30 días después del trasplante, posteriormente el producto químico había sido utilizado a intervalos de 4 días hasta finalizar la cosecha; sin obtener resultados satisfactorios en el control de la plaga.

Los datos de muestreo del cultivo del frijol Rojo de Seda (Fig. 12b y Cuadro 2) reflejan que la población de mosca blanca adulta se mantuvo constante entre los muestreos realizados el 15 de Diciembre de 1990 y el 1 de enero de 1991, posteriormente la población aumentó en doble proporción en el muestreo realizado el 15 de Enero de 1991, luego existió un decremento en el siguiente muestreo e incrementándose en el último. En relación a la población de parasitoides adultos se

---

<sup>2/</sup> RAMOS PALACIOS, LUIS. 1991. Agricultor del Valle de Zapotitán.

observó una disminución del 15 de Diciembre de 1990 al 15 de Enero de 1991, notándose en el siguiente muestreo realizado, el 1 de Febrero de 1991 un ligero incremento en el número de parasitoides, el cual disminuyó en el siguiente muestreo llevado a cabo el 15 de Febrero de 1991. En los primeros tres muestreos se puede observar un decremento de un máximo de 8,90% el 15 de Diciembre de 1990 a un mínimo de 2,34% el 15 de Enero de 1991, luego existió un aumento hasta llegar a un 5,12% de parasitoidismo, disminuyendo hasta un mínimo de 0,70% en el último muestreo.

En éste cultivo también había sido aplicado producto químico para el control de la plaga mosca blanca bajo la modalidad de una mezcla de insecticida (metamidophos-methomyl), lo que probablemente incidió en las poblaciones de mosca blanca y sus parasitoides nativos.

El detalle de la densidad de población de mosca blanca en el cultivo frijol de ejote (Fig. 12c y Cuadro 2) demuestran que fué de un incremento, llegando a un máximo el 15 de Diciembre de 1990 fecha correspondiente al último muestreo. De todos los muestreos llevados a cabo para determinar la población de parasitoides adultos, se puede notar que el primer muestreo realizado el 30 de Octubre de 1990 representó el máximo de parasitoides adultos obtenidos, que significó al mismo tiempo el máximo de parasitoidismo de 13,03%, ocurriendo el nivel mínimo de 1,54% el 15 de Diciembre de 1990.

Al comparar todos los porcentajes de parasitoidismo (Fig. 12d) se observa que el máximo fué en el cultivo del

frijol de ejote (13,03%), cultivo en el cual fué menor el uso de insecticidas; es importante hacer notar que el porcentaje de parasitoidismo en tomate fué inferior en relación a las leguminosas muestreadas, considerándose que el uso frecuente de insecticidas contra la mosca blanca en éste cultivo fue uno de los factores probablemente limitante.

En relación al coeficiente de variación (C.V) en los muestreos realizados en los cultivos de tomate, frijol Rojo de Seda y frijol de ejote (en los cuales no se realizó igual número de muestreos), se observa en el Cuadro 2 que la variabilidad del nivel de parasitoidismo (%) se presentó con mayor valor en tomate (102,49), seguido por frijol Rojo de Seda (69,56%) y presentándose la menor variabilidad en frijol de ejote (59,88).

En cuanto a la mosca blanca adulta, se registró mayor población en tomate (12,558 en cinco muestreos); presentándose menor población en las leguminosas en estudio.

La población total de parasitoides adultos fué mayor en tomate (193 en cinco muestreos), manteniéndose más consistente en las leguminosas en estudio (Cuadro 2).

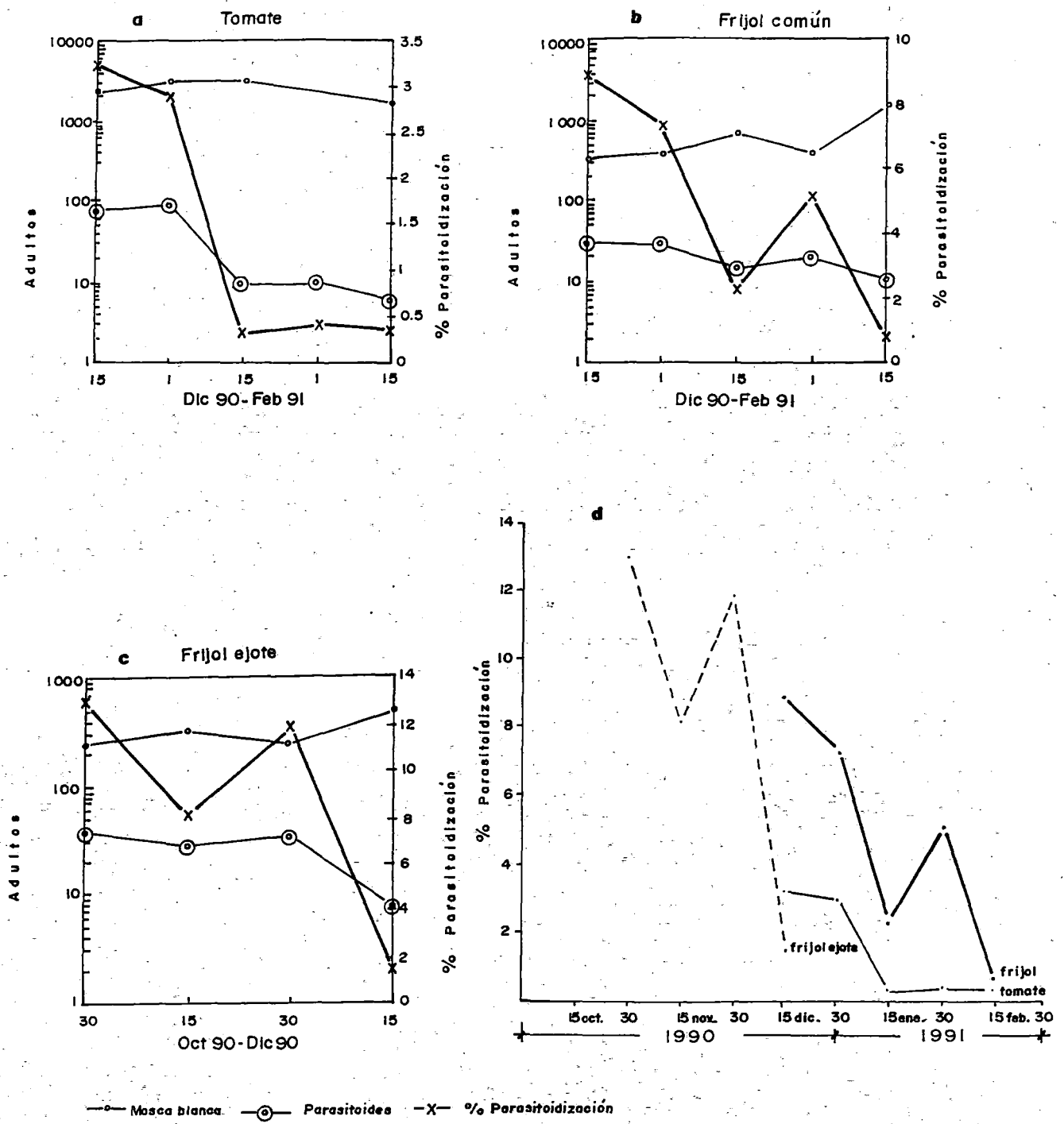


Fig.12. Biocontrol nativo de Bemisia tabaci en el Valle de Zapotitán en cultivos comerciales sujetos a la aplicación de insecticidas, registrados a nivel de jaulas de recuperación de adultos (1990-1991).

#### 4.2. Fase de laboratorio.

A nivel de laboratorio se determinaron doce formas de avispas (Cuadro 3), asociadas a poblaciones de Bemisia tabaci, dentro de las cuales tres de ellas (Fig. 13,14 y 15) se involucraron en las actividades pertinentes al planteamiento de una metodología de reproducción y al mismo tiempo se dibujaron y midieron algunas características morfológicas que separaban a dichas formas. Las características de las formas restantes se detallan en las Figuras de la 16-24.

Tanto las moscas blancas como parasitoides encontrados fueron preservados para remisión a consulta con especialistas en Honduras, Canadá y Estados Unidos. Obteniéndose la confirmación por parte del MSc Rafael Caballero (Departamento de Protección Vegetal de la Escuela Agrícola Panamericana, El Zamorano, Honduras), quién determinó que la especie hallada en cultivos de tomate y frijol en El Salvador era Bemisia Tabaci Genn. Las muestras de parasitoides enviados a Honduras han dado por resultado que la forma más abundante fué determinado como Encarsia tabacivora por el Dr. Ronald Cave (Departamento de Protección Vegetal de la Escuela Agrícola Panamericana, El Zamorano, Honduras). Con respecto a los especímenes enviados a Canadá por Correo especial y a E.U. por medio del Dr. Brian Schultz, se encuentran en proceso de identificación.

Para dibujar las características morfológicas que a continuación se presentan se tomó como base las revisiones realizadas por Mohammad Hayat (57).

Cuadro 3. Características Morfológicas de los parasitoides asociados a *Bemisia tabaci* en El Salvador (1990-1991).

FIGURA	C O L O R			NUMERO DE SEGMENTOS ANTENALES	O B S E R V A C I O N E S
	CABEZA	TORAX	ABDOMEN		
13	Amarillo	Amarillo	Amarillo	3	Parasitoides utilizados en metodo de reproducción.
14	Amarillo claro	Amarillo claro	Amarillo claro	6	Parasitoides utilizados en metodo de reproducción.
15	Amarillo claro	Amarillo claro	Amarillo claro	9	Parasitoides reportados en el metodo de reproducción.
16	Negro	Amarillo	Amarillo	9	No presenta órganos sensoriales característicos en lo segmentos antenales.
17	Cafe oscuro	Cafe oscuro	Negro	8	Del tercer al octavo segmento antenal con órganos sensoriales característicos
18	Cafe oscuro	Cafe oscuro	Cafe con franjas angostas transparentes	9	Del cuarto al octavo segmento antenal con órganos sensoriales característicos
19	Negro	Negro	Negro con franjas angostas transparentes	8	Los segmentos antenales no presentan órganos sensoriales característicos
20	Cafe	Cafe	Cafe	7	El cuarto y quinto segmento antenal con órganos sensoriales característicos
21	Cafe	Cafe	Primeros segmentos amarillos y ultimos cafes.	9	El último segmento antenal presenta tres órganos sensoriales característicos
22	Negro	Negro	Seis franjas cafe intercaladas con cinco franjas transparentes delgadas.	7	Las alas anteriores de forma redondeada en comparación a los antes mencionados. (Especimen no frecuente).
23	Negro	Negro	Negro	7	Borde metálico en el dorso (Especimen no frecuente).
24	Negro	Negro	Negro	13	Las antenas largas en comparación a los antes mencionados. (Especimen no frecuentes).

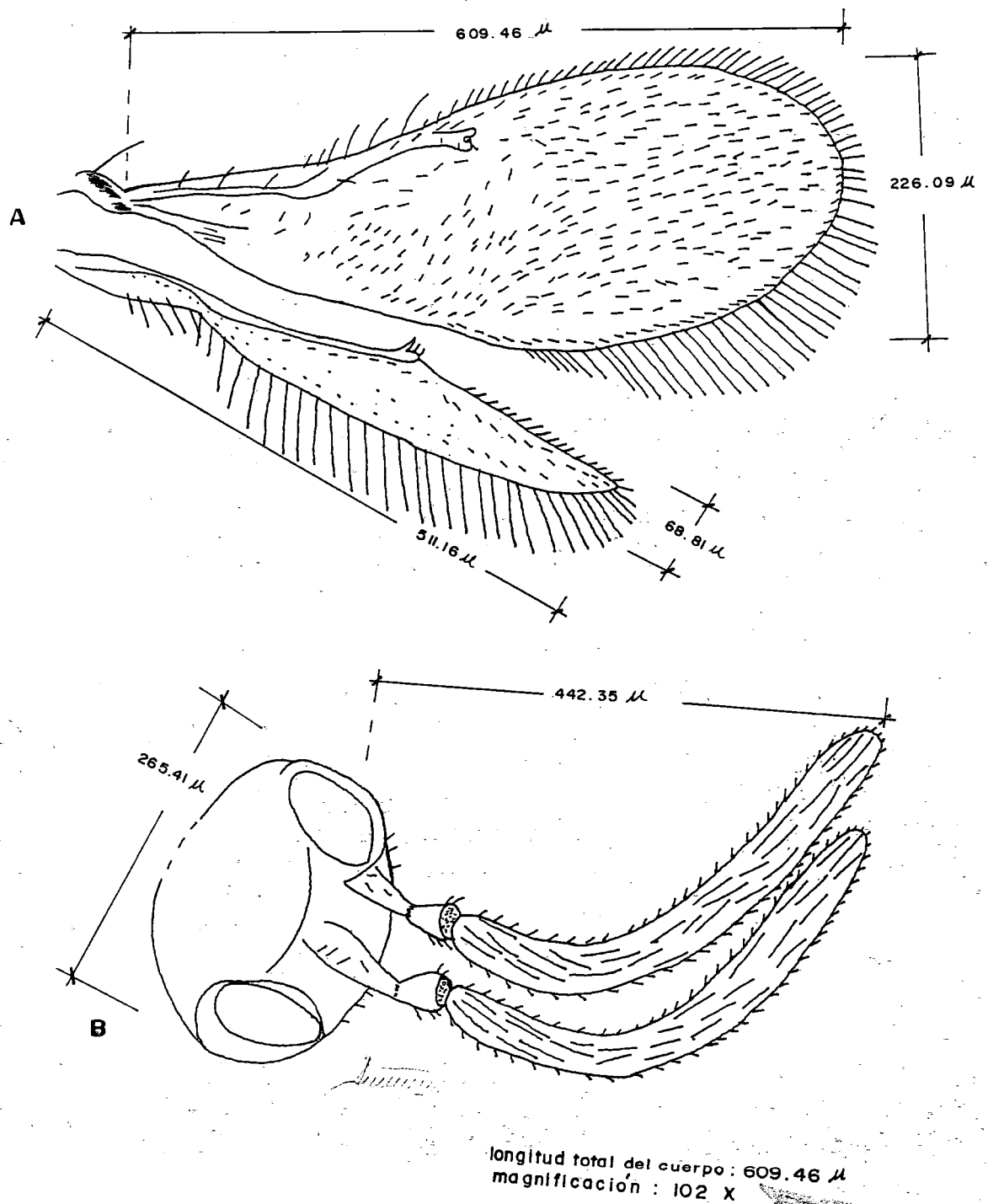
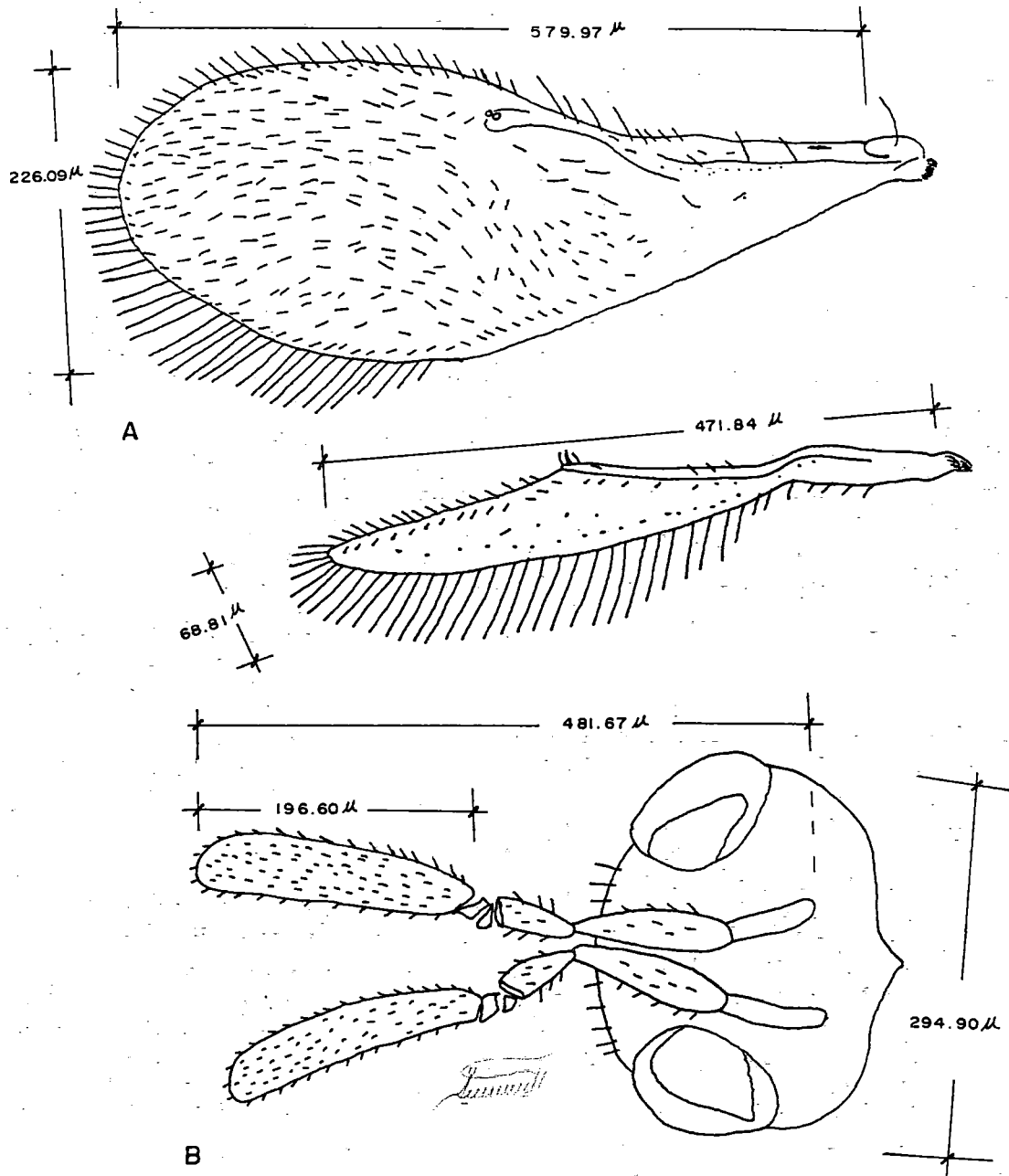


Fig. 13. *Encarsia tabacivora* (♂) parasitoide de *Bemisia tabaci* utilizado en el método de reproducción: A, dimensiones de las alas; B, dimensiones de la cabeza.





longitud total del cuerpo : 786.40 μ  
 magnificación : 102 X

Fig. 14 . Encarsia tabacivora (♀) parasitoide de Bemisia tabaci utilizado en el método de reproducción : A, dimensiones de las alas; B, dimensiones de la cabeza .

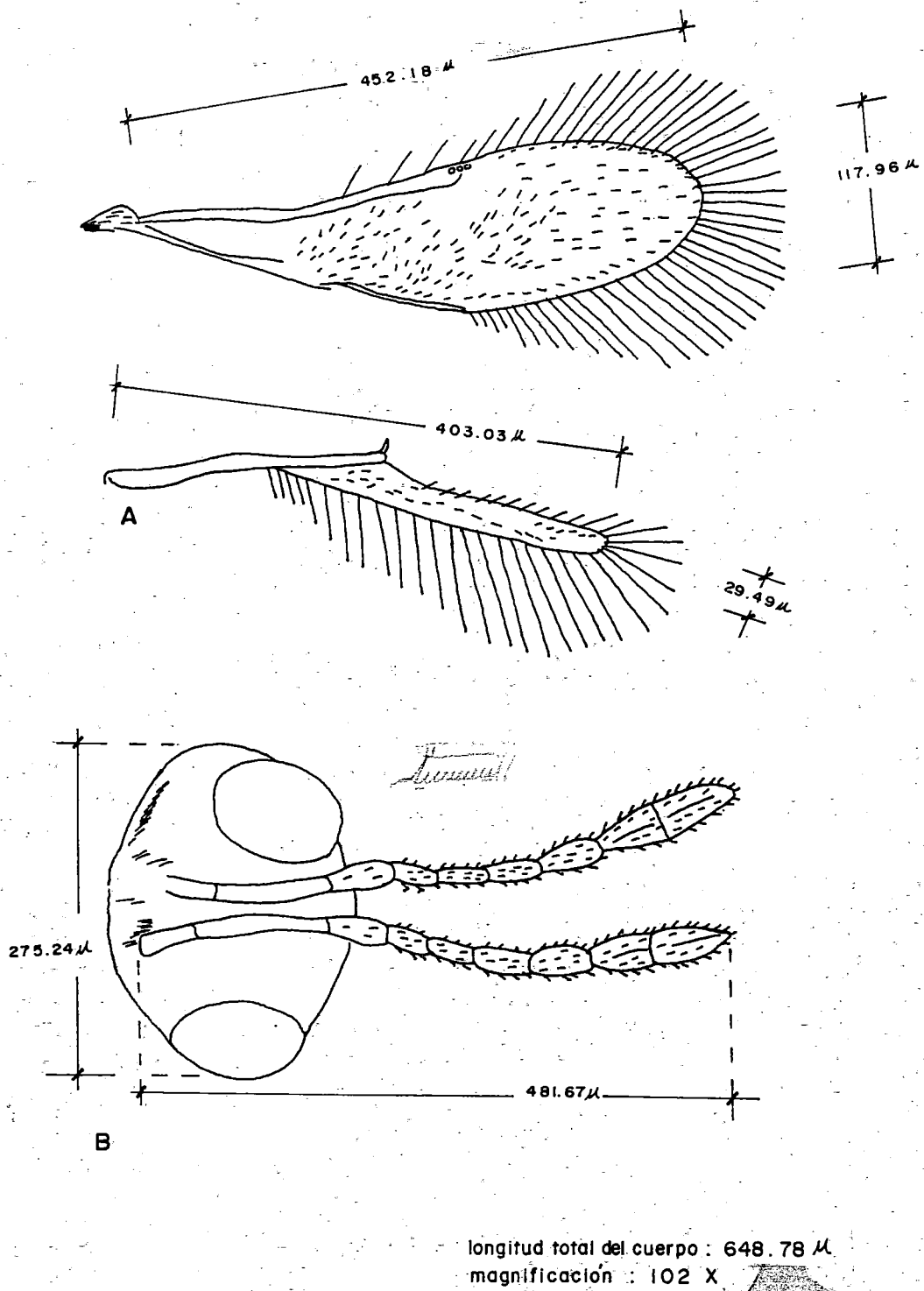
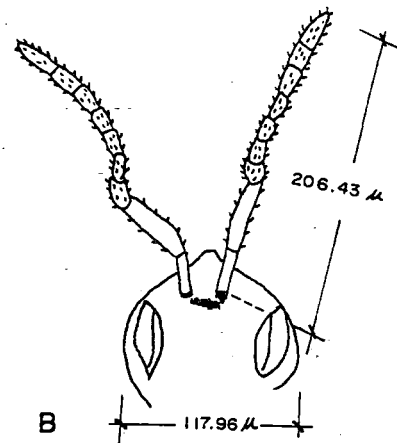
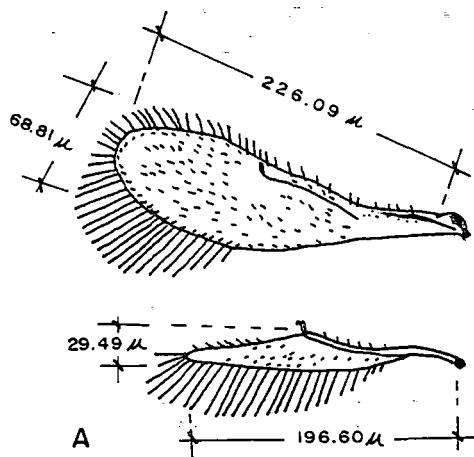
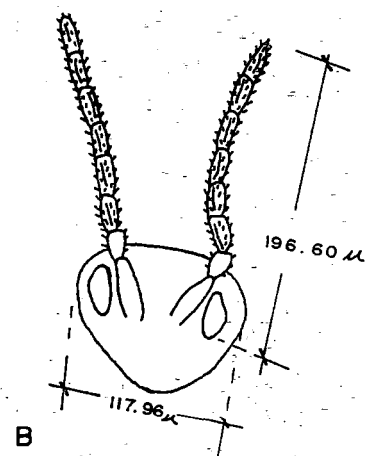
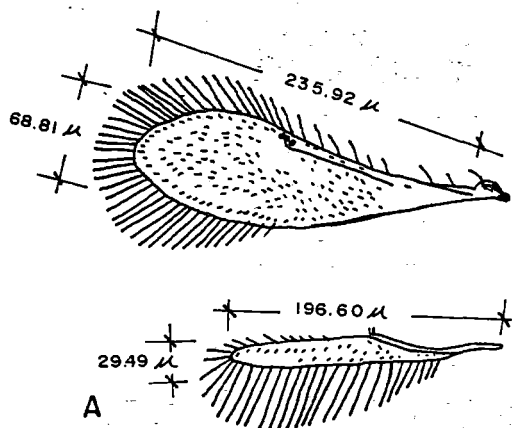


Fig. 15 . Parasitoide de Bemisia tabaci obtenido en el método de reproducción : A, dimensiones de las alas ; B, dimensiones de la cabeza .



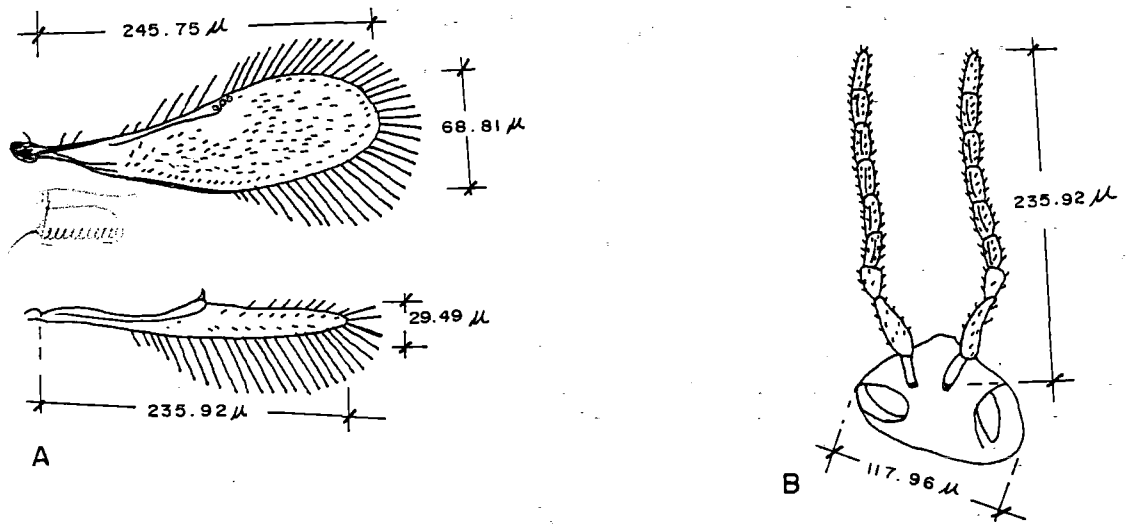
longitud total del cuerpo : 609.46 μ  
 magnificación : 102 X

Fig. 16. Parasitoide de ex-pupa de Bemisia tabaci, sin estructuras sensoriales características en las antenas: A, dimensiones de las alas; B, dimensiones de la cabeza.



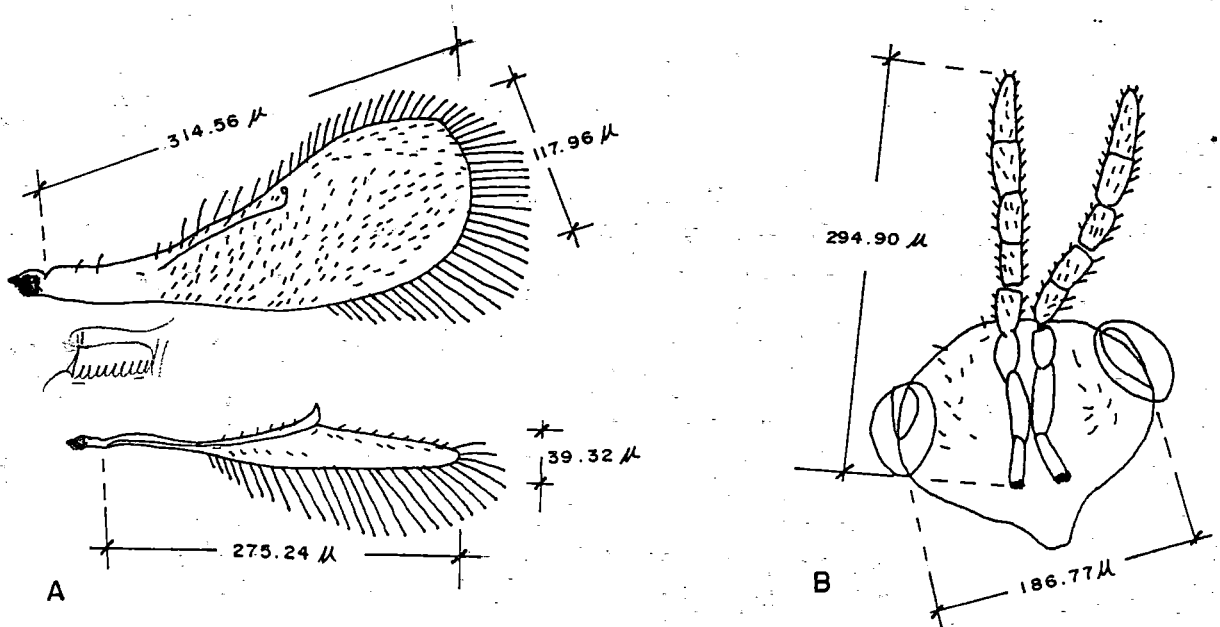
longitud total del cuerpo : 570.14 μ  
 magnificación : 102 X

Fig. 17. Parasitoide de ex-pupa de Bemisia tabaci, con estructuras sensoriales características en los últimos seis segmentos antenales: A, dimensiones de las alas; B, dimensiones de la cabeza.



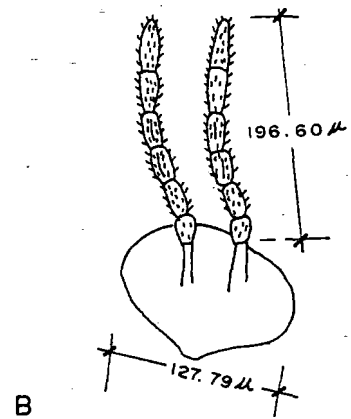
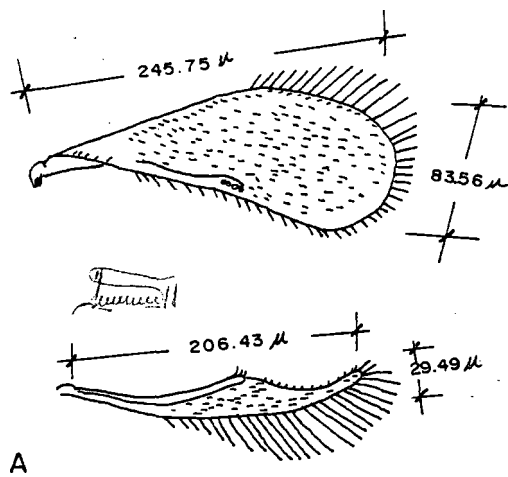
longitud total del cuerpo : 629.12  $\mu$   
 magnificación : 102 X

Fig. 18 . Parasitoide de ex-pupa de Bemisia tabaci ; con estructuras sensoriales características del cuarto al octavo segmento antenal : A , dimensiones de las alas ; B , dimensiones de la cabeza .



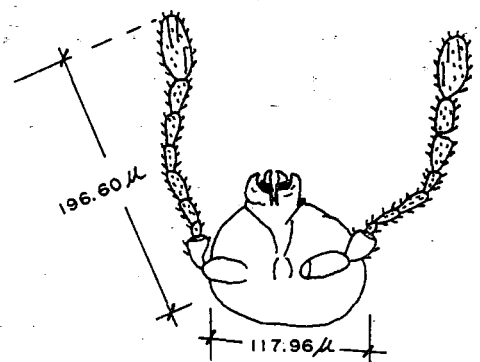
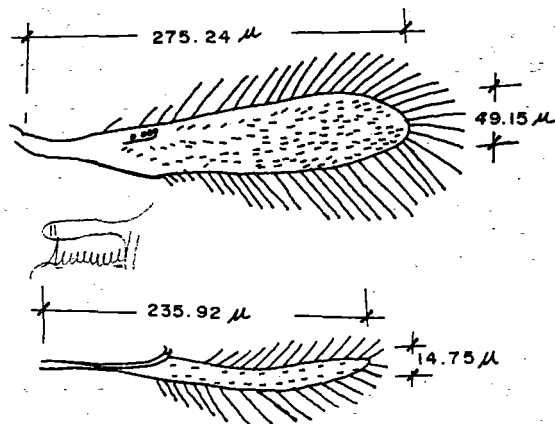
longitud total del cuerpo : 697.93  $\mu$   
 magnificación : 102 X

Fig. 19 . Parasitoide de ex-pupa de Bemisia tabaci , sin estructuras sensoriales características en las antenas : A , dimensiones de las alas ; B , dimensiones de la cabeza .



longitud total del cuerpo : 57 μ  
 magnificación : 102 X

Fig. 20. Parasitoide asociado a poblaciones de ninfas de *Bemisia tabaci*; con estructuras sensoriales características en el cuarto y quinto segmento antenal : A, dimensiones de las alas ; B, dimensiones de la cabeza .



longitud total del cuerpo : 638.95 μ  
 magnificación : 102 X

Fig. 21. Parasitoide asociado a poblaciones de ninfas de *Bemisia tabaci*, con tres estructuras sensoriales características en el último segmento antenal : A, dimensiones de las alas ; B, dimensiones de la cabeza .

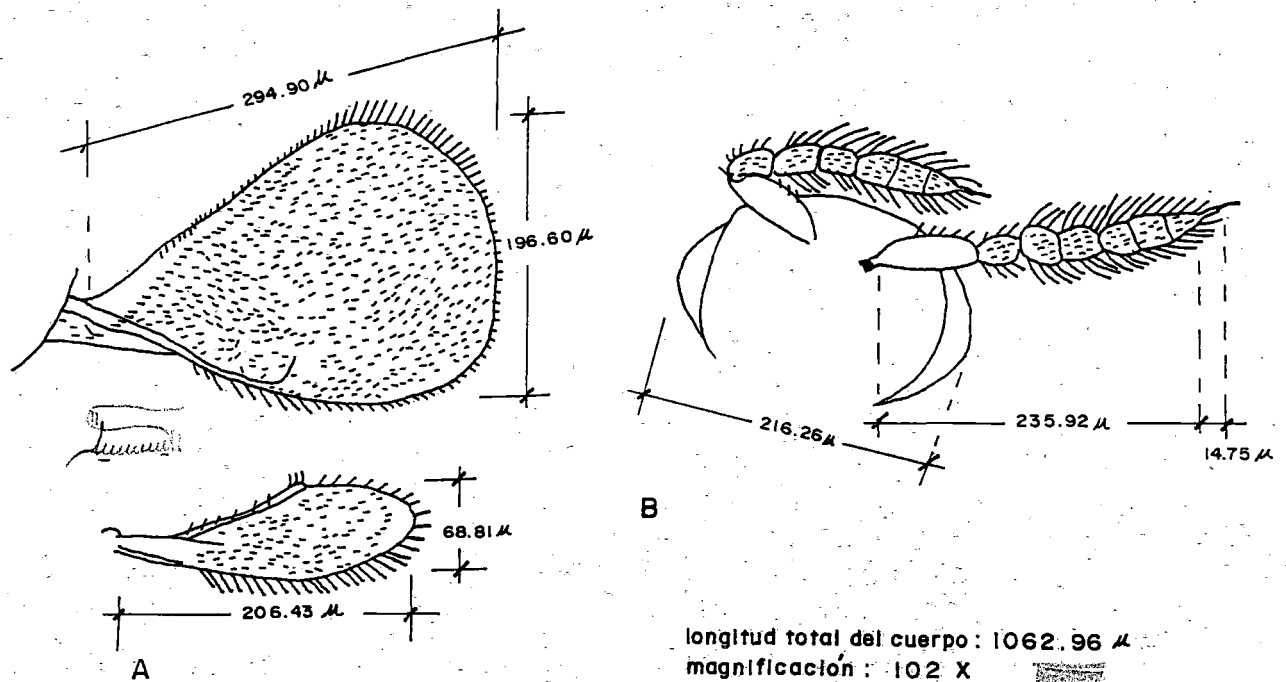


Fig. 22. Parasitoide menos frecuente asociado a poblaciones de ninfas de Bemisia tabaci : A, dimensiones de las alas; B, dimensiones de la cabeza .

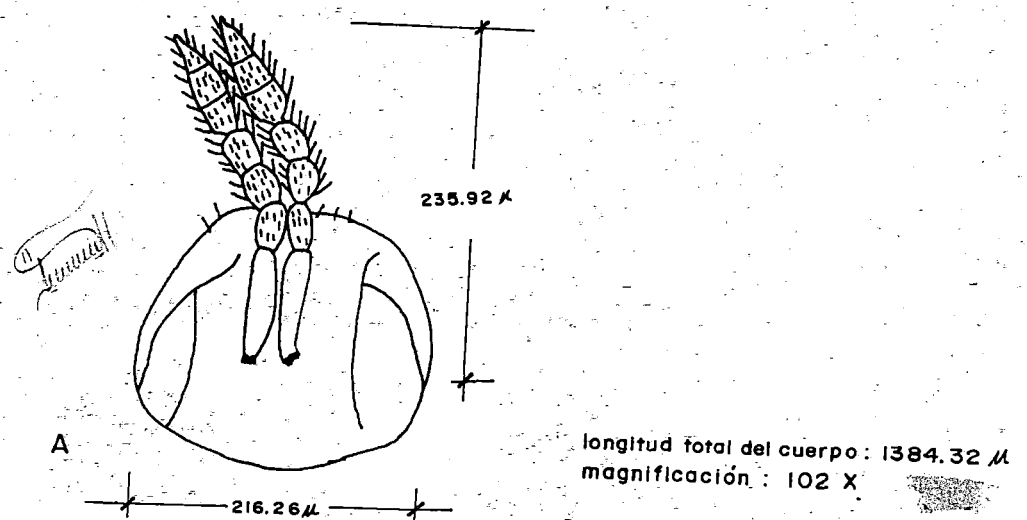
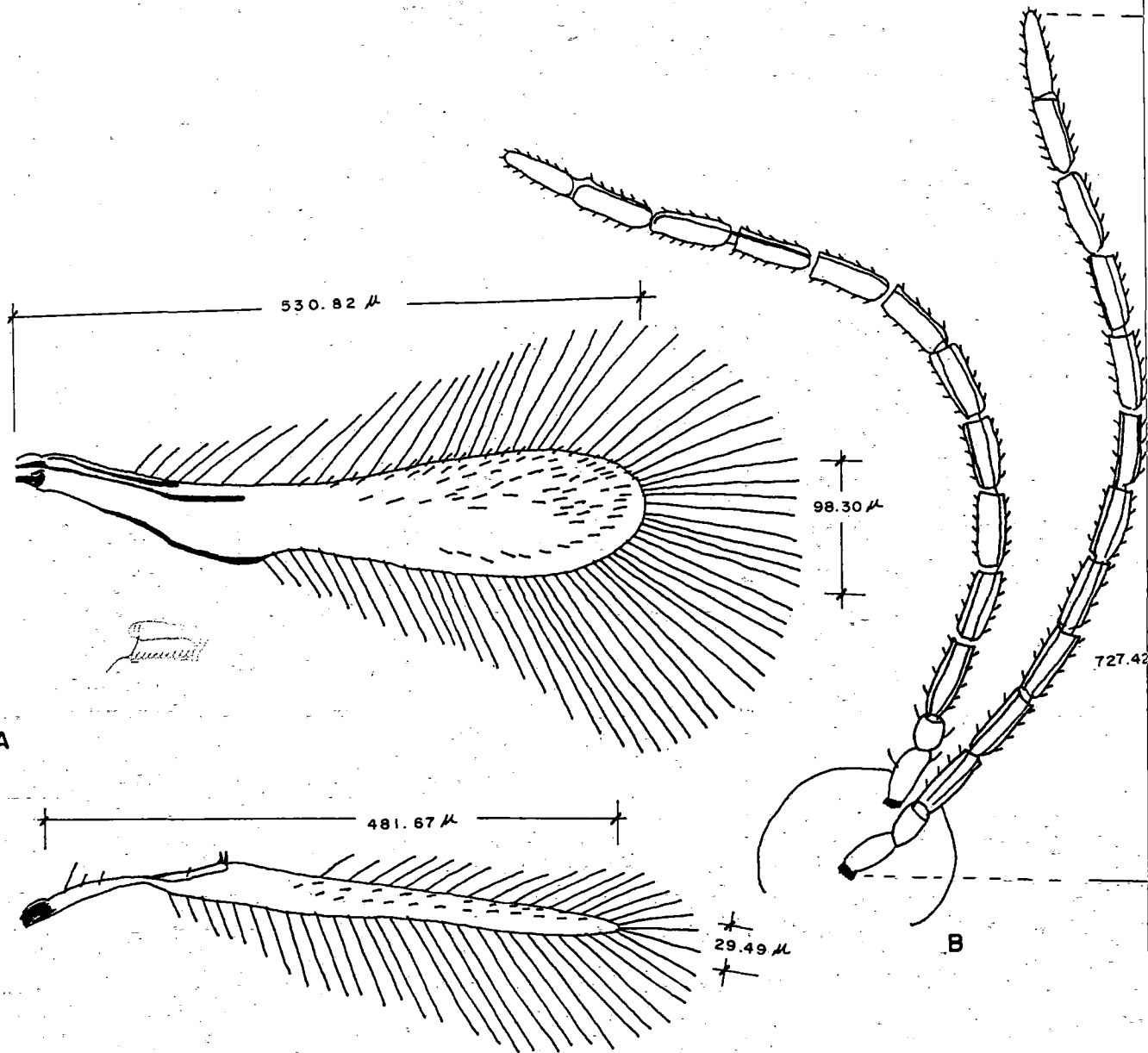


Fig. 23 . Parasitoide menos frecuente asociado a poblaciones de ninfas de Bemisia tabaci, con un borde metabólico en el dorso : A, dimensiones de la cabeza.



longitud total del cuerpo : 933.85  $\mu$   
 ancho cabeza : 21 (deforme).  
 magnificación : 102 X

MIDIO Y DIBUJO : SERMEÑOCHICAS, J. M.  
 CALCO : MARTÍNEZ DUEÑAS, J. M.

Fig. 24. Parasitoide menos frecuente asociado a poblaciones de ninfas de Bemisia tabaci, con mayor número de segmentos antenales : A, dimensiones de las alas; B, dimensiones de la cabeza.

#### 4.3. Fase de cría masal en condiciones de jaula e invernadero

##### 4.3.1. Producción de plantas limpias

Entre las plantas utilizadas en ésta etapa se consideran como de siembra directa frijol común y algodón, y de siembra indirecta tomate, camote y flor amarilla (Melampodium divaricatum, Familia Compositae).

De las plantas mencionadas las de siembra directa ofrecieron mayor ventaja sobre las de siembra indirecta, esto debido a que las primeras eran sembradas directamente en pilones (bolsas de polietileno) dentro de las "jaulas de producción de plantas limpias", lo cual evitaba el ataque de plagas y enfermedades, mientras que las segundas sus primeras etapas de desarrollo se daban fuera de las jaulas lo que permitía el ataque de plagas (mosca blanca y minador de la hoja) y enfermedades que interferían el desarrollo óptimo de la planta.

En relación a las plantas utilizadas para la "cría masal de parasitoides" en frijol y tomate; el frijol presentaba ventaja en cuanto a su fase de desarrollo. En frijol para llegar al estado fisiológico de 2-3 hojas trifoliadas tardó 23 días, mientras que en tomate tomó 48 días desde la siembra de la semilla en almácigo hasta la formación de 5-6 hojas.

##### 4.3.2. Mantenimiento de colonias de mosca blanca

El mantenimiento de colonias de mosca blanca, se inició



utilizando plantas de frijol y tomate; presentándose en éstas plantas el problema de que altas poblaciones de mosca blanca ocasionaban el debilitamiento general de las mismas, por la succión intensiva de savia y como consecuencia de frecuentes infecciones con virosis, además de las altas cantidades de fumagina en las hojas. A esto se agregó muchas veces el daño del "minador de la hoja" que era más severo en frijol; llegando a causar como efecto final la muerte de ambas plantas. Por estas dificultades se consideró conveniente reemplazar el frijol y tomate por plantas de mayor duración vegetativa (Algodón, Camote y Flor amarilla) y con menor posibilidad de experimentar los problemas antes mencionados; aunque siempre aparecieron algunas situaciones no deseables.

En el caso de las plantas de algodón, el principal problema que se presentó fué la alta incidencia de fumagina y en menor escala alguna incidencia de virosis y minador de hoja. Al utilizar esta planta no se previó que su crecimiento (altura) pronto resultó mayor que la altura de la jaula; lo cual dificultaba su manejo.

En cuanto a la planta de camote, el principal problema que se presentó fué la abundante población y daños en el follaje debidos a ácaros, los cuales infestaban rápidamente todas las plantas.

La ventaja que presentó esta planta fué que no experimentó ningún ataque debido a "minadores foliares" ni se observaron síntomas de virosis; sin embargo, se observó alguna incidencia indeseable de fumagina.

En flor amarilla (Melampodium divaricatum, familia compositae) se observaron daños por ácaros, minadores foliares y fumagina, pero todos en menor escala al compararlos con las otras plantas, lo que se consideró que en general, de todas las plantas utilizadas para el mantenimiento de la mosca blanca, la que mejores características presentó fue esta última especie de planta silvestre no cultivada, frecuentemente calificada como "maleza".

#### 4.3.3. Multiplicación de parasitoides

Para realizar esta fase se realizaron varias pruebas previas con el objetivo de conocer en términos generales la duración del ciclo vital de la mosca blanca y su parasitoide; así como algunos aspectos biológicos de la interacción de ambos. La emergencia de las moscas blancas se inició a los 16 y 18 días utilizando como plantas hospederas frijol y tomate respectivamente, mientras que los parasitoides iniciaron su emergencia 12 días después de la infestación en ambos hospederos (Fig. 25 y 26).

En el ensayo se determinó que el estadio de huevo en mosca blanca para ambos hospederos fue de 6 días; lo cual es un dato muy próximo a los mencionados por López-Avila quien reporta que la duración del estadio de huevo es de 6,14 días en plantas de frijol y de 7,3 días en tomate (51).

Se determinó que tanto a nivel de campo como de laboratorio se desarrollaron huevos y ninfas de Bemisia tabaci

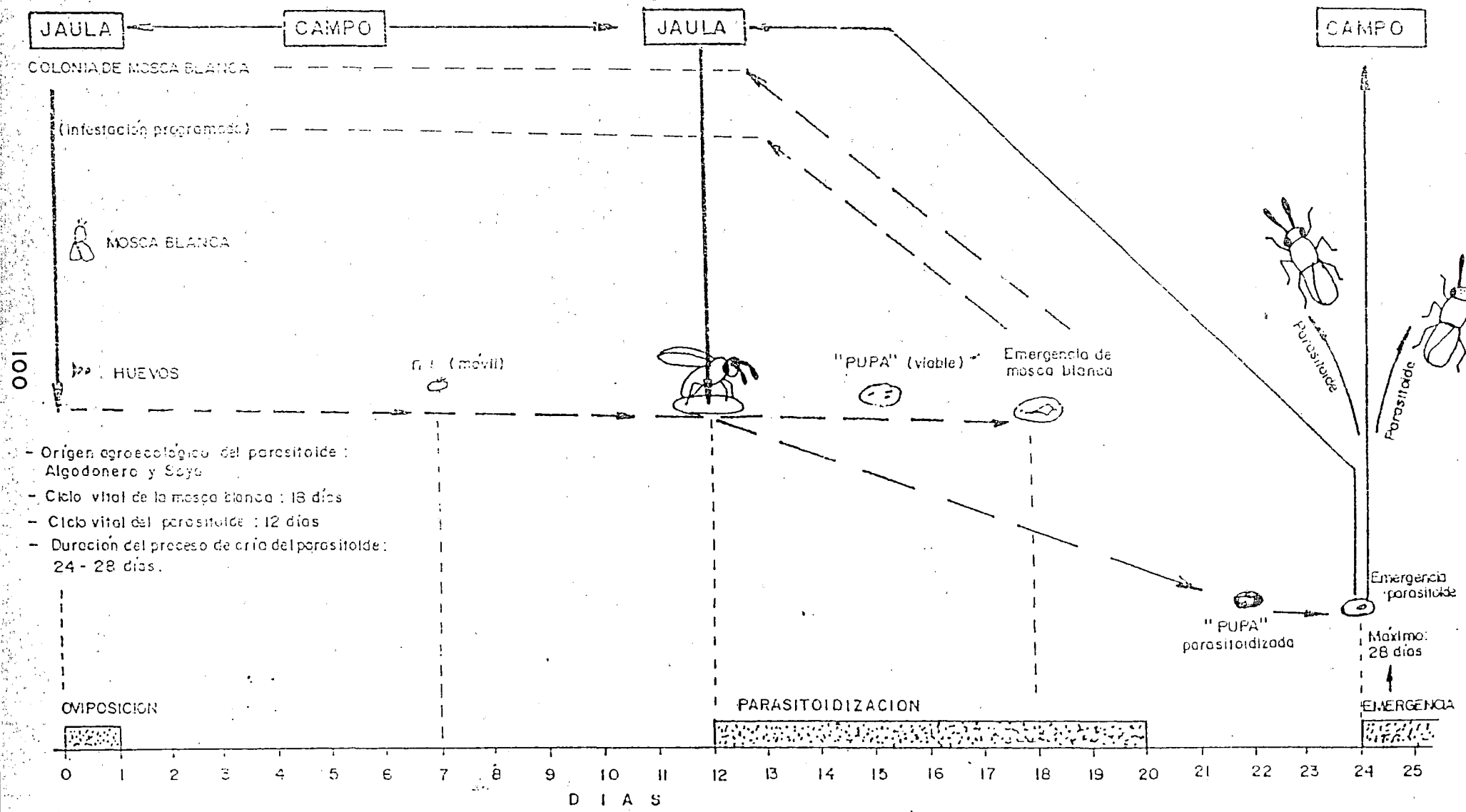


Fig. 25\_ Primera aproximación a la secuencia de eventos en el desarrollo de una cría a pequeña escala de *Encarsia tabacivora* parasitoida de *Bemisia tabaci*, utilizando plantas de tomate, en El Salvador (1991).

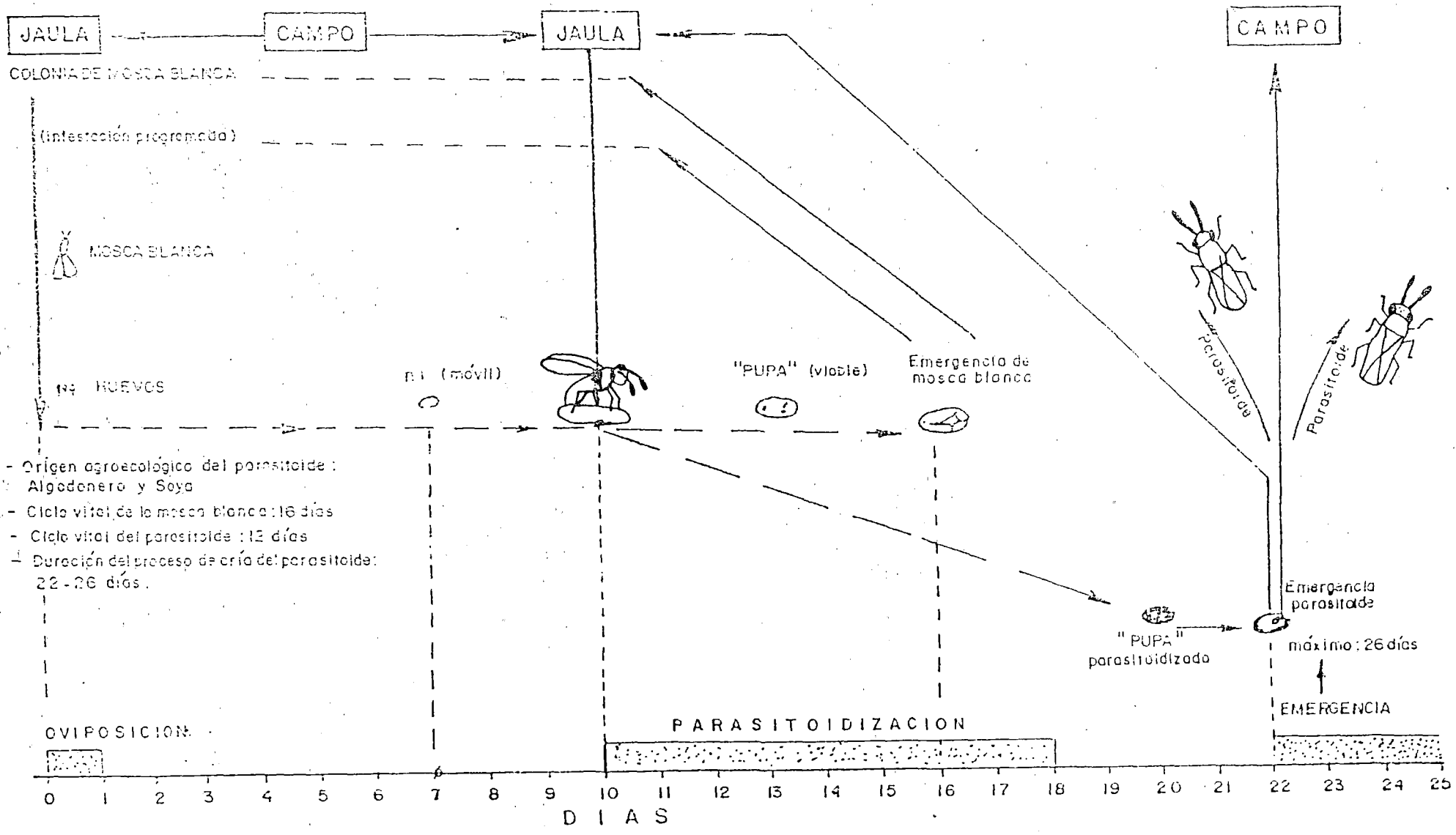


Fig. 26 Primera aproximación a la secuencia de eventos en el desarrollo de una cría a pequeña escala de *Encarsia tabacivora* parasitoida de *Bemisia tabaci*, utilizando plantas de frijol rojo de seda en El Salvador (1991).

en todos los hospederos utilizados en la investigación, incluyendo tomate. Al respecto debe traerse a relación que de acuerdo a recientes publicaciones del Centro Agronómico Tropical de Investigaciones y Enseñanza CATIE, sobre manejo integrado de plagas del tomate se ha afirmado que huevos y ninfas de Bemisia tabaci no han sido observados en el tomate en Centroamérica (19).

Para El Salvador, algunos técnicos involucrados en el cultivo de hortalizas, tal como Hanania<sup>3/</sup> (Comunicación personal) establecen que huevos y ninfas de Bemisia tabaci no han sido observados a nivel de campo en tomate en El Salvador. Ambos tipos de información no coinciden con los resultados obtenidos en el presente trabajo.

El momento de liberación de los parasitoides dentro de las jaulas de exposición fué ensayado a diferentes intervalos de tiempo, lográndose determinar que el tiempo propicio fué de 10 y 12 días para frijol y tomate respectivamente. En pruebas realizadas en ambos hospederos antes de este momento ya mencionado, ocurrió que los parasitoides ejercían poco control sobre la plaga, observándose en hojas de ambos cultivos, pocas ninfas presentando color amarillo intenso y al mismo tiempo ocurriendo la emergencia de altas cantidades de adultos de mosca blanca.

Cuando las liberaciones de parasitoides dentro de las jaulas se realizaron después de 10 y 12 días de desarrollo de

---

<sup>3/</sup> HANANIA, CESAR. 1990. Ing. Agr. Coordinador del Area de Entomología. FUSADES.



las ninfas en frijol y tomate respectivamente; ocurrió siempre la emergencia de altas poblaciones de la plaga en las jaulas de exposición de parasitoides. Esto se debió probablemente a las altas poblaciones y al estado de desarrollo muy avanzado de las ninfas, por lo que la poca cantidad de parasitoides utilizados en cada jaula y el período corto de acción de los mismos no permitió un adecuado control sobre la plaga (no se alcanzaron niveles de parasitoidismo mayores del 20% y 30% en frijol común y tomate respectivamente); cuando en contraste habían sido alcanzados niveles entre el 50% y 80% en dichas plantas cuando la exposición de los parasitoides fué a los 10 y 12 días respectivamente (Cuadro 4 y 5). Esto demuestra que es importante tomar en cuenta la sincronía en el desarrollo del estadio inmaduro de la Mosca Blanca y su susceptibilidad para ser eficazmente parasitoidizado.

Para obtener una estimación inicial acerca de una cantidad apropiada de parasitoides a utilizar en este método de reproducción; se probaron deferentes poblaciones por jaula del parasitoide (50, 100, 400 y 800).

Cuando se utilizaron 50 y 100 parasitoides se obtuvieron similares o menores progenies que los utilizados inicialmente.

Realizando pruebas con 400 y 800 parasitoides por jaula se obtuvieron resultados similares del porcentaje de parasitoidismo (aproximadamente 85%), por lo que se optó por utilizar 400 parasitoides como pie de cría en el método de producción.

Al analizar el Cuadro 4, podemos observar que el rango de

Cuadro 4. Tasa de Reproducción de Encarsia tabacivora parasitoide de Bemisia tabaci. en tomate a nivel de jaula.

PRUEBA	INFESTACION DE PARASITOIDE (F1)	No DE MACETAS USADAS	ESTADO FISIOLÓGICO DE LA PLANTA	EDAD DE LA PLANTA	MOSCAS BLANCAS EMERGIDAS	PARASITOIDE EMERGIDOS (F1)	% DE PARASITOIDISMO	TASA DE REPRODUCCION (EFICIENCIA)
1	400	4	5-6 hojas	26 días despues del transplante	508	3,627	87,71	9,06
2	400	4	5-6 hojas	26 días despues del transplante	634	3,552	84,85	8,88
2	400	4	5-6 hojas	26 días despues del transplante	516	3,531	87,25	8,82

Cuadro 5. Tasa de Reproducción de Encarsia tabacivora parasitoide de Bemisia tabaci. en frijol común a nivel de jaula.

PRUEBA	INFESTACION DE PARASITOIDE (F1)	No DE MACETAS USADAS	ESTADO FISIOLÓGICO DE LA PLANTA	EDAD DE LA PLANTA	MOSCAS BLANCAS EMERGIDAS	PARASITOIDE EMERGIDOS (F1)	% DE PARASITOIDISMO	TASA DE REPRODUCCION (EFICIENCIA)
1	400	4	2-3 hojas trifolia.	23 días despues de siembra	761	1,826	70,38	4,56
2	400	4	2-3 hojas trifolia.	23 días despues de siembra	608	2,770	82,00	6,92
3	400	4	2-3 hojas trifolia.	23 días despues de siembra	832	908	52,18	2,27

parasitoidismo alcanzado a nivel de jaula en tomate fue 84,85%-87,71%, llegándose a obtener una tasa de incremento de 8,88 a 9,06 veces (Cuadro 4 y 5).

El rango de parasitoidismo alcanzado a nivel de jaula en frijol fue de 52,18%-82,00%, llegándose a obtener una tasa de incremento de 2,27 a 6,92 veces (Cuadro 5).

La eficiencia del parasitoide fue menor en frijol donde las poblaciones alcanzadas fueron menores en comparación con el tomate, probablemente debido en parte a la acción de otros agentes ajenos a la reproducción del parasitoide, como fue la incidencia de minadores de la hoja (Liriomyza: Agromyzidae Díptera), virosis y fumagina, los cuales afectaron realmente a ambos hospederos, pero con mayor incidencia en frijol, disminuyendo la parasitoidización en esta planta. Así como también la disminución del número de ninfas en las hojas de frijol. Además de los problemas antes mencionados se presentó la enfermedad del "Mildiú Lanoso" y como efectos secundarios, la caída de las hojas viejas de frijol.

Adicionalmente es necesario considerar que el estado fisiológico de las plantas en el cual se infesta con mosca blanca; probablemente puede influir en el número de ninfas sobre el follaje, ya que en tomate se utilizó a un estado de 5-6 hojas y en frijol de 2-3 hojas trifoliadas.

En la reproducción de parasitoides a nivel de jaula e invernadero, las variaciones de temperatura y humedad relativa no fueron significativas (Cuadro A-11) por lo cual no fue posible determinar si influyeron dichos factores



climáticos en el desarrollo de los parasitoides de B. tabaci.

Como un pequeño complemento adicional al conocimiento de posibles hospederos alternativos para reproducir Bemisia tabaci en trabajos de cría masal, se llevó a cabo una prueba en la cual se determinó que esta especie de mosca blanca es capaz de reproducirse en el follaje de plantulas de madrecaao (Gliricidia sepium, familia Papilionacea) a nivel de jaula, llegándose a obtener altas poblaciones de ninfas por hoja y comprobándose la emergencia de mosca blanca adulta en cajas Petri conteniendo hojas de madrecaao infestadas con ninfas de últimos estadios.

Todo lo anteriormente expuesto tiene estrecha relación con lo establecido por el Commonwealth Institute Of Biological Control quien menciona que deben realizarse investigaciones más a fondo con el objeto de determinar otros hospederos alternativos como fuentes de infestación de moscas blancas y parasitoides (24).

#### 4.4. Fase de campo: Liberación de parasitoides

##### 4.4.1. Liberación de parasitoides en condiciones de campo.

En la zona del Valle de Zapotitán, antes de iniciar la liberación de los parasitoides en el campo fue necesario muestrear la vegetación de cultivos (tomate, frijol común y frijol chilipuca) para determinar la posibilidad de la

presencia de la plaga y sus parasitoides, valorando el porcentaje de parasitoidismo nativo en tal lugar. Esto es importante pues para sobrevivir el parasitoide le es indispensable su hospedero (mosca blanca), lo cual coincide con lo que refiere Woctz citado por Eggenkamp y Mansveld, en 1978, en cuanto a la necesidad de la plaga (mosca blanca) para liberar el parasitoide, siendo en algunas ocasiones necesaria su introducción (28). Osborne en 1982, refiere en el mismo sentido que el parasitoide si no logra encontrar suficientes estadios ninfales para ejercer su reproducción puede matar los que encuentre por la relación alimentación directa sobre tales hospederos (63).

En relación a la información pertinente a niveles de población de mosca blanca y sus parasitoides en el Valle de Zapotitán; vinculados con la liberación a pequeña escala de parasitoides reproducidos a nivel de laboratorio, ésta se presenta en el Cuadro 6 y la Figura 27 (a-f). Tal información es objeto del siguiente análisis:

Un día antes de la liberación de los parasitoides reproducidos a nivel de laboratorio, se realizó el primer muestreo (7 de Junio de 1991) obteniéndose el siguiente panorama: en el cultivo de tomate asociado con frijol (Fig. 27a), la cantidad de mosca blanca presento un incremento entre dicho muestreo y el siguiente, realizado el 15 de Junio de 1991. En cambio en el monocultivo de tomate (Fig. 27b), el número de moscas blancas se mantuvo más o menos constantes; siendo mayor en el monocultivo de tomate en comparación con el

Cuadro 6. Biocontrol (\*) de *Bemisia tabaci* en Parcelas experimentales ( 196 m<sup>2</sup> c/u) en El Valle de Zapotitán, antes y despues de la liberación de *Encarsia Tavacidora* reproducidos masivamente en jaulas, sobre una colonia de B. tabaci procedente del mismo lugar (\*\*) 1991.

FECHA DE MUESTREO	TOMATE ( Monocultivo )			TOMATE ( *** ) ( Asociado con frijol )			FRIJOL ( Monocultivo )			FRIJOL ( *** ) ( Asociado con tomate )			ASOCIADO ( **** ) TOMATE - FRIJOL			CHILIFUCA		
	ADULTOS		% DE	ADULTOS		% DE	ADULTOS		% DE	ADULTOS		% DE	ADULTOS		% DE	ADULTOS		% DE
	M.B.	Parasit.	Parasit.	M.B.	Parasit.	Parasit.	M.B.	Parasit.	Parasit.	M.B.	Parasit.	Parasit.	M.B.	Parasit.	Parasit.	M.B.	Parasit.	Parasit.
7 jun/91	183	16	8.94	75	3	3.85	61	4	4.71	67	8	10.67	142	11	7.19	133	29	17.90
15 jun/91	158	39	25.00	87	14	13.86	46	9	16.36	53	11	17.19	140	25	15.15	83	22	20.95
28 jun/91	54	10	15.63	24	7	22.58	37	6	13.95	42	9	17.65	66	16	19.51	21	5	19.23
E	373.00	65.00	49.57	186.00	24.00	40.29	164.00	19.00	35.02	162.00	28.00	45.50	348.00	52.00	41.85	237.00	56.00	58.08
X	124.33	21.67	16.52	62.00	8.00	13.43	54.67	6.33	11.67	54.00	9.33	15.17	116.00	17.33	13.95	79.00	16.67	19.36
r	61.01	15.31	8.07	33.45	5.57	9.37	23.25	2.52	6.15	12.53	1.53	3.90	43.31	7.09	6.25	56.11	12.34	1.53
C.V. (%)	49.08	70.64	48.82	53.95	69.60	69.79	42.52	39.76	52.70	23.20	16.37	25.73	37.34	40.93	44.81	71.02	66.11	7.90

( \* ) Calculado como porcentaje en muestras de follaje (totalizando 50 hojas) infestado en cada cultivo.

( \*\* ) Los parasitoides se obtuvieron de ninfas de mosca blanca criadas en follajes de tomate

( \*\*\* ) Estos cultivos constituyen una sola parcela con cultivo intercalado con igual tamaño (196 m<sup>2</sup>) que las de monocultivo.

( \*\*\*\* ) Calculado en base a 100 hojas muestradas ( 50 hojas por cada cultivo )

7 de Junio de 1991 : Muestreo antes de la liberación de los parasitoides.

8 de Junio de 1991 : Primera liberación de los parasitoides.

6 de Junio de 1991 : Segunda liberación de los parasitoides.

asocio. En éstos intervalos de muestreo la abundancia de población de parasitoides adultos aumentó, tanto en el monocultivo de tomate como en el asocio, lo cual probablemente fué favorecido por la acción de los parasitoides liberados el 8 de Junio de 1991. A partir del 15 de Junio de 1991 al 28 de Junio del mismo año, se observó un decremento notable de población adulta de mosca blanca y sus parasitoides en ambos cultivos (asocio y monocultivo de tomate). En relación al porcentaje de parasitoidismo del cultivo de tomate en asocio se observó un incremento, siendo el mínimo de 3,85% el 7 de Junio de 1991 hasta llegar a un máximo de 22,58% el 28 de Junio de 1991, mientras que en el monocultivo de tomate el parasitoidismo incrementó hasta un máximo del 25,00% el 15 de Junio de 1991, luego se presentó un brusco decremento hasta 15,63% el 28 de Junio del mismo año.

La abundancia de mosca blanca en el cultivo de frijol asociado y monocultivo (Fig. 27c y 27d) fué máxima el 7 de Junio de 1991, decreciendo hasta llegar a un mínimo el 28 de Junio de 1991. La densidad de población de los parasitoides adultos fué máxima el 15 de Junio de 1991, disminuyendo en el siguiente muestreo realizado el 28 de julio del mismo año, esta disminución fue menor en frijol asociado.

La tendencia en algunos casos para el decremento de la abundancia de población de mosca blanca y sus parasitoides en frijol y tomate inmediatamente después de la segunda liberación de parasitoides (16 de junio de 1991) pudo estar relacionada con el clima atemporalado que se presentó en la

zona (17-20 junio de 1991), lo cual afectó la luminosidad.

Esta proposición se basa en lo que se ha expuesto por algunos autores en cuanto a la relación del efecto de las lluvias y las horas luz en la eficiencia del parasitoidismo. Parr et. al., 1976 citado por Stacey sugieren que la longitud del día e intensidad de la luz son factores importantes para la parasitoidización efectiva (85).

En forma especial puede considerarse el parasitoidismo ejercido sobre la totalidad de la población de Bemisia tabaci en las plantas de tomate y frijol y examinar su comportamiento; así tomando en cuenta que de cada cultivo se totalizaban 50 hojas (Cuadro 6); en la parcela del cultivo asociado prudencialmente se colectó un total de 100 hojas el cual corresponde la cifra de 348 moscas blancas; lo cual deberá tomarse la mitad para hacer justas comparaciones con las parcelas de monocultivo y así resulta que el asocio de los cultivos susceptibles a la alimentación de mosca blanca; provocan que en una misma área de terreno (196 m<sup>2</sup>) la población de esta última alcance totales (aproximadamente 174 moscas blancas) acumulados en el mismo lapso de tiempo (del 7 al 28 de junio) comparables a las de frijol en monocultivo (164 moscas blancas) pero mucho menores que el cultivo de tomate en condiciones de monocultivo (373 moscas blancas), lo cual hace pensar que en el Valle de Zapotitán y con la variedad de tomate empleada (Santa Cruz) la población local de mosca blanca muestra más preferencia por tomate que por frijol. Debe considerarse también que la población de Bemisia

tabaci local fue especialmente escasa, razón por la cual hubo necesidad de liberar algunas cantidades de ellas criadas en San Salvador, bajo condiciones de jaula y procedentes de un pie de cría originaria precisamente del Valle de Zapotitán (Sección 3.5 de metodología).

Una situación análoga conviene analizar con las poblaciones obtenidas de parasitoides en las dos parcelas de monocultivo: frijol (19 parasitoides), tomate (65 parasitoides) y en la parcela de asocio frijol-tomate ((24 + 23) / 2) = 24.0 parasitoides). Tales cifras hacen pensar que la condición de asocio mejora la reproducción de parasitoides en relación al monocultivo de frijol; pero aún fue superior en el caso de monocultivo de tomates, en lo que la población de mosca blanca ya ha sido discutido que se crió más abundantemente.

Finalmente examinado el posible impacto promedio de los parasitoides sobre la plaga (Bemisia tabaci) en el porcentaje de parasitoidismo resulta claro que en los monocultivos (frijol: 11,67%, tomate 16,52%) y en la parcela de cultivo asociado tomate-frijol (13,95%) a lo largo de todas las fechas no parece haberse dado mayores diferencias.

En el cultivo de frijol chilipuca (Fig. 27e) se observó una disminución de la población de mosca blanca y una tendencia similar pero menos clara en relación a la población de parasitoides. En ambos casos los niveles máximos de población ocurrieron el 7 de junio de 1991 y un mínimo el 28 de junio del mismo año; existiendo sin embargo muy poca

variación en el porcentaje de parasitoidismo.

Es importante observar que el porcentaje de parasitoidismo nativo (Fig. 27f) antes de la liberación fué en un orden ascendente: chilipuca (17,90%), frijol asocio (10,67%), tomate monocultivo (8,94%) frijol monocultivo (4,71%) y tomate asocio (3,85%).

Las plantas de frijol chilipuca que se sembraron antes que los cultivos de frijol común y tomate, ya sea como monocultivo o asociados; evidenció la existencia de un nivel de control biológico nativo por parasitoides.

Tal nivel no fué superado por los demás cultivos ya sea solo o asociados.

Antes de cualquier liberación de parasitoides fué claro que el frijol asociado con tomate, seguido por el tomate en condiciones de monocultivo, presentaron niveles mayores de parasitoidismo de origen local.

Comparando frijol y tomate (Cuadro 6 y Fig. 27f), parece que los datos sugieren que el parasitoidismo en frijol se establece con menor variabilidad si se encuentran presentes plantas de tomate intercaladas, en relación a parcelas con frijol monocultivo. En el caso del tomate el parasitoidismo parece ser un tanto más estable en tomate monocultivo; ya que el intercalamiento de frijol parece incrementar la variabilidad del nivel promedio del parasitoidismo.

En relación a los niveles de parasitoidismo en todos los cultivos en las tres lecturas expresadas con sus promedios respectivos; puede advertirse que tal promedio resultó

notablemente representativo en el caso de plantas de frijol chilipuca debido a su bajo coeficiente de variabilidad (7,90%). En contraste la variabilidad fue mucho mayor en el caso de tomate asociado con frijol (69,79%). Una condición de mediana variabilidad fue la del frijol asociado al tomate (25,73%), ya que el frijol monocultivo tuvo variabilidad alta (52,70%); pero no mayor al tomate asociado con frijol. Haciendo un análisis del asocio tomate frijol resulta que en una misma área de terreno (196 m<sup>2</sup>), se observó que el porcentaje de parasitoidismo presentó menor variabilidad (44,81%) en comparación con los monocultivos tomate (48,82%) y frijol (52,70%).

No se tiene información suficiente en relación al nivel inicial de población de Bemisia tabaci y de sus parasitoides y el tiempo requerido para lograr un buen establecimiento de altos niveles de parasitoidismo, como para comparar justamente y apropiadamente las tendencias de aumento o los mayores niveles alcanzados en plantas de frijol chilipuca que fueron plantadas 15 días antes, en relación a las otras plantas (frijol común y tomate).

Con la información presente y en base al hecho de que no se previó alguna modalidad de parcela testigo; no es posible afirmar con certeza si las fluctuaciones de los niveles de parasitoidismo fueron afectados o no por las liberaciones de parasitoides. Sin embargo si es notorio que la proporción de cambios desde los niveles iniciales del parasitoidismo hasta los finales observados en el lapso del 7-28 de junio, fue más



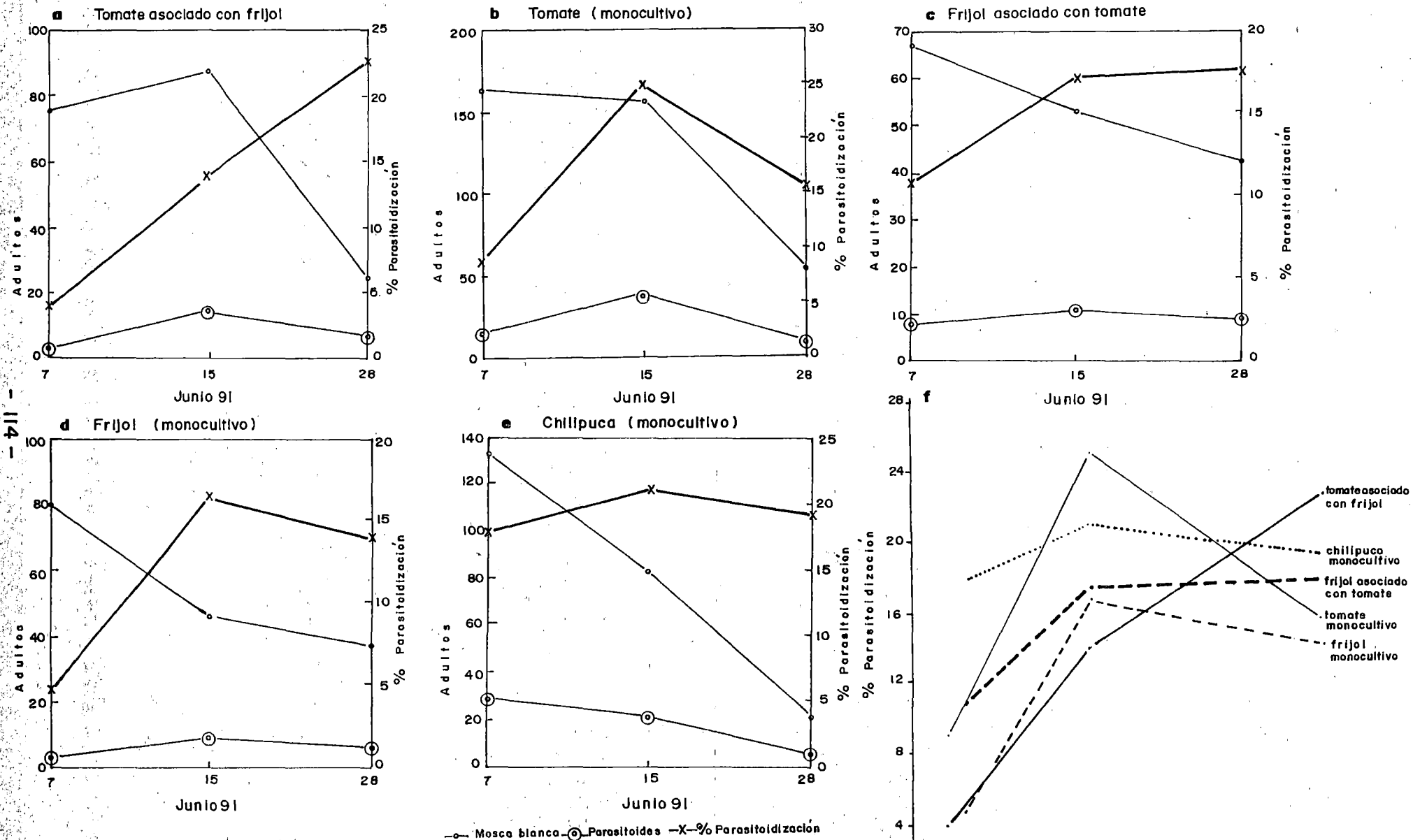


Fig. 27. Biocontrol de *Bemisia tabaci* en parcelas experimentales en el Valle de Zapotitán, antes y después de la liberación de *Encarsia tabacivora* reproducida masivamente en jaula sobre una colonia de *B. tabaci* precedente del mismo lugar (1991).

10 20 30  
Junio 1991

notable en las plantas de tomate; especialmente cuando estaban en asocio, observándose un notorio incremento el cual en ningún momento decreció (Fig. 27a).

#### 4.4.2. Liberación de parasitoides en condiciones de invernadero.

En relación a la información pertinente a niveles de población de mosca blanca y sus parasitoides criados sobre plantas de frijol rojo en un invernadero del Centro Nacional de Tecnología Agrícola (CENTA); vinculada con la liberación de parasitoides (en cantidad de 450 aproximadamente de acuerdo a conteos acumulados en tubos de vidrio de las jaulas con trampa de luz) reproducidos a nivel de laboratorio se presenta esta en Cuadro 7 y Figura 28; de la cual se desprende el siguiente análisis.

Minutos antes de la liberación de los parasitoides adultos reproducidos a nivel de laboratorio, se realizó el primer muestreo (13 de Julio de 1991), obteniéndose un 0,05% de parasitoidismo nativo en frijol. Después de liberar los parasitoides la cantidad de moscas blancas y parasitoides acusó un incremento entre el muestreo anterior y el siguiente, realizado el 22 de Julio de 1991, reportándose un 8,95% de parasitoidismo. En los dos últimos muestreos se dió un leve incremento en el porcentaje de parasitoidismo, llegando a un máximo de 9,70% en el último muestreo realizado el 12 de Agosto de 1991; sin embargo el número de moscas blancas y

Cuadro 7. Biocontrol de Bemisia tabaci en plantas de frijol en un invernadero del CENTA, antes y después de la liberación de Encarsia tabacivora reproducida masivamente en jaulas, sobre una colonia de B. tabaci procedente del Valle de Zapotitán (\*) 1991

Fecha de Muestreo	A D U L T O S		
	M.B.	Parasitoide	% DE
			Parasitoide
13 julio 91	1916	1	0.05
22 julio 1991	3477	342	8.95
1 agosto 1991	2648	263	9.03
12 agosto 1991	892	96	9.70
$\Sigma$	8,933.00	702.00	27.73
X	2,233.25	175.50	6.93
$\sigma$	1098.26	155.08	4.60
C.V. (%)	49.18	88.36	66.39

M.B. = Mosca blanca

$$\% \text{ de parasit.} = (\Sigma \text{ de parasit.}) 100 / (\Sigma \text{ parasit.} + \Sigma \text{ mosca blanca})$$

La liberación se realizó con parasitoides adultos el 13 de julio de 1991.

(\*) Los parasitoides se obtuvieron de ninfas de B. tabaci criadas en follaje de "Flor Amarilla" (Melampodium divaricatum).

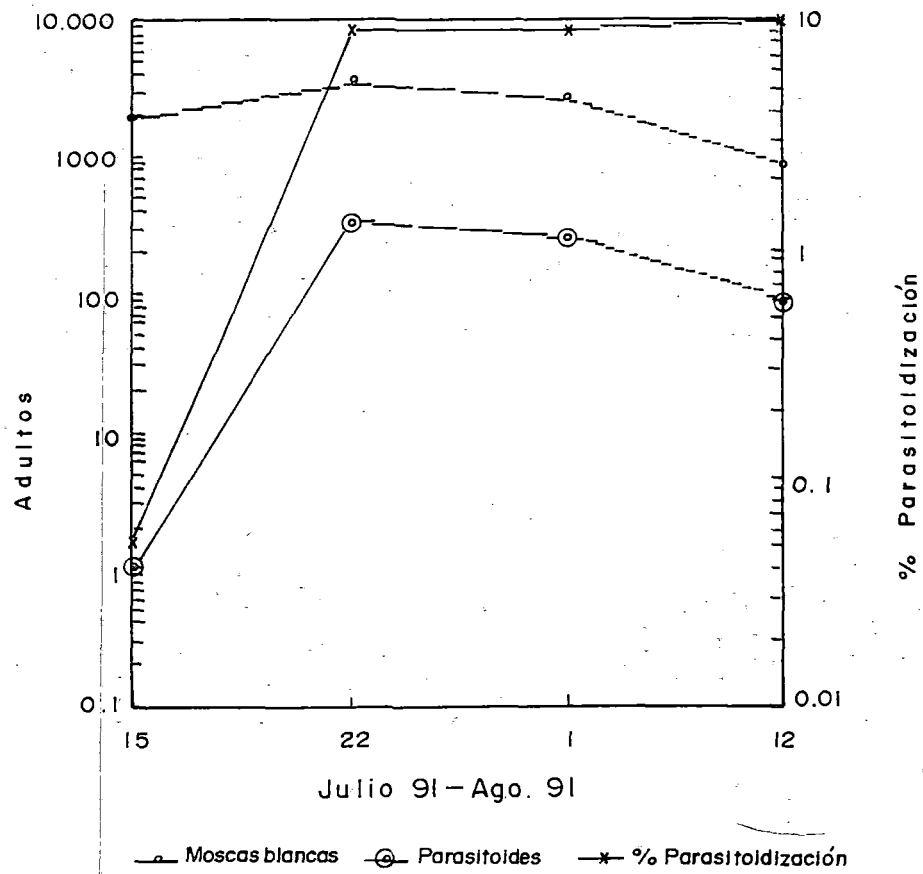


Fig. 28. Biocontrol de *Bemisia tabaci* en frijol común en un invernadero del CENTA, antes y después de la liberación de *Encarsia tabacivora* reproducida masivamente en jaulas sobre una colonia de *B. tabaci* procedente del Valle de Zapotitán (1991).

parasitoides decreció en los dos últimos muestreos, siendo mayor la disminución del número de moscas blancas adultas por lo que el porcentaje de parasitoidismo en ningún momento decreció.

Debe de señalarse también que la liberación de los parasitoides adultos se realizó dos días después que los adultos habían emergido razón por la que se observó en el fondo del bote de vidrio en que se transportaron un alto porcentaje de mortalidad, lográndose determinar a nivel de laboratorio con ayuda de un microscopio estereoscopio la existencia de un número aproximado de 445 parasitoides adultos muertos (lo cual significó casi un 50% de mortalidad de la cantidad que originalmente se pensó liberar).

Tal nivel de mortalidad ocurrió a pesar que se había colocado alguna cantidad de miel de abejas sin aguijón (probablemente del género Trigona) sobre las hojas en que se habían criado las ninfas parasitoidizadas ("Flor Amarilla" Compositae: Melampodium divaricatum).

Aún con estos problemas se logró un incremento en el porcentaje de parasitoidismo.

Esta experiencia permitió comprobar la capacidad que poseen los parasitoides de ejercer su acción sobre moscas blancas criadas de diferentes plantas. Se considera que el porcentaje de parasitoidismo alcanzado pudo verse influenciado por el bajo número de plantas de frijol existentes en el invernadero (30 macetas de barro) y por la poca cantidad de parasitoides liberados efectivamente (alrededor de 450); lo

cual a su vez favoreció un posible efecto de la poca dispersión del parasitoide dentro del invernadero.

La disminución en el número de moscas blancas y parasitoides en los dos últimos muestreos probablemente se debió al estado avanzado de desarrollo de la planta de frijol que permitió la abscisión de hojas seniles, además de que la colecta de un número de hojas trifoliadas como muestra para evolución (30 hojas) en cada visita, causaba la disminución del número de insectos, ya que únicamente se realizó una liberación de parasitoides el 13 de Julio de 1991, por lo que la cantidad de insectos benéficos muestreados no era reemplazado. También es conveniente señalar que antes de realizar la liberación de parasitoides, las plantas existentes en el invernadero habían estado sujetas a frecuentes aplicaciones de varios productos químicos<sup>4/</sup> (metomyl:lannate, metaminophos:tamarón, etc), los cuales en algunos casos incluso provocaron fenómenos de fitotoxicidad en las hojas de frijol especialmente cuando la acción del químico era realizado bajo altas temperaturas existentes en el invernadero (Cuadro A-12) favorecieron dicho fenómeno. Pese a estas consecuencias ni las moscas blancas ni los parasitoides nativos fueron totalmente eliminados por completo, reportándose un 0,05% de parasitoidismo nativo; fenómeno que concuerdan con lo que sugiere Gerling *et. al.* (1980) (24).

En relación a los valores del coeficiente de variación

---

4/ REINA DE SERRANO. 1991. Técnica del Departamento de Protección Vegetal. CENTA.

(c.v.) puede observarse que de un total de mosca blanca adulta de 8933 y de una media de lecturas de 2233 25 se obtuvo un nivel de variabilidad del 49.18% y de una población de parasitoides de 702 y una media de 175,5 se obtuvo un nivel de variación de 88,36% entre cada muestreo. En relación al porcentaje de parasitoidismo se obtuvo un nivel de variación de 66,39% de un total de 27,73% y un promedio de 6,93% en los diferentes muestreos realizados (Cuadro 7).

La variabilidad existente en monocultivo de frijol sujeto a liberaciones de parasitoides tanto en condiciones de campo como de plantas de frijol a nivel de invernadero se tiene que la cantidad de mosca blanca adulta fue de 49,18% comparado con el monocultivo de frijol a nivel de campo que fue menor (42,52%) (Cuadro 6 y 7) ocurriendo en forma diferente con los parasitoides adultos, llegándose a obtener mayor variabilidad en frijol en condiciones de invernadero (88,36%) comparado con el frijol monocultivo a nivel de campo (39,76%). La variación que existió en el porcentaje de parasitoidismo fue mayor en frijol a nivel de invernadero (66,39%), que en monocultivo de frijol (52,70%).

La alta variabilidad en el número y porcentaje de parasitoidismo a nivel de invernadero probablemente se debió a que el primer muestreo realizado antes de la liberación únicamente se registró un parasitoide, siendo constante las siguientes tres muestreos realizados después de la liberación de los parasitoides; mientras que en monocultivo de frijol a nivel de campo antes de la primera liberación se registraron

cuatro parasitoides, siendo variables los siguientes muestreos los cuales por ser muy pocos (dos muestreos) no se puede apreciar claramente los cambios. Los datos expuestos anteriormente (Cuadro 7) fueron obtenidos a una temperatura promedio dentro del invernadero de 28,90°C por la mañana y por la tarde de 36,06°C (Cuadro A-12), estas temperaturas no se determinó si tuvieron alguna incidencia en el comportamiento de la plaga y su parasitoide.



## 5. CONCLUSIONES

- 1- Se comprobó la existencia de un nivel nativo de control biológico de Bemisia tabaci ejercida por parasitoides a nivel de campo en cultivos sujetos a la aplicación de insecticidas.
- 2- La diversidad de parasitoides existentes en la Estación Experimental y de Prácticas de la Facultad de Ciencias Agronómicas, UES (Zona costera) y el Valle de Zapotitán es abundante; llegándose a detectar un total de doce avispas morfológicamente diferentes asociadas a poblaciones de ninfas de B. tabaci.
- 3- La especie de parasitoide de B. tabaci que se encontró más frecuentemente y abundante fué Encarsia tabacivora (Hymenóptera: Aphelinidae) el cual fue utilizado en el método de reproducción.
- 4- El parasitoide de Encarsia tabacivora utilizado en el método de reproducción fué capaz de reproducirse bajo condiciones de jaula e invernadero y controlar a Bemisia tabaci en un rango de 50%-80% de parasitoidismo en frijol común y tomate respectivamente.
- 5- Los parasitoides utilizados en el método de reproducción

son capaces de adaptarse a diferentes condiciones climáticas, ya que el pie de cría fué obtenido en la zona costera del Campo Experimental de la Facultad de Ciencias Agronómicas, UES, reproducidas a nivel de jaula en San Salvador y liberado en el Valle de Zapotitán; sin que aparentemente se afectará su conducta entomofaga.

- 6- La flor amarilla (Compositae: Melampodium divaricatum) es una planta no cultivada con características favorables para la reproducción de los parasitoides de B. tabaci.

## 6. RECOMENDACIONES

- 1- Cuando se realicen estudios de liberación y evaluación de parasitoides de mosca blanca se recomienda tomar en cuenta el uso de parcelas testigos y determinar el número y tamaño muestra adecuado facilitando de esta manera la interpretación de los datos obtenidos.
  
- 2- Realizar estudios sobre ciclo biológico de Encarsia tabacivora en diferentes especies de moscas blancas y plantas hospederas (cultivables y no cultivables).
  
- 3- Completar estudios sobre la sincronía huésped-parasitoide bajo condiciones diversas de localidad, época del año y plantas hospederas con el propósito de incrementar la precisión del método de reproducción en cada situación.
  
- 4- Hacer ensayos para determinar el momento propicio de la liberación de parasitoides de B. tabaci, tomando en cuenta la época del año, forma, frecuencia y número de parasitoides a liberar; dentro de un enfoque de manejo integrado de plagas.
  
- 5- Continuar esfuerzos de detección, multiplicación y liberación de parasitoides de B. tabaci en El Salvador, en diferentes zonas y plantas hospederas.

- 6- De las doce avispaas asociadas a ninfas de B. tabaci , es necesario realizar estudios de dimorfismo y proporción numérica de sexos determinando interrelaciones biológicas entre ellas.
- 7- Determinar preferencias de alimento por parte de los parasitoides de B. tabaci, en el cual no se afecte su capacidad controladora.
- 8- Estudiar metodologías que prevengan la incidencia de factores bióticos indeseables que representen limitación a la eficiencia de multiplicación de parasitoides de mosca blanca a nivel de jaula e invernadero.
- 9- Realizar estudios para determinar la influencia de factores climáticos en las poblaciones de enemigos naturales.
- 10- Evaluar la influencia de cultivos asociados en la eficacia de los parasitoides sobre poblaciones de mosca blanca en los cultivos.
- 11- Estudiar la posibilidad de dirigir esfuerzos de liberación de parasitoides de mosca blanca especialmente de B. tabaci, con el propósito de mejorar niveles de biocontrol local en vegetación no cultivada (a veces "malezas") previo al establecimiento de periodos de cultivo.

## 7. BIBLIOGRAFIA

- 1- ABBASS, A.K.; AL-HITTY, A.A.; ALI, A.A. 1988. Evaluation of various control practices and their time of application against the whitefly (Bemisia tabaci Genn.) and some other pest on fall cucumber. Journal of Agriculture and Water Resources Research, Plant production. Baghdad, Irak. p. 123-142.
- 2- ABDEL-FATTAH, M.I.; HENDI, A.; EL-SAID, A. 1986. Ecological studies on parasites of the cotton whitefly Bemisia tabaci (Genn.) in Egypt. Bulletin of the Entomological Society of Egypt, Economic Series. Egipto. p. 95-105.
- 3- ABDEL-FATTAH, M.I.; HENDI, A.; KOLAIB, M. 1987. Studies on Prospaltella lutea Masi, a primary parasite of the cotton whitefly, Bemisia tabaci (Genn.) (Hom.: Aleyrodidae). Bulletin of the Entomological Society of Egypt. Shebin El-Kom, Egypt. p. 119-129.
- 4- AGEKYAN, N.G. 1981. The biological characteristics of the parasite Encarsia formosa Gahan (HYM., Aphelinidae). Entomologicheskoe. Batumi, URSS. p. 92-96.
- 5- ALBERT, R.; SAUTTER, H. 1989. Parasitoids protect christmas stars from whiteflies. Schlupfwespen schutzen Weihnachtssterne vor Weisser Fliege. German Federal Republic. p. 1671-1673

- 6- ANDREWS, K.; QUEZADA, J. 1989. Integración de componentes Entomológicos. In manejo Integrado de plagas Insectiles en la Agricultura: Estado Actual y Futuro. El Zamorano (Honduras), Centroamérica. p. 330.
- 7- ARAKAWA, R. 1982. Reproductive Capacity and amount of host-feeding of Encarsia formosa Gahan (Hymenoptera, Aphelinidae). Clearance Center Hamburg, Germany p. 175-182.
- 8- BARLETTA, M. sf. Virus-carrying whitefly reaches Europe from U.S. sp.
- 9- BELLONI, A.C.; VARGAS, O. 1986. Mosca Blanca del cultivo de yuca : Biología y control. Cali (Col.) p. 9.
- 10- BELLOTI, A.C.; SCHOONHOVEN, A. 1978. Cassava pest and their control, Cali (Col.). Cassava Information Center, CIAT. p. 21-22.
- 11- BELLOWS, T.S.; ARAKAWA, K. 1988. Dynamics of Preimaginal Population of Bemisia tabaci (Homoptera: Aleyrodidae) and Eretmocerus sp. (Hymenoptera: Aphelinidae) in Southern California Cotton. Entomological Society of América. (Cal.) 17(3): 483-487.
- 12- BERLINGER, M.J.; DAYAN, E. 1988. Integrated control of

Bemisia tabaci in greenhouse tomatoes planted early in the season. Hassadeh Negev, Israel. p. 1711-1713.

13- BLUMEL, S.; HAUSDORF, H. 1986 The combined use of yellow traps and Encarsia formosa (Gahan) for the control of Trialeurodes vaporariorum (Westwood) Under-glass. Bundesanstalt Für Pflanzenschutz, Viena, Austria p. 1-10.

14- BONILLA, S.; ESCOBAR, J.; DURAN, R. 1989. Resumen de investigación sobre virosis y mosca blanca Bemisia tabaci (Genn.) en el cultivo del algodón en El Salvador. In Seminario Nacional de Manejo Integrado de plagas (2a., 1988, San Salvador, El Salvador). Memoria. Informe Técnico No.145. p. 6.

15- BROADBENT, A.B.; FOOTIT, R.G.; MURPHY, G.D. 1989. Sweetpotato whitefly Bemisia tabaci (Genn.) (Homoptera: Aleyrodidae), A potential Insect Pest in Canadá. Ontario Ministry of Agriculture and food. Ontario, Canadá p. 1027-1028.

16- BUTLER, G.D.; HENNEBERRY, T.J.; CLAYTON, T.E. 1983. Bemisia tabaci (Homoptera: Aleyrodidae): Development, Oviposition, and longevity in relation to temperature. Western Cotton Research Laboratory ARS, USDA. Arizona, U.S.A. p. 310-313.

- 17- CAMPOS, J. 1987. Enfermedades del frijol. México, D.F. Trillas. p. 83-85.
- 18- CARDONA, C.; FLOR, C.; PASTOR, M. 1982. Problemas de campo en los cultivos de frijol en América Latina. Cali, Colombia. CIAT. p. 18-19.
- 19- CENTRO AGRONOMICO TROPICAL DE INVESTIGACION Y ENSEÑANZA. 1990. Guía para el manejo integrado de plagas del cultivo de tomate. ed. CATIE. Turrialba (C.R.) p. 50-53.
- 20- CENTRO DE RECURSOS NATURALES, SERVICIO DE METEOROLOGIA E HIDRAULICA. Almanaque Salvadoreño. 1991. San Salvador, El Salvador. M.A.G. p. 80, 83, 88.
- 21- CENTRO INTERNACIONAL DE AGRICULTURA TROPICAL. 1979. Problemas de producción del frijol. Enfermedades, Insectos, limitaciones edáficas y climáticas de Phaseolus vulgaris. Trad. Jorge I. Victoria. Ed. Howard F. Schwartz y Guillermo E. Galvez. Cali, (Colombia) p. 265-271.
- 22- CHERKASOV, V.A. 1986. Effectiveness of the biological method in the greenhouse. Zashchita Rastenii Kishinev, URSS. p. 54-56.



- 23- COCK, M.J. 1986. Possibilities for classical biological control. Bemisia tabaci a literature survey on the cotton whitefly with and annotated bibliography. (G.B.). FAO-CAB. 1986: 63-72.
- 24- COMMON WEALTH INSTITUTE OF BIOLOGICAL CONTROL. 1981. Possibilities for the use of biotic agents in the control of the whitefly, Bemisia tabaci. Biocontrol News and Information (G.B.) C.A.B. 2(1): 7-13.
- 25- DAXL, R. 1989. Manejo integral de plagas del algodónero. In Andrews K, y Quezada, J. R. 1989. Manejo Integrado de plagas Insectiles en la Agricultura: Estado Actual y Futuro. El Zamorano (Hond) Centroamérica. p. 402-403.
- 26- DeBACH, P. 1964. Control Biológico de las plagas de insectos y malas hiervas. Trad. Carlos Manuel Castaños. México, D.F. Continental, S.A. p. 533.
- 27- DELVARE, G. 1987. Clasificación y particularidades biológicas de los himenópteros parásitos. In XIV Congreso Agrícola. Sociedad Colombiana de Entomología. Cali (Col.). p. 13.
- 28- EGGENKAMP, M.; MANSVELD, R. 1982. The parasite-host relationship between Encarsia formosa (Hymenoptera:Aphe-

linidae) and Trialeurodes vaporariorum (Homoptera: Aleyrodidae) Clearance Center Hamburg, Germany. p. 258-279.

- 29- EICHELKRAUT, M.K. 1987. Biología, Aspectos Ecológicos y cría masal de Bemisia tabaci (Genn.) (Homoptera-Aleyrodidae). Tesis Biol. Entom. Universidad del Valle, División de Ciencias. Plan de Estudios de Biología. Cali (Col.). p. 28, 32-55, 89.
- 30- ESCOBAR, J. C. 1983. Dinámica de población y control natural de Bemisia tabaci Genn.; en el cultivo del algodón. San Salvador, Universidad de El Salvador. Facultad de Ciencias Agronómicas. 14 p.
- 31- FERROSA, R. 1984. "Líneas doradas" mejoran las perspectivas de frijol en América Central. Hojas de Frijol para América Latina. (Col.) 6(12): 2.
- 32- GALVEZ, G.; CARDENAS, M.; CASTANO, M. 1982. Enfermedades del frijol causados por virus y su control, guía de estudio. 2a. ed. Cali, Col. CIAT. p. 21-28.
- 33- GERLING, D. 1986. Natural enemies of Bemisia tabaci, Biological Characteristics and potential as Biological Control Agents: A Review Elsevier Science Publishers B.V. Netherlands p. 99-110.

- 34- GERLING, D.; FOLTYN, S. 1987. Development and host preference of Encarsia lutea (Mast) and interspecific host discrimination with Eretmocerus mundus (Mercet) (Hym., Aphelinidae) parasitoids of Bemisia tabaci Genn. Journal of applied Entomology. Tel Aviv, Israel. p. 445-433.
- 35- GERLING, D.; RIVNAY, T. 1984. A new species of Encarsia (HIMENOPTERA: Aphelinidae) parasiting Bemisia tabaci (HOM.: Aleyrodidae). Tel Aviv, Israel 29(94): 439-444.
- 36- GLASSHOUSE CROPS RESESEARCH INSTITUTE. 1975. Biological pest control, rearing parasites and predator, little hampton, Sussex. Growers Bulletin No.2 p. 1-10.
- 37- GRAVENA, S. 1984. Integrated management of tomato pest XXIV Congresso Brasileiro de Olericultura I Reunia o Latino-Americana Brasilia, Brazil. p. 129-149.
- 38- GREATHEAD, A.H. 1986. Host plants. Bemisia tabaci a literature survey on the cotton whitefly with an annotated bibliography. (G.B.) FAO-CAB. 1986: 17-25.
- 39- GROSSMAN, J. 1987. Whitefly control southwest. Research Note. Berkeley, California. p. 6.

- 40- GUTIERREZ, A.; ZUNIGA, N. El Sistema Policultivo Tomate-frijol como alternativa para el manejo integrado de plagas de tomate en Villaflores, Chiapas Mexico. In Congreso Nacional de manejo Integrado de plagas. (4to, 1990, Managua, Nic.). Memorias 23 al 26 de Octubre.
- 41- HALLMAN, G.; ANDREWS, K. 1989. Frijol. In Andrews, K. y Quezada, J.R. 1989. Manejo integrado de plagas insectiles en la agricultura: Estado actual y futuro. Cap. 33. El Zamorano, (Honduras). Centroamérica. p. 528.
- 42- HUFFAKER, C.; MESSENGER, P. 1976. Theory and practice of biological control. New York Academic Press. p. 158
- 43- HULPAS, P.M. 1978. The relationship between host-plant leaf structure and parasitization efficiency of the parasitic wasp Encarsia formosa Gahan (Hymenoptera: Aphelinidae). Department of Ecology, Zoological Laboratory. Leiden, Netherlands p. 431-440.
- 44- HUNTER, M.S. 1989. Suitability of stage of female Encarsia pergandiella (Hymenoptera Aphelinidae) for Development of Conspecific Male Hyperparasites. Entomophaga. New Yersy. (U.S.A.) 34(2): 265-274.
- 45- INTEGRATED PEST MANAGEMENT FOR COTTON IN THE WESTERN RE-

GION OF THE UNITED STATES. 1984. University of California, División of Agriculture and natural resoueces. California. p. 84-85.

46- KAJITA, H.; VAN LENTEREN, J.C. 1982. The parasitehost relationship between Encarsia formosa (Hymenoptera: Aphelinidae) and Trialeurodes vaporariorum (Homonoptera: Aleyrodidae). University of Leiden Netherlands pp. 430-439.

47- KRANZ, J.; SCHMUTTERER, H.; KOCH, W. 1982. Enfermedades, plagas y malezas de los cultivos tropicales. Berlin, Verlag Paul Parey. p. 341-343.

48- LASTRA, R. 1988. La virología vegetal en el contexto del manejo integrado de plagas. In Seminario manejo Integrado de plagas. C.R. CATIE. (Serie Técnica, Informe Técnico No. 81. p. 141.

49- LEON QUANT, G.; HIDALGO SALVATIERRA, O.; LINDO ESPINOZA, E.; VAUGHAN RODRIGUEZ, M. 1975. Estudio de la mosca blanca. Informe. Managua, Nicaragua S.N.T. p. 26-31, 35.

50- LOPEZ-AVILA, A. 1986. Natural Enemies. Bemisia tabaci a literature survey on the cotton whitefly with a annotated bibliography. (G.B.) FAO-CAB. 1986: 27-35.

- 51- LOPEZ-AVILA, A. 1986. Taxonomy and Biology Bemisia tabaci a literature survey on the cotton whitefly with a annotated bibliography. (G.B.) FAO-CAB. 1986: 3-10.
- 52- LOPEZ AVILA, A.; COCK, M. 1986. Economic Damage. Bemisia tabaci a literature survey on the cotton whitefly with annotated bibliography. (G.B.) FAO-CAB. 1986: 51-53.
- 53- MARTIN, J.E. 1977. The insects and Arachnids of Canadá part I. Collecting, preparing and preserving Insects Mites, and Spiders. Biosystematics Research-Institute Ottawa, Ontario. p. 135-136.
- 54- MATTHEWS, G.A. 1986. Overview or chemical control with Special reference to cotton crops. Bemisia tabaci a literature survey on the cotton whitefly with and annotated bibliography. (G.B.) FAO-CAB. 1986: 55-58.
- 55- MCGUIRE , J.; CRANDALL, B. 1967. Survey of insect pests and plant diseases of selected food crops of México, Central América and Panamá. United States Department of Agriculture. p. 29-30, 52.
- 56- MENESES, R.; UZCATEGUI, R.; LASTRA, R. 1989. El virus del mosaico amarillo del tomate en Costa Rica. Fito-patología. (C.R.). 24(2): 44.

- 57- MOHAMMAD, H. 1989. A revision of the species of Encarsia foerster (Hymenoptera: Aphelinidae) from India and the adjacent countries. The association for study of Oriental Insects. Gainesville, Florida. p. 1-131.
- 58- MONDONEDO, J.R.; ATILANO, M. 1982. Frijol y Chicharo. México, D.F. ed. Trillas. p. 53.
- 59- MORALES, F. 1987. Virus del Mosaico dorado: metodología de evaluación del germoplasma. Hojas de frijol. (Col) 9(1): 5.
- 60- MOUND, L.A.; HALSEY, S.H. 1978. Whitefly of the world. A systematic catalogue of the Aleyrodidae (Homoptera) with host plant and natural enemy data. Chichester, (G.B.) Brithis Museum (Natural History). p. 256-259, 340.
- 61- NAVAS, V. 1983. Control integrado del mosaico dorado del frijol (BGMV) en Guatemala. In Congreso Nacional del Manejo Integrado de Plagas. (1er, 1983, Guatemala, Gua.) Memorias 21 al 25 de febrero. (Gua.). p. 317-320.
- 62- NEDSTAM, B. 1988. A new whitefly species, Bemisia tabaci (Genn.) (Homoptera: Aleyrodidae), in Swedish greenhouses. Alnarp, Sweden. 52(3): 71-72.

- 63- OSBORNE, L.S. 1982. Temperature-Dependent Development of Greenhouse whitefly and its Parasite. Encarse formosa. Florida (U.S.A.). Entomological Society of América. p. 483-485.
- 64- OSBORNE, L.S.; HOELMER, K.; GERLING, D. 1990. Prospects for Biological Control of Bemisia tabaci. Florida (U.S.A.). SROP/WPRS Bulletin XIII/S. p. 153-160.
- 65- PADILLA, F.; PALMA, M. 1985. Diagnóstico parasitológico preliminar de los principales cultivos de El Salvador. Santa Tecla, El Salvador. MIP-CENTA-CATIE. p. 4-5,9.
- 66- PASTRANA, J.A. 1985. Caza, preparación y conservación de insectos. 2ª ed. El ateneo. Buenos Aires, Argentina p. 125-162.
- 67- PARR, W.; GOULD, H.; JESSOP, N.H. 1976. Progress towards a biological control programme for glasshouse whitefly (Trialeurodes vaporariorum) on tomatoes. Glasshouse Crops Research Institute Littlehampton, Sussex (G.B.) p. 349-363.
- 68- PERERA, P.A. 1982. Some effects of insecticide deposit patterns on parasitism of Trialeurodes vaporariorum by Encarsia formosa. Association of Applied biologists. Silwood Park, Ascot, Berks (G.B.). p. 239-244.



- 69- PURITCH, G.S.; TONKS, N. 1982. Effect of a Commercial Insecticidal Scap on Greenhouse whitefly (Hom: Alyrod) and its parasitoid, Encarsia formosa (HYM:Aphelinidae) Journal Entomological Society. British Columbia (Can) p. 25-28.
- 70- RAJAK, R.L.; DIWAKAR, M.C. 1987. Reesurgence of cotton whitefly in India and its integrated management. Plant Protection Bulletin, India. Haryana, India. p. 13-14.
- 71- ROMAN, M.; SABALLOS, P. 1984. Principales plagas y enfermedades de las hortalizas. Boletín divulgativo No. 9. CENTA. (El Salvador). p. 13-14.
- 72- ROSSET, P.; SECAIRA, E. 1989. Cultivos Hortícolas. In Manejo Integrado de plagas insectile en la Agricultura Estado actual y futuro. El Zamorano (Hond), Centroamérica. p. 509,512.
- 73- SAUNDERS, J.L. 1984. Las plagas de invertebrados de los cultivos alimenticios anuales en América Central, London, Overseas Development. p. 182.
- 74- SERRANO, L. 1978. Identificación, Multiplicación y liberación de parásitos Hymenopteros del picudo del algo-

- donero. Anthonomus grandis Boheman. Tesis Ing. Agrónomo. Universidad de El Salvador, Facultad de Ciencias Agronómicas. San Salvador, El Salvador. p. 19.
- 75- SERRANO, L.; OLIVA, J.S.; HENRIQUEZ, G. 1987. Estudio de a incidencia de Barrenadores del tallo Diatraea spp (Lepidoptera: Pyralidae), en el sistema de cultivo Maíz-Sorgo, y de su control biológico por parasitoides naturales y exóticos en El Salvador. Universidad de El Salvador. Facultad de Ciencias Agronómicas. p. 16
- 76- SCHOTMAN, C.; LACAYO, L. 1989. El control natural. In Andrews, K. y Quezada J. R. 1989. Manejo Integrado de Plagas insectiles en la Agricultura: Estado actual y futuro. El Zamorano (Hond.), Centroamérica. p. 114-123.
- 77- SCHOONHOVEN, A.; GOMEZ, L.; VALDERRAMA, R. 1982. Descripción y daño de las plagas que atacan al frijol. 2a. ed. Cali, (Col.), CIAT. P. 19.
- 78- SCHWARTZ, H.; GALVEZ, G.; SCHOONHOVEN, A. 1978. Problemas de campo en los cultivos de frijol en América Latina. Cali, (Col.) CIAT. p. 12,14.
- 79- SCOPES, N.E.; BIGGERSTAFF, S. 1971. The production, handling and distribution of the witefly Trialeurodes

vaporariorum and its parasite Encarsia formosa for use in biological control programmes in glasshouse. Littlehampton, Sussex. Glasshouse Crops Research Institute. p. 111-116.

- 80- SILVEIRA, S.; NAKANO, O.; BARBIN, D. 1976. Manual de Ecología dos insectos. Editorial Agronómica Ceres Ltda. Sao Paulo, Brasil. p. 314-315.
- 81- SOCIEDAD DE INGENIEROS AGRONOMOS DE EL SALVADOR. 1976. Control Integrado de Plagas del Algodonero en El Salvador: Hallazgo de dos especies de parásito de mosca blanca Bemisia tabaci Genn. SIADES. S(1): 34.
- 82- SOHMEKBOM, B. 1982. Diurnal Activity Patterns of the Greenhouse Whitefly Trialeurodes vaporariorum (Hom.: Aleyrodidae) and its parasitoid Encarsia formosa (HYM: Aphelinidae) El sevier Scientific Publishing Company Amsterdam, (Holanda). p. 141-149.
- 83- SONNE, H.; AAGESEN, J. 1989. The cotton whitefly Bemisia tabaci. Bomuldsmellosen Garther tidende. Denmark. p. 399-401.
- 84- SOUTHWOOD, T. 1978. Ecological Methods. 2a. ed. London, United Kingdon. p. 320-321.

- 85- STACEY, D.L. 1977. "BANKER" Plant Production of Encarsia formosa Gahan and its use in the Control of Glasshouse whitefly on tomatoes. Glasshouse Crops Research Institute. Littlehamton, Sussex. p. 63-66.
- 86- VAN DE VEIRE, M.; VACANTE, V. 1984. Greenhouse whitefly control through the combined use of the colour attraction system with the parasite wasp Encarsia formosa. (HYM.: Aphelinidae). Ghent, Belgium. 29(3): 303-310.
- 87- VAN DER LAAN, E.M.; BURGGRAAF, Y.D. 1982. Oviposición frequency, fecundity and life-span of Encarsia formosa (HYM.: Aphelinidae) and Migration capacity of E. formosa at low Greenhouse temperatures. University of Leiden. Netherland. pp. 511-520.
- 88- VAN EMDEN, H.F. 1989. New studies in Biology pest Control. 2a. ed. New York, U.S.A. P. 29.

8. A N E X O S.

Cuadro A-1. PLANTAS HOSPEDERAS DE Bemisia tabaci.

(Según : Greathead, 1986).

Acanthaceae	<u>Adhatoda vasica</u> (Mound & Halsey 1978) , <u>Asystasia gangetica</u> (Cohic 1969) , <u>Ruellia patula</u> (El Khidir 1965; Gameel 1972) , <u>Ruellia prostata</u> (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Gameel 1972; Pruthi & Samuel 1942) .
Aceraceae	<u>Acer macrophyllum</u> (Penny 1922) .
Amaranthaceae	<u>Achyranthes aspera</u> (Gameel 1972; Pruthi & Samuel 1942; Singh 1931) , <u>Amaranthus blitum</u> (Chang 1969) , <u>Amaranthus gangeticus</u> (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Gameel 1972; Pruthi & Samuel 1942) , <u>Amaranthus grae-cizans</u> (Gameel 1972) , <u>Amaranthus hybridus</u> (Chagas Barradas & Vicente 1981) , <u>Amaranthus spinosus</u> (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Chang 1969; Gameel 1972; Pruthi & Samuel 1942) ; <u>Amaranthus viridis</u> (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Gameel 1972; Pruthi & Samuel 1942) , <u>Amaranthus</u> sp. (Avidov 1956; Tunc et al. 1983) , <u>Celosia cristata</u> (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Chang 1969; Pruthi & Samuel 1942) , <u>Celosia plumosa</u> (Mound & Halsey 1978) , <u>Digera arvensis</u> (=alternifolia) (CIBCPakistan Station 1983; El Khidir 1965; Gameel 1972) , <u>Gomohrena globosa</u> (Chang 1969) .
Anacardiaceae	<u>Odina asplenifolia</u> (Misra & Lamba 1929)
Annonaceae	<u>Annona muricata</u> (Cohic 1966a) , <u>Annona reticulata</u> (Cohic 1966a) , <u>Annona squamosa</u> (1966a) ; Mound & Halsey 1978) , <u>Fissistigma oldhamii</u> (Mound & Halsey 1978)
Araceae	<u>Anthurium andraeanum</u> (Herold 1967) , <u>Colocasia antiquorum</u> (Mound & Halsey 1978) .
Aristolochiaceae	<u>Aristolochia bracteolata</u> (El Khidir 1965; Gameel 1972) , <u>Aristolochia cyathifera</u> (=labiosa) (Mound & Halsey 1978) , <u>Aristolochia punjabensis</u> (CIBCPakistan Station 1983) .
Asclepiadaceae	<u>Leptadenia heterophylla</u> ( El Khidir 1965) , <u>Perularia extensa</u> (Mound & Halsey 1978).
Balsaminaceae	<u>Impatiens balsamina</u> (Chang 1969) .
Bignoniaceae	<u>Spathodea campanulata</u> (=nilotica) (El Khidir 1965; Gameel 1972) .
Bombacaceae	<u>Bombacopsis glabra</u> (Cohic 1966b) , <u>Ceiba</u> sp. (Cohic 1966a) .
Boraginaceae	<u>Heliotropium europeum</u> (CIBCPakistan Station 1983) , <u>Heliotropium ovalifolium</u> (Gameel 1972) , <u>Heliotropium sudanicum</u> (Gameel 1972) .
Cannabidaceae	<u>Cannabis sativa</u> (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Pruthi & Samuel 1942) .
Capparidaceae	<u>Boscia senegalensis</u> (Cohic 1969) , <u>Cadaba rotundifolia</u> (Mound & Halsey 1978) . <u>Capparis</u> sp. (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971) ; <u>Cleomechelonii</u> (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Pruthi & Samuel 1942) , <u>Cleome gynandra</u> (El Khidir 1965; Gameel 1972) , <u>Cleome viscosa</u> (Misra & Lamba 1929; Pruthi & Samuel 1942) , <u>Cleome</u> sp. (Costa 1980) .

- Caprifoliaceae Lonicera japonica (Kobatake, Osaki & Inocuye 1981; (Mound & Halsey 1978); Takahashi 1957) .
- Caricaceae Carica papaya (Singh 1969) .
- Caryophyllaceae Dianthus chinensis (Chang 1969) , Saponaria vaccaria (Veraa 1974c)
- Chenopodiaceae Beta vulgaris (Duffus & Flock 1982) , Chenopodium album ((Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Chang 1969; Pruthi & Samuel 1942) ; Tung et al. 1983) , Chenopodium murale (Gameel 1972) , Chenopodium sp. (Avidov 1956) , Cochlospermum glanchoni (Cohic 1969) , Spinacia oleracea (Chang 1969) .
- Chrysobalanaceae Chrysobalanus orbicularis (Cohic 1968)
- Cistaceae Cistus salvifolius (Danzig 1964a; Tung et al. 1983)
- Commelinaceae Commelina benghalensis (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Gameel 1972; Pruthi & Samuel 1942)
- Compositae Acanthospermum hispidum (Mariappan & Narayanasamy 1972) , Ageratum conyzoides (Gameel 1972; Pruthi & Samuel 1942; Takahashi 1940b) , Aspilia africana (Cohic 1969) , Aspilia sp. (Mound & Halsey 1978) , Aster tataricus (Danzig 1966) , Aster sp. (Chang 1969) , Bidens bipinnata (Chang 1969) , Bidens pilosa (Chagas, Barradas & Vicente 1981) , Blainvillea rhomboidea (Chagas, Barradas & Vicente 1981) , Blumea neilgherrensis (Wilson & Potty 1972) , Calendula officinalis (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Gameel 1972; Pruthi & Samuel 1942) , Cartamus oxyacantha (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971) , Carthamus tinctorius (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Gameel 1972; Pruthi & Samuel 1942) , Centaurea africana (Mimeur 1946) , Centaurea sp. (Danzig 1964a) , Chromolaena odorata (Van der Laan 1940) , Chrysanthemum argenteum (Sengonca 1975) , Chrysanthemum coronarium (Chang 1969) , Chrysanthemum indicum (Chang 1969) , Chrysanthemum sinense (Corbett 1935b) , Chrysanthemum sp. (Tunc et al. 1983) , Cirsium arvense (Tunc et al. 1983) , Conyza aegyptica (Mound & Halsey 1978) , Coreosystemia (Mound & Halsey 1978) , Cosmos bipinnatus (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Pruthi & Samuel 1942) , Eclipta erecta (=alba, prostata) (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; El Khidir 1965; Gameel 1972) , Emilia javanica (=Coccinea) (Cohic 1969) , Emilia sonchifolia (Corbett 1926; Mound & Halsey 1978) , Eriqeron linifolius (=Conyzacrispus) (Avidov 1956; Tunc et al. 1983) , Eupatorium cannabinum (Danzig 1964b) , Eupatorium chinense (Osaki & Inocuye 1978) , Galinsogaparviflora (Chagas, Barradas & Vicente 1981) , Berbera jamesonii (Chang 1969) , Heliantus annuus (Chang 1969; Mound & Halsey 1978; Young 1944) , Heliantus debilis (El Khidir 1965) , Heliantus tuberosus (Mound & Halsey 1978) , Inula viscosa (Avidov 1956) , Lactuca sativa (Chang 1969) , Lactuca scariola (Avidov 1956) , Launacea asplenifolia (Pruthi & Samuel 1942) , Parthenium argentatum (Coudriet et al. 1985) , Pseudelephantopus spiralis (Mound & Halsey 1978) , Serratula quinquefolia (Danzig 1964b) , Sonchus arvensis (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971) , Sonchus cornutus (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971) , Sonchus oleraceus (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Gameel 1972) , Sonchus spp. (Mound & Halsey 1978; Tunc et al. 1983) , Tagetes erecta (CIBC Pakistan Station 1983) , Vernonia anthelmintica (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Pruthi & Samuel 1942) , Vernonia tinerea (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Pruthi & Samuel 1942) , Vernonia sp. (Mound 1963; Mound & Halsey 1978) , Vicoa vestita (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Pruthi & Samuel 1942) , Xanthium pungens (Chagas, Barradas & Vicente 1981) , Xanthium strumarium (=brasilicum) (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Gameel 1972; Pruthi & Samuel

1942) , Zinnia angustifolia (Sengonca 1975) , Zinnia elegans (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Gameel 1972; Mound & Halsey 1978; Pruthi & Samuel 1942) .

**Convolvulaceae**

Convolvulus arvensis (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Gameel 1972; Pruthi & Samuel 1942; Tunc et al. 1983) ; Convolvulus sp. (Avidov 1956) , Ipomoea aquatica (=reptans) (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Gameel 1972) , Ipomoea batatas (Avidov 1956; Chang 1969; Gameel 1972; Mound & Halsey 1978; Pruthi & Samuel 1942; Quaintance 1900) , Ipomoea blepharosepala (Gameel 1972) , Ipomoea cairica (David & Subramaniam 1976) , Ipomoea cardiosepala (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Chagas, Barradas & Vicente 1981) , Ipomoea carnea (CIBC Pakistan Station 1983) , Ipomoea cordofana (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Chagas, Barradas & Vicente 1981; Gameel 1972) , Ipomoea hederacea (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971) , Ipomoea involucreta (Mayné & Ghesquiere 1934) , Ipomoea nil (Chang 1969) , Ipomoea palmata (Mound & Halsey 1978) , Ipomoea purga (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971) , Ipomoea purpurea (Mound & Halsey 1978) , Ipomoea quinquefolia (Chagas, Barradas & Vicente 1981) , Ipomoea rubrocaerulea (Avidov 1956) , Ipomoea sagittata (Mimeur 1946) , Jacquemontia laanifolia (Chagas, Barradas & Vicente 1981) , Turbina corymbosa (=mollissima) (Varma 1963) .

**Cruciferae**

Brassica albolabra (Chang 1969) , Brassica campestris (Misra & Lamba 1929; Pruthi & Samuel 1942) , Brassica caulorapa (Misra & Lamba 1929) , Brassica chinensis (Chang 1969) , Brassica juncea (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Chang 1969; Gameel 1972) , Brassica napus (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Gameel 1972; Pruthi & Samuel 1942) . Brassica oleracea (Gameel 1972; Misra & Lamba 1929; Mound & Halsey 1978; Pruthi & Samuel 1942) , Brassica rapa (Chang 1969; Pruthi & Samuel 1942) , Capsella Bursa-pastoris (Tunc et al. 1983) , Eruca sativa El Khidir 1965; Gameel 1972) , Nasturtium officinale (CIBC Pakistan Station 1983) , Raphanus sativus (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971) ; Chang 1969; Gameel 1972; Pruthi & Samuel 1942) , Raphanus sp. (Tunc et al. 1983) , Sinapis arvensis (Tunc et al. 1983) , Zilla squaloides (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971)

**Cucurbitaceae**

Benincasa hispida (Chang 1969) this (Misra & Lamba 1929) , Citrullus lanatus (Avidov 1956; Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971) ; Chang 1969; CIBC Pakistan Station 1983) , Coccinia indica (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971) , Cucumis melo (=maderaspatanus) (Avidov 1956; Chang 1969; Gameel 1972; Misra & Lamba 1929; Pruthi & Samuel 1942) , Cucumis sativus (Avidov 1956; Chang 1969; El Khidir 1965; Gameel 1972; Mound & Halsey 1978; Pruthi & Samuel 1942; (Tunc et al. 1983) , Cucurbita maxima (Coudriet et al. 1985) , Cucurbita moschata (Chang 1969) , Cucurbita pepo (Avidov 1956; Corbett 1935b; Tunc et al. 1983) , Ecballium elaterium (Avidov 1956) , Lagenaria siceraria (CIBC Pakistan Station 1972; Pruthi & Samuel 1942) , Luffa acutangula (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Gameel 1972) ; Mound & Halsey 1978) , Luffa aegyptiaca (=cylindrica) (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Chang 1969; Gameel 1972; Pruthi & Samuel 1942) , Momordica charantia (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Trichosanthes anguina (Corbett 1935b; Pruthi & Samuel 1942) , Trichosantes dioica (Gameel 1972; Misra & Lamba 1929)

**Ericaceae**

Arbutus menziesii (Beavis 1904)

**Euphorbiaceae**

Acalypha hispida (Chang 1969) ; Mound & Halsey 1978) , Acalypha indica (David & Subramaniam 1976) , Bridelia ferruginea (Cohic 1963) , Chamaesyce hypericifolia (Chagas, Barradas & Vicente 1981) , Chrozoptera tinctoria (Avidov 1956) , Croton lobatus (Kim et al. 1986) , Croton sparsiflorus (Varma 1963) , Euphorbia aegyptiaca (El Khidir 1965; Gameel 1972) , Euphorbia concoluloides (Mound &



Halsey 1978) , Euphorbia falcata (CIBC Pakistan Station 1983) , Euphorbia helioscopia (CIBC Pakistan Station 1983) , Euphorbia heterophylla (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Gameel 1972; Mound & Halsey 1978; Pruthi & Samuel 1942) , Euphorbia hirtella (Bondar 1928; Mound & Halsey 1978) , Euphorbia hype-ricifolia (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Pruthi & Samuel 1942) , Euphorbia peplus (Tunc et al. 1983) , Euphorbia pululifera (=hirta) Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Mayné & Chesquiere 1929; Mound & Halsey 1978; Pruthi & Samuel 1942) , Euphorbia prostrata Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Pruthi & Samuel 1942) , Euphorbia pulcherrima (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Chang 1969; Mound & Halsey 1978) , Jatropha gossypifolia (Bird 1957) , Jatropha multifida (Mayné & Chesquiere 1934) , Macaranga tanarius (Chang 1969; Mound & Halsey 1978) , Manihot esculenta (rutilissima) (Cohic 1969; Gameel 1972; Mound 1963; Mound & Halsey 1978) , Manihot glaziovii (Cohic 1966a; Mound & Halsey 1978) , Manihot sp. (Corbett 1935a; Mound & Halsey 1978) , Mercurialis annua (Tunc et al. 1983) , Micrococca mercurialis (Nair & Menon 1978) , Phyllanthus maderaspatensis (Gameel 1972) , Phyllanthus nicuri (El Khidir 1965; Gameel 1972; Mound & Halsey 1978) , Ricinus communis (Chang 1969; El Khidir 1965) , Trevis nudiflora (Mayné & Chesquiere 1929) .

- Fagaceae Quercus agrifolia (Bemis 1904) , Quercus densiflora (Bemis 1904)
- Flacourtiaceae Rawaonia lucida (Mound & Halsey 1978)
- Geraniaceae Erodium sp. ((Tunc et al. 1983) , Pelargonium odoratissimum (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971) , Pelargonium sp. (McWhorter 1957) .
- Gramineae Coix lacryma-jobi (Cohic 1969) , Cynodon dactylon (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971) , Hemarthria compressa (=fasciculata) (Avidov 1956) , Oplismenus burmannii (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Pruthi & Samuel 1942) , Oryza sativa (David & Subramanian 1976) , Pennisetum americanum (=Penicillaria spicata) (Avidov 1956) Saccharum officinarum (David & Subramanian 1976) , Zea Mays (Avidov 1956) .
- Grossulariaceae Ribes cynosbati (Gomez-Menor 1968) , Ribes gracile (Gomez-Menor 1968) , Ribes grossularia (Gomez-Menor 1968) .
- Guttiferae Psorospermum corymbiferum (Cohic 1969)
- Labiatae Anisomeles ovata (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Pruthi & Samuel 1942) , Elsholtzia cristata (=patrini) (Danzig 1964a; Mound & Halsey 1978) , Lamium purpureum (Danzig 1964; Mound & Halsey 1978) Lamium sp. (Tunc et al. 1983) , Leucas ciliata (Varma 1963) , Leucas stallegera (Varma 1963) , Mentha longifolia (CIBC Pakistan Station 1983) , Mentha sativa (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971) , Mentha sylvestris ((Tunc et al. 1983) , Nepeta ruderalis (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Gameel 1972; Pruthi & Samuel 1942) , Ocimum basilicum (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Gameel 1972; Pruthi & Samuel 1942) , Ocimum gracile (El Khidir 1965; Gameel 1972) , Ocimum sanctum (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Pruthi & Samuel 1942) , Origanum sp. (Habib & Farag 1971) , Salvia splendens (Chang 1969) , Stachys spp. (Tunc et al. 1983) .
- Lauraceae Persea gratissima (Cohic 1968) , Umbellularia californica (Bemis 1904)
- Leguminosae Acacia nilotica (CIBC Pakistan Station 1983) , Acacia sp. (Rao 1958) , Albizia lebbek (CIBC Pakistan Station 1983) , Arachis hypogaea (Chang 1969; Cohic 1969;

Gameel 1972; Mound & Halsey 1978; Pruthi & Samuel 1942), Astragalus sinicus (Chang 1969), Bauhinia purpurea (Chang 1969; Mound & Halsey 1978), Bauhinia racemosa (Mound & Halsey 1978), Bauhinia tomentosa (Cohic 1968), Bauhinia variegata (El Khidir 1965; Gameel 1972), Rutea frondosa (Rao 1958), Caesalpinia pulcherrima (Cohic 1969; Mound & Halsey 1978), Cajanus cajan (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Gameel 1972; Mound & Halsey 1978; Pruthi & Samuel 1942), Cajanus indicus (Avidov 1956; Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971), Calopogonium sp. (Mound & Halsey 1978), Canavalia ensiformis (Takahashi 1941), Cassia fistula (CIBC Pakistan Station 1983), Cassia javanica (Cohic 1966b), Cassia senna (Gameel 1972), Cassia sp. (Mound & Halsey 1978), Centrosema pubescens (Chang 1969; Mound 1963), Centrosema sp. (Muniyappa, Reddy & Shivashankar 1976; Nene 1972; Williams, Grewal & Amin 1968), Cicer arietinum (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Gameel 1972), Clitoria ternatea (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Gameel 1972; Mound & Halsey 1978; Pruthi & Samuel 1942), Crotalaria juncea (Avidov 1956; Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Chang 1969; Gameel 1972; Mound & Halsey 1978; Pruthi & Samuel 1942), Crotalaria pycnostachya (Gameel 1972), Crotalaria saltiana (El Khidir 1965; Gameel 1972), Crotalaria sp. (Mound 1963; Mound & Halsey 1978), Cyamopsis psoralioides (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Mound & Halsey 1978), Cyamopsis tetragonoloba (Rao, Ragnathan & Joshi 1983), Dalbergia sissoo (Rao 1958), Desmodium intortum (Chang 1969), Desmodium latifolium (=lasiocarpum) (Cohic 1966b), Desmodium triquetrum (Mound & Halsey 1978), Dolichos biflorus (Mound & Halsey 1978), Dolichos lablab (Gameel 1972; Mound 1963; Mound & Halsey 1978; Pruthi & Samuel 1942), Erythrina indica (Cohic 1966a), Erythrina suberosa (CIBC Pakistan Station 1983), Glycine hispida (Pruthi & Samuel 1942), Glycine javanica (Chang 1969), Glycine koidzumii (Chang 1969), Glycine max (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Kobatake, Osaki & Inouye 1981), Glycine sp. (Takahashi 1956), Indigofera sp. (Mound 1963), Lathyrus articulatus (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Gameel 1972; Pruthi & Samuel 1942), Lespedeza bicolor (Chang 1969), Lotus arabicus (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971), Lupinus hartwegii (Verma 1974a), Lupinus perennis (Chang 1969), Macrotyloma uniflorum (Muniyappa 1983), Medicago denticulata (Rahman 1940), Medicago hispida (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971), Medicago sativa (Avidov 1956; Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Gameel; Pruthi & Samuel 1942); Tunc et al 1983), Melilotus indica (=parviflora) (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Pruthi & Samuel 1942), Millettia drastica (Cohic 1966b), Mucuna cochinchinensis (David & Subramaniam 1976), Mucuna sp. (Mound & Halsey 1978), Parkinsonia aculeata (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971), Phaseolus atropurpureus (Chang 1969), Phaseolus calcaratus (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Gameel 1972; Pruthi & Samuel 1942), Phaseolus latryroides (Bird & Maramorosch 1975; Flores & Silberschmidt 1966), Phaseolus lunatus (Avidov 1956), Phaseolus mediatus (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971), Phaseolus vulgaris (Avidov 1956; Chang 1969; Gameel 1972; Gomez-Menor 1953; Mound & Halsey 1978; Pruthi & Samuel 1942), Piliostigma thonningii (Cohic 1966b), Pisum arvense (Gameel 1972; Pruthi & Samuel 1942), Pisum sativum (Avidov 1956; Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Chang 1969; Gameel 1972; Pruthi & Samuel 1942), Platysepalum vanderysti (Cohic 1966b), Prosopis stephaniana (Avidov 1956), Psoralea bituminosa (Danzig 1964a), Pterocarpus erinaceus (Cohic 1969), Pueraria sp. (Mound & Halsey 1978), Rhynchosia memnonia (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Gameel 1972), Rhynchosia minima (Bird 1962; Chagas, Barradas & Vicente 1981), Sesbania macrocarpa (Avidov 1956), Sesbania sesban (CIBC Pakistan Station 1983), Stylosanthes gracilis (Chang 1969), Tephrosia appollinea (El Khidir 1965; Gameel 1972), Terranus uncinatus (Muniyappa, Reddy & Shivashankar 1976), Trifolium alexandrinum (Avidov 1956; Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Pruthi & Samuel 1942), Vicia dasycarpa (Chang 1969), Vicia faba (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Chang

- 1959; Gameel 1972) , Vigna aconitifolia (CIBC Pakistan Station 1983; Vir 1984) ,  
Vigna catjang (Gameel 1972; Pruthi & Samuel 1942) , Vigna luteola (Barradas &  
Chagas 1982) , Vigna mungo (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Gameel 1972; Pruthi  
& Samuel 1942; Rathi & Nene 1975) , Vigna radiata (Gameel 1972; Nene 1973a;  
Pruthi & Samuel 1942; Srivas- tava & Singh 1976) , Vigna repens (Chang 1969) ,  
Vigna sesquipedalis (Avidov 1956) , Vigna sinensis (Avidov 1956; Chang 1969;  
Mayné & Gesquiere 1934) , Vigna unquiculata (Srivastava & Singh 1976) , Vigna  
sp. (Chang 1969) , Voandzeia subterranea (Munniyappa, Reddy & Shivashankar 1976)
- Linaceae      Linum usitatissimum (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Chang 1969; Gameel 1972;  
Pruthi & Samuel 1942) , Reinwardtia triqyna (Mound & Halsey 1978)
- Loganiaceae      Gen indet (Cohic 1966b)
- Lythraceae      Lawsonia alba (Mound & Halsey 1978)
- Malvaceae      Abutilon avicennae (Chang 1969) , Abutilon bidentatum (CIBC Pakistan Station  
1983) , Abutilon figarianum (=graveolens) (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971) ,  
Abutilon glaucum (=pannosum) (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Gameel 1972) ,  
Abutilon grandiflorum (Berling 1984) , Abutilon inducum (CIBC Pakistan Station  
1983) , Abutilon zanzibaricum (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971) , Abutilon sp.  
(Avidov 1956; Mound & Halsey 1978) , Althaea cannabina (Azab, Megahed & El-  
Mirsawi 1971) , Althaea rosea (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Chang 1969; Mound  
& Halsey 1978; Pruthi & Samuel 1942) , Gossypium arboreum (David & Subra-  
maniam 1976) , Gossypium barbadense (Mound 1963; Mound & Halsey 1978) , Gossypium  
herbareum (Avidov 1956; Corbett 1935b; Gameel 1972; Mound & Halsey 1978; Pruthi &  
Samuel 1942) , Gossypium hirsutum (Chang 1969; Mound 1963; Mound & Halsey 1978)  
, Gossypium sp. (Corbett 1935a; Mound & Halsey 1978) , Hibiscus cannabinus  
(Chang 1969; Gameel 1972; Mound & Halsey 1978; Pruthi & Samuel 1942; Quaintance  
1900) , Hibiscus mutabilis(=sinensis) (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; (CIBC  
Pakistan Station 1983) , Hibiscus rosa-sinensis (Avidov 1956; Chang 1969; Gameel  
1972; Mound & Halsey 1978; Pruthi & Samuel 1942; Takahashi 1933) , Hibiscus  
sabdariffa (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Chang 1969; Gameel 1972; Hibiscus  
ternifoliolus (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Gameel 1972) , Hibiscus sp.  
(Avidov 1956) , Malva sylvestris (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971) , Malva sp.  
(Tunc et al. 1983) , Malvastrum coromandelianum(CIBC Pakistan Station 1983) ,  
Malvaviscus arboreus (Mound & Halsey 1978) , Sida asperifolia (Mound & Halsey  
1978) , Sida carpinifolia (Chagas, Barradas & Vicente 1981) , Sida cordifolia  
(Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Gameel 1972; Pruthi & Samuel 1942) , Sida  
grewioides (CIBC Pakistan Station 1983) , Sida rhombifolia (Azab, Megahed & El-  
Mirsawi 1971; Gameel 1972; Pruthi & Samuel 1942) , Sida veronicaefolia (=humilis)  
(Gameel 1972) , Urena lobata (Chang 1969; Gameel 1972; Mound & Halsey 1978) ,  
Nissadula amplissima (Schuster 1964) .
- Menispermaceae      Stephania japonica (Takahashi 1955)
- Moraceae      Broussonetia papyrifera (=Morus australis) (CIBC Pakistan Station 1983; Mound &  
Halsey 1978) , Ficus carica (Tunc et al. 1983) , Ficus palmata (CIBC Pakistan  
Station 1983) , Ficus religiosa (CIBC Pakistan Station 1983) , Ficus sycomorus  
(Habib & Farag 1971) , Ficus sp. (Mound & Halsey 1978) , Morua aurantiaca  
(Tunc et al. 1983) , Morus alba (CIBC Pakistan Station 1983) , Morus indica  
(Raychaudhuri, Chatterjee & Dhar 1961) , Morus sp. (Tunc et al. 1983)
- Moringaceae      Moringa pterygosperma (=oleifera) (CIBC Pakistan Station 1983; Rao 1958)

- Musaceae Musa sapientum (CIBC Pakistan Station 1983) , Musa sp. (Habib & Farag 1971.)
- Myrtaceae Eugenia sp. (Rao 1958) , Psidium guajava (Chang 1969; Gameel 1972; Mound & Halsey 1978; Preisner & Hosny 1934)
- Nyctaginaceae Boerhavia repens (=diffusa) (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; El Khidir 1965; Gameel 1972)
- Oleaceae Forsythia suspensa (Chang 1969) , Jasminum humile (CIBC Pakistan Station 1983) , Jasminum officinale (CIBC Pakistan Station 1983) , (Wilson 1972) , Jasminum sp. (Mound & Halsey 1978) , Ligustrum vulgare (Tunc et al. 1983) Olea europaea (Mimeur 1946)
- Oxilidaceae Oxalis corniculata (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Chang 1969; Gameel 1972; Pruthi & Samuel 1942) .
- Passifloraceae Barteria baqshawi (Mound & Halsey 1978) , Passiflora edulis (Ondieki 1975)
- Pedaliaceae Sesamum indicum (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Chang 1969; Gameel 1972; Pruthi & Samuel 1942) , Sesamum orientale (Brunt this volume) , Sesamum sp. (Mound & Halsey 1978)
- Periplocaceae Periploca graeca (Gomez-Menor 1968)
- Plantaginaceae Plantago sp. (Tunc et al. 1983)
- Polygonaceae Antigonon leptopus (CIBC Pakistan Station 1983) , Polygonum persicaria (Tunc et al. 1983) , Rumex spp. (Tunc et al. 1983)
- Portulacaceae Portulaca oleracea (Avidov 1956)
- Proteaceae Helicia ochinchinensis (Chang 1969)
- Punicaceae Punica granatum (Mimeur 1946)
- Ranunculaceae Clematis liquisticifolia (Benis 1904) , Ranunculus langsdorfii (=japonicus) (Chang 1969) , Ranunculus muricatus (Tunc et al. 1983)
- Rhamnaceae Rhamnus californica (Benis 1904) , Rhamnus crocea (Benis 1904) , Ziziphus mauritiana (CIBC Pakistan Station 1983) , Ziziphus spina-cristi (Mound & Halsey 1978)
- Rosaceae Fragaria vesca (Sengonca 1975) , Heteromeles arbutifolia (Benis 1904) , Potencilla sp. (Tunc et al. 1983) , Pyrus calleryana (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971) , Pyrus communis (Avidov 1956; Mimeur 1946) , Pyrus malus (Avidov 1956) , Pyrus mamorensis (Mimeur 1946) , Rosa centrifolia (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Gameel 1972; Pruthi & Samuel 1942) , Rosa gallica (=bourbonia) (Bhargava & Joshi 1962; Sastry 1966) , Rosa indica (=chinensis) (CIBC Pakistan Station 1983) , Rosa sp. (Avidov 1956; Cohic 1969; Tunc et al. 1983) , Rubus fruticosus (Tunc et al. 1983)
- Rubiaceae Gardenia jasminoides (CIBC Pakistan Station 1983) , Morinda tinctoria (David & Subramaniam 1976)

- Rutaceae            Citrus sp. (Avidov 1956; Frappa 1939) , Ruta sp. (Habib & Farag 1971)
- Salicaceae        Salix sp. (Tunc et al. 1983)
- Scrophulariaceae Capraria biflora (Gomez-Menor 1968) , Scoparia dulcis (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Gameel 1972; Pruthi & Samuel 1942) , Veronica sp. (Mound & Halsey 1978)
- Solanaceae        Capsicum annuum (Avidov 1956; Chang 1969; Cohic 1966a; Gameel 1972; Mound & Halsey 1978; Pruthi & Samuel 1942) , Capsicum frutescens (Shivanathan 1983) , Cestrum nocturnum (Mound & Halsey 1978) , Datura stramonium (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Chang 1969; Gameel 1972) , Datura stramonium (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Chang 1969; Gameel 1972; Pruthi & Samuel 1942; Tunc et al. 1983) , Datura suaveolens (=gardneri) (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971) , Datura sp. (Gomez-Menor 1968) , Hyoscyamus niger (Pruthi & Samuel 1942) , Lycium chinense (Chang 1969) , Lycopersicon esculentum (Avidov 1956; Chang 1969; El Khidir 1965; Gameel 1972; Mound & Halsey 1978; Pruthi & Samuel 1942) , Lycopersicon pispinellifolium (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Pruthi & Samuel 1942) , Nitandra physalodes (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Mound & Halsey 1978; Pruthi & Samuel 1942) , Nicotiana glauca (Bondar 1928; Pruthi & Samuel 1942) , Nicotiana glutinosa (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Chang 1969; Gameel 1972; Pruthi & Samuel 1942) , Nicotiana plumbaginifolia (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Pruthi & Samuel 1942) , Nicotiana rustica (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Gameel 1972; Pruthi & Samuel 1942) , Nicotiana tabacum (Avidov 1956; Chang 1969; Cohic 1969; Gameel 1972; Gennadius 1889; Mound & Halsey 1978; Pruthi & Samuel 1942) , Petunia hybrida (Sengonca 1975) , Petunia violacea (=phoenicea) (Pruthi & Samuel 1942) , Petunia sp. (CIBC Pakistan Station 1983) , Physalis angulata (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Pruthi & Samuel 1942) , Physalis floridana (Chang 1969) , Physalis minima (Mound & Halsey 1978) , Physalis peruviana (Avidov 1956; Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Chang 1969; Misra & Lamba 1929; Pruthi & Samuel 1942) , Solanum dubium (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Gameel 1972) ; Solanum melongena (Avidov 1956; Chang 1969; Gameel 1972; Kobatake, Osaki & Inouye 1981; Mound & Halsey 1978; Pruthi & Samuel 1942; Takahashi 1956; Tunc et al. 1983) , Solanum nigrum (Avidov 1956; Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Chang 1969; Gameel 1972; Pruthi & Samuel 1942; Tunc et al. 1983) , Solanum tuberosum (Avidov 1956; Chang 1969; Gameel 1972; Misra & Lamba 1929; Mound & Halsey 1978; Pruthi & Samuel 1942; Tunc et al. 1983) , Solanum verbascifolium (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Pruthi & Samuel 1942) , Solanum xanthocarpum (Misra & Lamba 1929) , Withania somnifera (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971) .
- Sterculiaceae    Glossostemon bruquieri (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971) , Guazuma tomentosa (David & Subramaniam 1976) , Theobroma cacao (Mayné & Chesquiere 1934)
- Thymeliaceae    Daphne genkwa (Gomez-Menor 1954)
- Tiliaceae        Corchorus acutangulus (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Pruthi & Samuel 1942) , Corchorus aestuans (Gameel 1972) , Corchorus capsularis (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Chang 1969; Gameel 1972; Pruthi & Samuel 1942) , Corchorus olitorius (Gameel 1972; Mound & Halsey 1978) , Corchorus trilocularis (Avidov 1956; Misra & Lamba 1929) , Brevia asiatica (CIBC Pakistan Station 1983)
- Ulmaceae        Trema quineensis (Cohic 1969) , Ulmus campestris (Tunc et al. 1983)
- Umbelliferae    Apium graveolens (Chang 1969) , Caucalis latidolia (Tunc et al. 1983) ,

- Coriandrum sativum (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Gameel 1972; Pruthi & Samuel 1942) , Daucus carota (Chang 1969) , Eryngium sp. (Tunc et al. 1983) .
- Urticaceae      Urtica urens (Tunc et al. 1983) , Villebrunnea frutescens (= Boehmeria frutescens) (Takahashi 1934)
- Verbenaceae    Callicarpa sp. (Takahashi 1955) , Clerodendrum infortunatum (Misra & Lamba 1929; Pruthi & Samuel 1942) , Clerodendrum splendens (Mound & Halsey 1978) , Clerodendrum villosum (Corbett 1935b) , Duranta plumieri Pruthi & Samuel 1942) , Duranta repens (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971) , Holoptrochloa sanguinea (Mound & Halsey 1978) , Lantana camara (Avidov 1956; El Khidir 1965; Gameel 1972; Mound & Halsey 1978) , Lippia geminata (Misra & Lamba 1929) , Nyctanthes arbor-tristis (Misra & Lamba 1929) , Verbena bonariensis (Chagas, Barradas & Vicente 1981) , Verbena officinalis (Tunc et al. 1983) , Verbena sp. (Avidov 1956) , Vitex agnus-castus (Azab, Megahed & El-Mirsawi 1971; Gameel 1972) , Vitex keniensis (Mound & Halsey 1978) , Vitex panchado (CIBC Pakistan Station 1983) .
- Violaceae      Viola tricolor (Sengonca 1975) , Viola sp. (Tunc et al. 1983)
- Zingiberaceae   Elettaria cardamomum (Varma & Capoon 1958)
- Zygophyllaceae Tribulus terrestris (El Khidir 1965; Gameel 1972) .

CUADRO A-2 REGISTRO DE DEPRDADORES DE BEMISIA TABACI  
(SEGUN : LOPEZ AVILA, 1986)

ESPECIES DEPRDADORAS	LOCALIDAD	REFERENCIAS
<b>Neuroptera: Chrysopidae</b>		
<u>Anisochrysa flavifrons</u> (Brauer)	Morocco	Mineur 1946
<u>Brinckochrysa scolastes</u> (Banks)	India	Nasir 1947; Rahman 1940
<u>Chrysopa</u> (s. l.) sp(p).	Egypt	El-Helaly, El-Shazli & El Gayar 1971a
	India	Thomas 1932; Husain & Trehan 1933
	Brazil	Link & Costa 1981
<u>C. cybele</u> Banks	India	Nasir 1947
<u>C. flava</u> (Scopoli)	Morocco	Mineur 1946
<u>C. formosa</u> Brauer	Morocco	Mineur 1946
<u>Chrysoperla carnea</u> (Stephens)	Israel	Israel 1985
	Pakistan	CIBC Pakistan Station 1983
	Sudan	Abdelrahman 1986
<b>Hemiptera: Anthocoridae</b>		
<u>Orius albidipennis</u> (Fabricius)	India	Rahman 1940; Thomas 1932
	Pakistan	CIBC Pakistan Station 1983
<u>Brumus</u> sp.	India	Husain & Trehan 1933
<u>Catana parcesetosa</u> (Sicard)	Pakistan	CIBC Pakistan Station 1983
<u>Coccinella septempunctata</u> Linnaeus	Pakistan	CIBC Pakistan Station 1983
<u>Coleomegilla maculata</u> (DeGeer)	Brazil	Link & Costa 1981
<u>Cycloneda sanguinea</u> (Linnaeus)	Brazil	Link & Costa 1981
<u>Eriopis connexa</u> (Germar)	Brazil	Link & Costa 1981
<u>Harmonia dimidiata</u> (Fabricius)	Pakistan	CIBC Pakistan Station 1983
<u>Menochilus sexmaculatus</u>	Pakistan	CIBC Pakistan Station 1983
<u>Scymnus</u> sp.	India	Rahman 1940
<b>Acarina: Phytoseiidae</b>		
<u>Amblyseius aleyrodis</u> El Badry	Sudan	El Badry 1967; 1968; Gaseel 1971
<u>A. chilensis</u> Dosse	Israel	Swirski, Amitai & Dorzia 1970
<u>A. limonicus</u> Garman & McGregor	Israel	Swirski & Dorzia 1968
<u>A. ribini</u> (Swirski & Amitai)	Israel	Teich 1966
<u>A. swirskii</u> Athias-Henriot	Israel	Teich 1966
<u>Euseius hibisci</u> (Chant)	California	Meyerdick & Coudriet 1985
	Israel	Swirski & Dorzia 1968
<u>Polypogonotarsonemus latus</u> (Banks)	India	Dutta & Chaudhry 1972
<u>Iyphlodromus athiasae</u> Porath & Swirski	Israel	Swirski, Amitai & Dorzia 1970
<u>I. medanicus</u> El Badry	Sudan	El Badry 1967
<u>I. occidentalis</u> Nesbitt	Israel	Swirski & Dorzia 1969
<u>I. sudanicus</u> El Badry	Sudan	El Badry 1967; Gaseel 1971
<b>Acarina: stigmatididae</b>		
<u>Aqistenus exsertus</u> Gonzales	Egypt	Soliman et. al. 1976

a. Esto es más probablemente un error como P. latus el cual es una especie fitófaga.

CUADRO A-3 ALTERNATIVAS DE HOSPEDEROS PARA LOS PARASITOIDES REGISTRADOS EN BEMISIA TABACI.  
(SEGUN: LOPEZ-AVILA, 1986)

ESPECIES DE PARASITOIDES	OTROS HOSPEDEROS	REFERENCIAS
Encarsia spp.		
E. aspidioticola	Dynaspidiotus abietis.	Thompson 1950 (Spain).
E. aurantii	al menos 15 spp. de Diaspididae. Aleuroplatus coronata.	Herting 1972: Thompson 1950 Fulmek 1943. (USA).
E. bicolor	Hemiberlesia rapax  H. lataniae	Thompson 1950 (Hawaii). Thompson 1950 (Hawaii).
E. Shafeei	una escala de insectos.  Aleurolobus barodensis.	Shafee 1973 (India). Cabi (Pakistán)
E. formosa	Aleyrodes liniceræ  A. proletella  A. spiraeoides  Dialeurodes Chittendeni. D. citri Trialeurodes abutilomeos. T. vaporariorum	Mound y Halsey 1978. Mound y Halsey 1978. Gerlyng 1966-1967 (California). Thompson 1950 (England). Ferriere 1965 Gerlyng 1967 (California). Literatura amplia.
E. lutea	Acaudaleyrodes citri.  Aleurolobos niloticus. Asterobemisia carlini. Helictis zea  Pealius setosus  Trialeurodes o butiloneos T. vaporariorum  Trichoplusia ni	Gammel 1969 (Sudan); Rosen 1966 (Israel). Gammel 1969. (Sudan) CABI. Stoner y Butter 1963 (Arizona). Danzig 1964. (URSS). Stoner y Butter 1963 (Arizona). CABI (Japón). Stoner y Butter 1963 (Arizona). Stoner y Butter 1963 (Arizona).
E. Meritoria	Aleyrodes spiraeoides.	Gerlyng 1966; 1967: Datman 1970 California.



## ESPECIES DE PARASITOIDES

## OTROS HOSPEDEROS

## REFERENCIA

E. partenopea	Trialeurodes abutilu- neus Aleyrodes proletella.	Gerlyng 1967 (California). CABI (Egipto e Italia); Thompson 1950 (England). CABI.
Bulgarialeurodes cotasii	Asterobemisia carpini. A. paveli	Mound y Halsey 1978. CABI (Turkmenia- URSS).
	Siphoninus immaculatus.	Mound y Halsey 1978.
	S. pillyraeae	CABI (Bulgaria Italia); Mentz- elos 1967. (Greece) Thomason 1950 (Italia); tream blay 1969.
	Trialeurodes vaporariorum.	CABI (Italia), Thomson 1950 (uk), timoferma 1963 (URSS).
E. Smithi	Aleurocenthus	Fulmek 1943 (Sri Lanka, China, Malaya, Indonesia).
	A. spiniferus	CABI (China, Japon); Thompson 1950 (China, Japon).
	A. woglumi	Flanders 1969 (Mexico-introduced). Thompson 1950 (China, Sri Lanka).
E. sublutea	Bemisia sp.	Thompson 1950 (Samalia).
E. transvena	Melanaphis Seckhari	Thomson 1950 (Hawaii).
	Singhius hibisci	Thompson 1950 (Hawaii).
	Trialeurodes vaporariorum	CABI (Hawaii); Thomson 1950 (Hawaii).
E. sp. nr. tricolor	Aleurocenthus woglumi.	CIBC Pakistan Station 1983 (Pakistan).
	Aleuroclava sp.	CIBC Pakistan Station 1983 (Pakistan).
	Aleurolobus sp.	CIBC Pakistan Station 1983 (Pakistan).

ESPECIES DE PARASITOIDES

OTROS HOSPEDEROS

REFERENCIA

Eretmacerus	A. niloticus	CIBC Pakistan Station 1983 (Pakistan).
E. californicus	Alevrodes spiraeoides.	Gerlyng 1966 California.
	Aleurothrixus floccossu.	Thompson 1950 (Puerto Rico).
	Tetralicca sp.	Gerling 1966 (California).
	Trialeurodes abutiloneus.	Gerling 1966 (California).
	T. vaporariorum	Gerling 1966 (California).
E. corni	Aleyrodes sp.	Fulmek 1943 (Italia).
	Dialeuronya fici	CABI (India).
	Lepidosaphes Heckii.	Thompson 1950 (Paraguay).
	Pealius quercus	Mound y Halsey 1978.
	Singhius hibisci	Thompson 1950 (hawaii).
	Singhius phillyreae.	Mentzelos 1967 (Greece); Tremblay 1969.
	Tetraleurodes corni	Fulmek 1943 (USA)
	Tetraleurodes packdi.	Thompson 1950 (USA). dabi (New York).
	T. vaporariorum	Thompson 1950 (Chile).
E. "diversiciliatus"	Acaudaleyrodes citri	Rosen 1966 (Israel).
	Alevrodes spiraeoides	Rosen 1966 (Israel).
E. haldemani	Alevrodes spiraeoides	Gerling 1967; Oatman (California).
	Aleurobus niloticu	Hava 1973 (India).
	Aleurothrixus floccossus	CABI (California)
	Trialeurodes abutiloneus.	Thompson 1950 USA
		CABI (Louisiana)
		Dysert 1966 (Illinois); Gerling 1967 (California).
	T. vaporariorum	CABI (Japan).
E. mundo	Aleurocolatus cadebae.	Gameel 1969 (Sudan).
	Alevrodes sp	Fulmek 1943 (Italia Spain)

ESPECIES DE PARASITOIDES

OTROS HOSPEDEROS

REFERENCIA

Asterobemisia  
paveli.  
bemisia avata

Mound y Halsey  
1978.

Mound y Halsey  
1978 (URSS).

Neomaskellia  
bergii

CABI (India).

Cuadro A-4 : Valoración de la cantidad de oviposición, fecundidad y longevidad de Encarsia formosa.  
(Según : Van Der Laan, 1982).

TEMPERATURA	AUTOR	CANTIDAD DE OVIPOSICION HUEVOS/ /dia	FECUNDIDAD HUEVOS/	LONGEVIDAD DIAS
15	Burnett (1949)	0.9	15.6	31.0
18°C día y 7°C noche	Van Der Laan <u>et al</u> (1982)	3.2	70.8	24.7
18°C día y 7° noche	Christochowitz (1981)	3.5		32.6
15.6°C	Vet y Van Len- teren (1981)	xxx	xxx	99.3
17°C	Vet y Van Len- teren (1981)	8.3 xx	165.6 xx	44.0
18°C	Christochowitz <u>et al</u> (1981)	8.0 x	-.-	23.1
18°C	Burnett (1949)	1.7	28.2	27.0
18°C	Madvek (1979)	3.3	69.0	17.8

x Hospedero disponible durante 30 dias  
 xx Hospedero disponible durante 20 dias  
 xxx Sin hospedero disponible

Cuadro A-5. Longevidad y número de hospederos muertos por relación hospedero-alimento de E. formosa (6 hembras muestreadas)  
(Según : Arakawa, 1982).

LONGEVIDAD DEL ADULTO (DIAS)		36.8 ± 2.8
TOTAL DE HUEVOS DEPOSITADOS		442.2 ± 21.9
	PARASITADOS	432.7 ± 21.4
No. DE HOSPEDEROS	MUERTOS POR HOSF-ALIMENTO	101.3 ± 4.8
	ATACADOS	534.0 ± 24.7

Cuadro A-6. Porcentajes de sobrevivencia de los estados inmaduros y periodo de desarrollo de huevo a la emergencia del adulto de E. formosa en varios estadios de la mosca blanca.  
(Según : Arawaka, 1982).

ESTADO DE HOSPEDERO ATACADO	No. DE HOSPEDEROS PARASITADOS	FORCENTAJE DE SOBREVIVENCIA DE LA AVISPA (%)	PERIODO DE DESARROLLO DE HUEVO A ADULTO (DIAS)	
1er Estadio	13	92.3	20.2 ± 0.6	
2o. Estadio	20	75.0	17.4 ± 0.6	
3er Estadio	38	89.5	15.0 ± 0.3	
4o. Estadio	temprano	86	87.9	15.0 ± 0.2
	medio	36	88.9	15.0 ± 0.2
	tardío	25	76.0	14.4 ± 0.3

CUADRO A-7 Caracteres de identificación de pupas parasitadas y no parasitadas de la mosca blanca Trialeurodes abutilonea. (Según: VAtve, 1969-1970).

N	PUPA NO PARASITADA	PUPA PARASITADA
1. Color general de las pupas	Color de parafina o blanco amarillento, la noción central del dorso parcialmente pardo oscuro o negro.	Varios tonos de pardo amarillento.
2. Cuerpo grasos abdominales.	Un par de cuerpos grasos de color amarillo limón en la porción posterior del abdomen al verse ventralmente.	El color de los cuerpos grasosos anaranjado.
3. Ojos compuestos a los lados de la cabeza - del parásito dentro - de la cápsula pupal - de la mosca blanca.	No visibles.	Visibles.
4. Tres ocelos del vertex del adulto del parásito dentro de la cápsula pupal de la mosca blanca.	No visibles.	Visibles.
5. Textura de la cápsula pupal vacía.	Muy frágil.	Aspera, fuerte.
6. Forma de la apertura de emergencia en el dorso de la cápsula pupal.	Ranura en forma T invertida.	Circular o elíptica.

Cuadro A-8. Resultados del control del crecimiento de poblaciones de *I. vaporariorum* y la eficiente parasitoidización de *E. formosa* en 4 especies de plantas hospederas [+ = bueno (resultado de control), rápido (crecimiento de la población) o alto (parasitoidización eficiente)]. (Según : Hulpas, 1978).

RESULTADOS CRECIMIENTO DE PARASITOIDIZACION  
DEL CONTROL LA POBLACION DE EFICIENTE DE *E.*  
*T. VAPORARIORUM FORMOSA.*

BERENJENA	±	++	+
PEPINO	-	+	-
TOMATE	+	±	+
CHILE PIMIENTO	no necesario	-	++

Cuadro A-9. Porcentaje de parasitismo de ninfas de mosca blanca por *Encarsia* spp. en el cultivo del algodón para los años 1977 y 1978, en El Salvador. Según : Escobar, 1983

FECHA	TOTAL DE NINFAS		NUMERO DE NINFAS PARASITADAS		PORCENTAJE DE PARASITISMO (%)	
	1977	1978	1977	1978	1977	1978
16 DE AGOSTO	--	62		1		1.61
23 DE AGOSTO	218	166	18		8.25	
30 DE AGOSTO	320	318		4		1.25
6 DE SEPTIEMBRE	500	300	60		12	
13 DE SEPTIEMBRE	680	400	140	12	20.58	3
20 DE SEPTIEMBRE	900		400		44.4	
27 DE SEPTIEMBRE	960		200		23.25	
4 DE OCTUBRE	1180	828	440	239	37.28	28.66
11 DE OCTUBRE	960	808	340	213	35.41	26.36
18 DE OCTUBRE	520	1155	180	381	34.61	32.98
25 DE OCTUBRE	480		180		37.5	
1 DE NOVIEMBRE	300	313	80	52	26.66	16.61
8 DE NOVIEMBRE	320	455	80	58	25	12.74
15 DE NOVIEMBRE	290	329	60	47	21.42	14.28
22 DE NOVIEMBRE	200	311	40	18	20	5.78
29 DE NOVIEMBRE	260	387	100	25	38.46	6.45
6 DE DICIEMBRE	500	186	200	4	40	2.15

CUADRO A-10 Parasitoides del orden hymenóptero registrados de Bemisia tabaci. (Según: López-Avila, 1986).

ESPECIES PARASITOIDES	LOCALIZACION	REFERENCIA
Aphelinidae		
Aphelosoma sp.	Pakistan	Ahmad y Muzaffar 1977.
Encarsia sp.	Egipto	Azab. Megahed y El Mirsawi 1970.
(= Prosnaltella sp.)	Jordania	Khalifa y El-khidir 1965.
	Pakistan	Elmosa 1979; Sharaf 1982-1984.
	Sudan	Ahmad y Muzaffar 1977.
		Abdetrahman 1986; Cowland 1934; Fulmek 1943; Shires. Murray y Sadig 1983.
E. aspidiocola	Turkia	Elmosa 1979.
	Turkia	Elmosa 1979.
E. sp. auranti (howard)	Pakistan	Ahmad y Muzaffar 1947.
E. bemisia de santis	Brasil	Santis 1981.
E. deserty Gerlyng y Rivnay		1984
E. Shafeei Hayat	India	Lal 1980, 1983.
(= F. flava shafe)	Pakistan	Neir y Nambier 1983 CIBC Pakistan Station 1983.
E. Formosa Gahan	California	Gerlyng 1967.
	Jordania	Elmosa 1979.
E. Lutea Masi	Israel	Gerling 1972; 1984 Gerling, Motro y Horowitz 1980; Horowitz, Motro y Gerlyng 1980. woll Gerlyng y Cohen 1984.
	Italia	Viugiani y Mazzone 1980.
	Pakistan	CIBC Pakistn Station 1983.
	Sudan	Abdelrahman 1986; Gameel 1969.
E. Meritoria Gahan	California	Gerlyng 1967.
E. nimeoi Viggiani	Libia	Viggiani 1982.



E. mohyuddini shafee y Rizvi	Pakistan	Shafee y Rizvi 1982.
E. smithi Silvestri	India	Pruthi y Samuel 1942; Samuel 1950.
E. sublutea silvestri	Kenya, Malawi Zimbabwe Pakistan Hawaii	Gerlyng 1985. Mahyddin pers. comm. 1986. Gerlyng 1985.
E. sp. nr. tricolor foerester	Pakistan	CIBC Pakistan Station 1985.
Eretmocerus sp.	Egypto	Azab, Megahed y El-Mirsawi 1970. El Helaly, El shazli y El Gayer 1971.
	Italia	Viggiani y Battaglia 1983.
	Pakistan	Ahmad y Muzaffer 1977.
	Sudan	Joyce 1955; shires, Murray y Sadig 1983.
E. aligahensis khan y shaffe	Pakistan	CIBC Pakistan Station 1983.
E. californicus howard	California	Gerlyng 1966.
E. corni halderman	Egypto	Priesner y Hosny 1940.
	India	Hayat 1942.
	Pakistan	CIBC Pakistan Station 1983.
E. diversiciliatus Silvestri	Egypto	Khalifa y El Khidir 1965.
	Sudan	Abdelrahman 1986 Cowland 1934. Fulmak 1943.
E. Haldemani Howard	California	Gerlyng 1966; 1967. Natwick y Zalom 1984.
E. mundus Mercet (= masii Silvestri)	Kenya, Malawi y Zimbabwi Egipto	Gerlyng 1985. El-helaly, El Shazli y El Sayer 1971; Hapezet al. 1983, Tawfik et al. 1983.
	India	Hayat 1972; Pruthi 1941; Pruthi y Samuel 1942. Samuel 1950.

	Israel	Avidov 1956; Gerlyng 1972; 1984 Gerlyng, Motro y Horowitz 1980. wool, Gerlyng y Cohenm 1984.
	Italia	Trembley 1959.
	Jordan	Elmosa 1979; Sharaf 1982; 1984; Sharaf y Batta 1985.
	Pakistan	Ahmad y Muzaffar 1977; CIBC Pakistan Station 1983.
	Sudan	Abdelrahman 1986; Gameel 1969.
	Siria	Greathead y Bennett 1981.
	Turkey	Elmosa 1979.
	URSS	Mound y Halsey 1978.
Pterootrix bemisiae masi	India	Puthi y Samuel 1942 Samuel 1950.
Ceraphronidae		
Aphanogmus fumipennis	Zaire	Mound y halsey 1978.

Cuadro A-11. Temperaturas y humedad Relativa promedios registrados a nivel de jaula e invernadero en la cria masiva de B. tabaci y Encarsia tabacivora en San Salvador, El Salvador. (Registrados mediante un higrotermógrafo, 1991)

SEM	FECHA	TEMPERATURA PROMEDIO		HUMEDAD RELATIVA PROMEDIO	
		T° min.	T° max.	H.R. min.	H.R. max
1	14-18 FEB	21.00	33.00	40.25	84.75
2	18-25 FEB	21.00	37.71	45.57	72.86
3	25-04 MAR	21.54	36.64	39.00	89.10
4	04-11 MAR	19.71	34.14	36.14	77.12
5	11-18 MAR	19.85	39.90	41.28	89.28
6	18-25 MAR	21.43	37.28	32.71	85.00
7	25-01 ABR	21.21	33.38	50.28	90.00
8	01-08 ABR	19.71	30.86	48.43	89.57
9	08-15 ABR	22.50	32.85	50.85	88.71
10	15-22 ABR	22.71	33.71	50.85	93.14
11	22-29 ABR	22.85	32.57	54.14	91.43
12	29-06 MAY	21.00	33.00	46.71	93.00
13	06-13 MAY	21.43	32.85	48.43	94.00
14	13-20 MAY	21.14	30.43	59.42	94.71
15	20-27 MAY	21.92	31.21	58.14	92.57
16	27-03 JUN	22.28	37.71	51.57	92.57
17	03-10 JUN	19.21	32.21	56.28	94.00
18	10-17 JUN	22.64	34.57	50.28	93.71
19	17-24 JUN	21.35	31.35	56.66	94.85
20	24-01 JUL	21.07	29.50	61.42	93.50
21	01-08 JUL	21.14	30.05	55.85	94.71
22	08-15 JUL	21.78	32.57	50.57	92.28
23	15-22 JUL	21.92	33.51	46.28	93.57
$\Sigma$		490.39	771.00	1,131.11	2,074.43
$\bar{x}$		21.32	33.52	49.18	90.19

Cuadro A-12. Temeperaturas diarias registradas a nivel de un invernadero del CENTA, lugar de la liberación de Encarsia tabacivora los parasitoides de Bemisia tabaci (Registrados mediante un termómetro, 1991

FECHA DE REGISTRO	HORAS DE REGISTRO		
	9:00 AM T°C	2:00 PM T°C	
1 de Junio de 1991	25	26	
2	26	31	
3	27	34	
4	28	31	
8	28	35	
9	28	36	
10	29	36	
12	28	36	
19	31	37	
22	26	36	
23	29	36	
24	29	37	
25	29	36	
26	31	36	
29	28	35	
30	30	37	
7 de Agosto de 1991	28	35	
8	29	36	
9	28	38	
12	30	37	
13	28	38	
14	30	36	
15	35	42	
16	32	39	
19	28	38	
20	29	38	
21	30	37	
22	27	37	
23	27	---	
26	29.5	37	
27	30	37	
28	30	36	
29	30	37	
30	30	37	
	$\Sigma$	982.5	1190
	$\bar{X}$	28.90	36.06

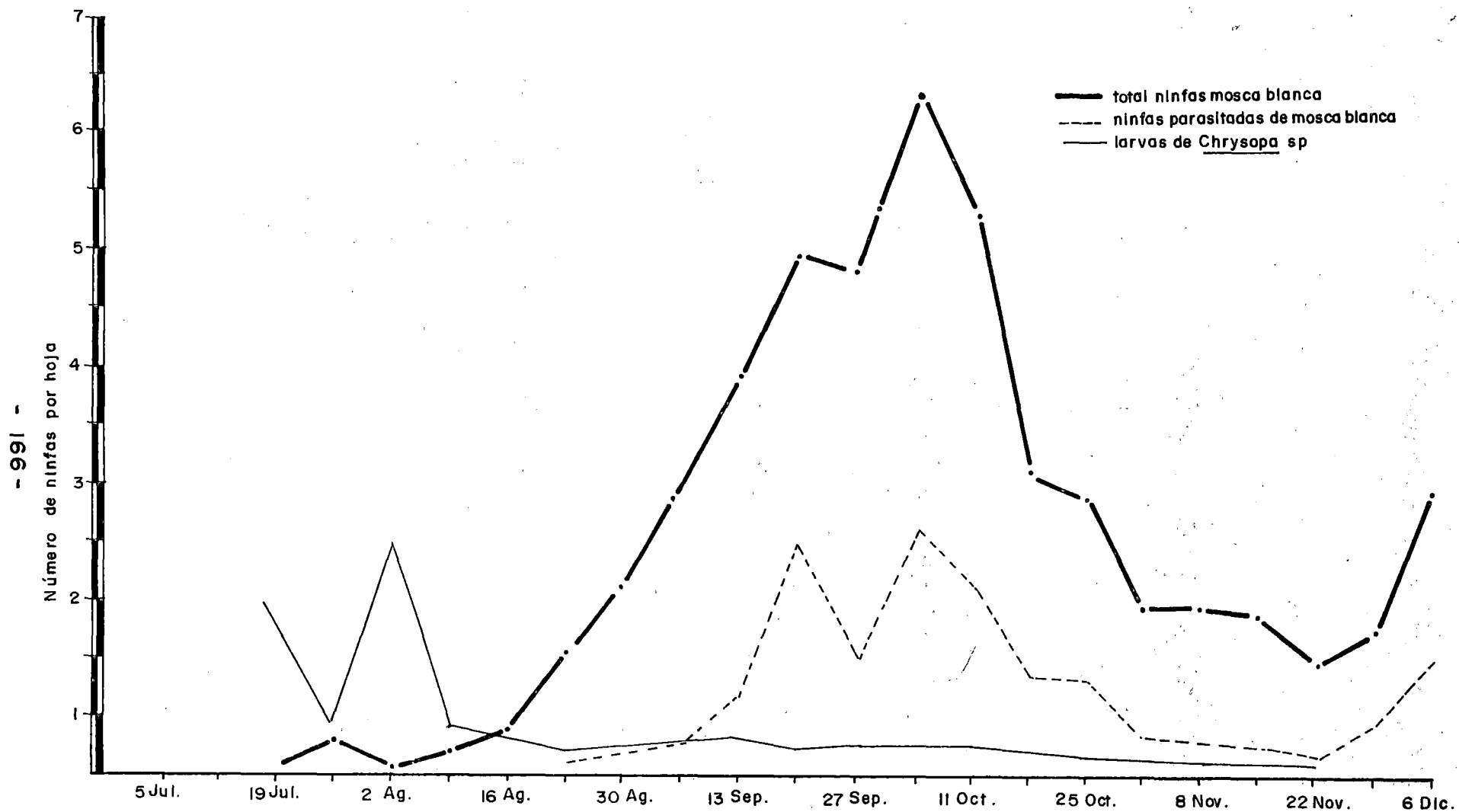


Fig. A-1 Dinámica de población de ninfas de mosca blanca y acción de enemigos naturales en el cultivo del algodón en la Estación Experimental La Providencia, El Salvador, 1977

( Según : Escobar, 1983 )

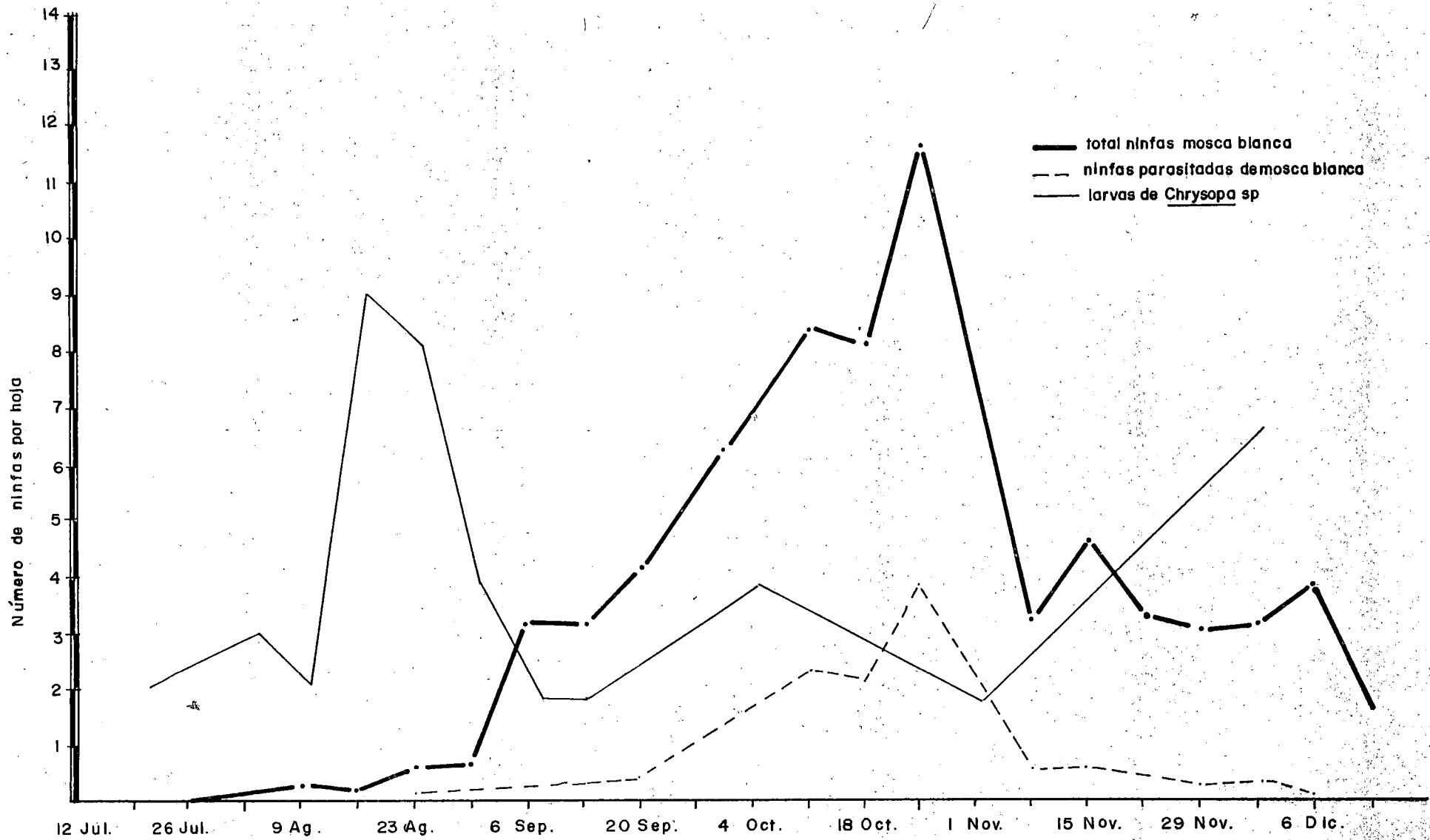


Fig. A-2 Dinamica de población de ninfas de mosca blanca y acción de enemigos naturales en el cultivo del algodón en la Estación Experimental La Providencia, El Salvador. 1978 .

( Según : Escobar , 1983 )